L'utilisation de produits agrochimiques dans les pays en développement s'est fortement accrue au cours des dernières années et ceux qui sont utilisés en plus grande quantité, les insecticides et les herbicides, ont tendance à avoir les effets secondaires les plus graves sur l'environnement. Suite à la CNUE de 1992 et à son adoption de l'Agenda 21, il est requis que tous les pays effectuent un suivi et une évaluation de l'impact des insecticides pour lutter contre la dégradation de l'environnement. Le récent sommet de la CNUE en 2002 a fixé des objectifs pour intensifier la réalisation de cet engagement.

Méthodes de suivi écologique pour évaluer les effets des pesticides dans les tropiques a pour objectif d'aider les pays en développement à accroître leur capacité à procéder au suivi écotoxicologique. Il utilise les connaissances des spécialistes de l'impact et du suivi des pesticides pour fournir des conseils sur la mesure, l'analyse et l'interprétation des changements au niveau des populations animales et des fonctions pédologiques clés.

Le présent manuel présente un intérêt principalement pour tous ceux qui ont des responsabilités au niveau de l'environnement, de l'agriculture et de la santé publique au sein des gouvernements, des agences de développement, des bailleurs de fonds et des organisations non gouvernementales. Les chapitres spécialisés et la méthodologie de terrain devraient être utiles aux universitaires et aux étudiants en écotoxicologie dans les pays en développement.

DFID Department for International Development
CTA partageons les connaissances au profit des communautés rurales
Natural Resources Institute
PESTICIDE ACTION NETWORK UK
FAO FIAT PANIS

MÉTHODES DE SUIVI ÉCOLOGIQUE
POUR ÉVALUER LES EFFETS DES PESTICIDES DANS LES TROPIQUES MANUEL

MANUEL



MÉTHODES DE SUIVI ÉCOLOGIQUE

POUR ÉVALUER LES EFFETS DES PESTICIDES DANS LES TROPIQUES

Edité par Ian F. Grant et Colin C. D. Tingle
Traduction française : Agrooh! Bioscience translations

MÉTHODES DE SUIVI ÉCOLOGIQUE

POUR ÉVALUER LES EFFETS DES PESTICIDES DANS LES TROPIQUES

Edité par Ian F. Grant et Colin C. D. Tingle

Traduction française : Agrooh! Bioscience translations

DFID Department for International Development
CTA partageons les connaissances au profit des communautés rurales sharing knowledge, improving rural livelihoods
Natural Resources Institute
PESTICIDE ACTION NETWORK *UK*
FAO FIAT PANIS

© The University of Greenwich 2002

Le Natural Resources Institute (NRI) de l'Université de Greenwich est un centre de compétences reconnu internationalement dans le domaine de la recherche et des missions consultatives dans le secteur de l'environnement et des ressources naturelles. L'Institut effectue des travaux de recherche-développement et de formation afin de promouvoir une gestion et une utilisation efficace des ressources naturelles renouvelables pour encourager des moyens d'existence durables.

De brefs extraits de la présente publication peuvent être reproduits à des fins non commerciales à condition que la source des informations soit indiquée de la façon suivante:

GRANT, I.F. et TINGLE, C.C.D. (éditeurs) (2002) *Méthodes de suivi écologique pour évaluer les effets des pesticides dans les Tropiques*. Chatham, R-U: Natural Resources Institute.

Ces informations ne peuvent toutefois pas être reproduites à des fins commerciales sans l'autorisation écrite du Managing Editor, Université de Greenwich à Medway, Central Avenue, Chatham Maritime, Kent ME4 4TB, Royaume-Uni.

La publication de la présente publication a été financée par le Department for International Development (DFID) du Royaume-Uni, le Natural Resources Institute (NRI) et le Centre technique de coopération agricole et rurale (CTA). Ils ne peuvent accepter aucune responsabilité en ce qui concerne l'information fournie ni les opinions exprimées dans la présente publication.

Le Centre technique de coopération agricole et rurale (CTA) a été créé en 1983 dans le cadre de la Convention de Lomé entre les États du Groupe ACP (Afrique, Caraïbes, Pacifique) et les pays membres de l'Union européenne. Depuis 2000, le CTA exerce ses activités dans le cadre de l'Accord de Cotonou ACP-CE.

Le CTA a pour mission de développer et de fournir des services qui améliorent l'accès des pays ACP à l'information pour le développement agricole et rural, et de renforcer les capacités de ces pays à produire, acquérir, échanger et exploiter l'information dans ce domaine. Les programmes du CTA sont conçus pour: fournir un large éventail de produits et services d'information et mieux faire connaître les sources d'information pertinentes; encourager l'utilisation combinée de canaux de communication adéquats et intensifier les contacts et les échanges d'information, entre les acteurs ACP en particulier; renforcer la capacité ACP à produire et à gérer l'information agricole et à mettre en œuvre des stratégies de GIC, notamment en rapport avec la science et la technologie. Le travail du CTA tient compte de l'évolution des méthodologies et des questions transversales telles que le genre et le capital social.

Le CTA est financé par l'Union européenne.

La présente publication a reçu l'appui du Centre technique de coopération agricole et rurale (CTA), Wageningen, Pays-Bas: http:/www.cta.int

CTA, Postbus 380, 6700 AJ Wageningen, Pays-Bas.



Une information complémentaire et des exemplaires de la présente publication peuvent être obtenus par courrier électronique à www.nri.org en donnant la référence **PES3.**

Des exemplaires sont également disponibles auprès de Practical Action Publishing, Schumacher Centre for Technology & Development, Boughton-on-Dunsmore, Rugby, Warcs CV23 9QZ, R-U. Tél: +44 (0) 1926 634501. Télécopieur: +44 (0)1926 634502. Courriel: publishinginfo@practicalaction.org.uk

Natural Resources Institute
ISBN: 0 85954 543-1

TABLE DES MATIÈRES

Préface xi
Remerciements xii

Introduction 1
Comment utiliser ce manuel 3

1 Élaboration d'un programme de suivi écotoxicologique 5
Colin C.D. Tingle et Ian F. Grant

Examen approfondi des programmes de lutte contre les ravageurs 5
Phase de planification 7
Évaluation des risques 8
Travail sur le terrain - phase de mise en oeuvre 14
Dispositif expérimental 14
Sélection des sites 15
Phase d'analyse et d'évaluation 17
Présentation des résultats 21
Interprétation des résultats et conclusions 27
Références 27
Exemple concret – La lutte antiacridienne: effets de la pulvérisation en barrières d'IGR sur les invertébrés terrestres non cibles à Madagascar 30
Observation 30
Problème 30
Étude documentaire – déterminer les risques 30
Hypothèse 31
Travail de terrain – Dispositif expérimental 31
Travail de terrain – Sites d'étude 31
Travail de terrain – Traitements 33
Travail de terrain - Méthode d'échantillonnage 35
Traitement des échantillons 36
Enregistrement et traitement des données 36
Analyse des données 38
Résultats des études de suivi toxicologique sur les invertébrés – interprétation 43
Conclusions générales de l'étude 52

2 Notions de statistiques: problèmes et méthodes 53
John Sherington et Ian F. Grant

Introduction 53
Dispositif expérimental 53
Notions de statistique 54
Dispositif expérimental: informations supplémentaires 57
Technique des blocs 59
Échantillonnage 60
Gestion des données 62
Estimation, précision et tests statistiques 62
Taille des échantillons 64
Tendances et relations 66
Corrélation entre catégories 67
Analyse de la variance 68

Références 69
Résumé des méthodes de base 70
Exemple concret – Analyse de la variance à un critère 71
Fiches de travail pour des statistiques utiles 75
Échantillonnage aléatoire 75
Allocation aléatoire des traitements 77
Calcul de l'écart-type (SD) 78
Test U de Mann-Whitney pour comparer deux échantillons 79
Test t de Student pour comparer deux échantillons 80
Corrélation et régression linéaire 81
Corrélation de rang de Spearman 83
Test du χ^2 pour les tableaux de contingence 84
Annexe des tables statistiques 85

3 Précautions d'utilisation et de manipulation de pesticides et réactifs chimiques 89
John R. Cox

Introduction 89
Solvants 89
Acides 90
Réactifs chimiques en général 90
Vêtements de protection 91
Pour en savoir plus 94

4 Traitements avec des pesticides: maîtrise et suivi 95
Hans Dobson et William King

Introduction 95
Types de formulations de pesticides 95
Matériel d'application 97
Étalonnage du pulvérisateur 101
Pulvérisation 106
Dépôt des goutelettes de pulvérisation 107
Observation du dépôt de pulvérisation 109
Méthodes d'échantillonnage, de dénombrement et de mesure de la taille des goutelettes 111
Surfaces à base de papier et de cartes: papiers hydrosensibles et oléosensibles 111
Surfaces papier et à base de cartes: carte blanche 112
Lames enduites d'oxyde de magnésium 112
Échantillonneurs à fibres 113
Références 114

5 Paramètres environnementaux 115
Ian F. Grant

Introduction 115
Dispositif expérimental 115
Mesures météorologiques 117
Vent 117
Pluviométrie 117
Température 117
Humidité relative 118

Autres mesures physiques et physico-chimiques 118
Température de l'eau 118
Oxygène dissous 119
pH 120
Lumière et ombrage 120
Turbidité/ transparence de l'eau 120
Turbidité/ solides en suspension 121
Conductivité 121
Vitesse du courant 121
Classification des substrats aquatiques 122
Estimation du couvert végétal 122
Texture du sol 123
Humidité de sol 123
Capacité de rétention d'eau du sol 124
Les appareils d'enregistrement 124
Références 124

6 Échantillonnage en vue de l'analyse de résidus de pesticides 125
John R. Cox
Introduction 125
Propriétés des pesticides 126
Dispositif expérimental 130
Prévenir la contamination d'un échantillon 135
Techniques d'échantillonnage 138
Échantillonnage du sol 138
Échantillonnage de l'eau 138
Échantillonnage des sédiments 140
Échantillonnage de la végétation 140
Échantillonnage des tissus 141
Échantillonnage des vertébrés/invertébrés 142
Collecte et enregistrement des données 143
Présentation et interprétation des données 144
Taille de l'échantillon et limite inférieure de détermination 144
Calcul des résidus 145
Autres considérations 146
Références 147

7 Transformation dans le sol 149
Ian F. Grant
Introduction 149
Dispositif expérimental 150
Techniques d'échantillonnage 152
Nitrification du sol 152
Fixation biologique de l'azote 153
Respiration du sol 153
Texture, humidité et capacité de rétention d'eau du sol 154
Activité des populations de lombrics 154
Méthode des sacs de débris végétaux 155
Couverture algale du sol 156
Références 156

8 Les invertébrés terrestres 159
Colin C.D. Tingle

Introduction 159
Dispositif expérimental 160
Techniques d'échantillonnage 165
Les invertébrés épigés 165
Piège de Barber 165
Appâts alimentaires 166
Autres méthodes 167
Les invertébrés de la végétation 167
Filets-fauchoirs 167
Autres méthodes 168
Insectes volants 168
Piège Malaise 168
Piège à eau 168
Activité des abeilles dans les ruches 169
Autres méthodes 169
Les invertébrés arboricoles 170
Piège en entonnoir ou piège de drap
Pièges sur tronc
Collecte directe
Les invertébrés du sol 170
Carottages de sol 170
Sacs à débris végétaux 170
Évaluation de la santé des colonies de termites 171
Autres méthodes 171
Collecte d'invertébrés terrestres destinée à analyser les résidus des pesticides 173
Traitement des données 173
Techniques de montage pour la conservation et l'identification des invertébrés 176
Étiquetage des spécimens d'invertébrés collectés 178
Adresses utiles 179
Références 179

9 Les invertébrés aquatiques 183
Ian F. Grant

Introduction 183
Dispositif expérimental 183
Méthodes d'échantillonnage 186
Techniques d'échantillonnage 188
Méthodes qualitatives
Échantillonnage par coups de pied ou de talon 188
Échantillonnage des invertébrés de surface 188
Les substrats artificiels 188
Échantillonnage au troubleau 188
Herbes et racines aquatiques 189
Méthodes quantitatives 189
Échantillonnage par cylindre ou par boîte 189
Échantillonnage des invertébrés par dérive 190
Échantillonnage du plancton 191
Piège à émergence 191
Échantillonnage à la benne 192
Méthodes physico-chimiques 192
Traitement des échantillons 193
Références 193

10 Les poissons **195**
Bernadette McCarton

Introduction 195
Dispositif expérimental 195
Techniques d'échantillonnage 198
Échantillonnage des prises sur place 198
Programmes de capture 199
Système de pêche à la senne 201
Pêche aux filets maillants 203
Piégeage 203
Hameçons 205
Javelots 205
Assèchement et méthodes associées (par ex. pêche à la main) 206
Empoisonnement 206
Pêche à l'électricité 207
Mesures 207
Traitement des échantillons destinés à l'analyse de résidus 208
Traitement des échantillons destinés à une estimation du paramètre population 209
Techniques de laboratoire et analyse des données 209
Références 211

11 Amphibiens et reptiles **213**
Michael R.K. Lambert

Introduction 213
Objectifs 214
Dispositif expérimental 215
Inventaire, observation et techniques d'échantillonnage 218
Inventaire complet des espèces 218
Étude d'observation in situ 218
Échantillonnage par quadrat 219
Échantillonnage par transect 220
Échantillonnage par mosaïque d'habitats 221
Échantillonnage quantitatif des larves d'amphibiens (et des reptiles aquatiques) 221
Observation des sites de reproduction pour amphibiens 222
Méthodes supplémentaires concernant les amphibiens 222
Méthodes supplémentaires concernant les reptiles 223
Taxonomie 223
Estimation de la diversité 224
Étiquetage 226
Bioindicateurs 226
Références 227

12 Les oiseaux **229**
Robert J. Douthwaite et Charles F. Dewhurst

Introduction 229
Effets des traitements avec des pesticides sur les oiseaux 229
Dispositif expérimental 230
Méthodes d'échantillonnage 233
Taille des populations 233
Stations d'écoute 233
Dénombrements de transects à largeur fixe 234
Cartographie des territoires 235
Autres méthodes pour évaluer l'abondance 237
Densité des nids 237
Comportement alimentaire et régime 239
Références 240
Annexe Exemples d'espèces et de codes d'activité 242

13 Petits mammifères et chauves-souris 243
Andrew N. McWilliam
Introduction 243
Effets des pesticides 244
Dispositif expérimental 244
Méthodes de suivi 245
Carrés de piégeage 245
Ligne de piégeage 247
Considérations pratiques 247
Manipulation des animaux 248
Analyse biochimique et analyse des résidus 250
Méthodes d'enquête pour les chauves-souris 250
Détecteurs de chauves-souris 251
Transects 252
Échantillonnage et dispositif expérimental 252
Analyse de résidus chez les chauves-souris 252
Références 253

Glossaire 255
Abbréviations 266

FICHES MÉTHODOLOGIQUES

Chapitre 4 – Traitements avec des pesticides: maîtrise et suivi
Mesure des gouttelettes et détermination du DMN et DMV
Mesure de la largeur de l'andain pour des pulvérisateurs UBV
Technique de prélèvement permettant de mesurer le débit d'un pulvérisateur
Mesure de la quantité manquante pour déterminer le débit
Étalonnage des pulvérisateurs UBV
Étalonnage des pulvérisateurs à grand volume
Fabrication de lames enduites d'oxyde de magnésium
Utilisation d'échantillonneurs en fibre pour le contrôle de la dérive
Utilisation d'échantillonneurs rotatifs à oxyde de magnésium

Chapitre 5 – Paramètres environnementaux
Mesures météorologiques: température, humidité, pluviométrie, vitesse du vent
Mesures physico-chimiques de l'eau
Turbidité
Mesure du courant
Classification des substrats aquatiques
Couvert végétal et zones ombragées
Texture du sol
Humidité, capacité de rétention d'eau et pH du sol

Chapitre 6 – Échantillonnage en vue de l'analyse de résidus de pesticides
Échantillonnage de sol pour la recherche de résidus
Échantillonnage d'eau pour la recherche de résidus
Échantillonnage de sédiments pour la recherche de résidus
Échantillonnage de la végétation terrestre pour la recherche de résidus
Échantillonnage de la végétation aquatique pour la recherche de résidus
Échantillonnage des poissons pour la recherche de résidus
Échantillonnage des oiseaux et des petits mammifères pour la recherche de résidus
Échantillonnage des reptiles et des amphibiens pour la recherche de résidus
Échantillonnage des invertébrés pour la recherche de résidus

Chapitre 7 – Les transformations dans le sol
Nitrification des sols
Respiration du sol (à long terme et sur le terrain)
Respiration du sol (méthode semi-continue)
Estimation de l'activité des lombrics
Estimation de la population de lombrics
Couverture algale du sol
Décomposition microbienne – Méthode des sacs de débris végétaux

Chapitre 8 – Les invertébrés terrestres
Filet fauchoir
Pièges de Barber
Appâts alimentaires pour les fourmis
Appâtage des termites
Piège Malaise
Pièges à eau
Transects à papillons
Piégeage sur tronc
Pièges en entonnoir ou de drap
Prélèvements de carottes de sol
Sacs à débris végétaux pour la faune du sol
Extraction des invertébrés de carottes de sol par flottage
Entonnoirs de Tulgren pour l'extraction des invertébrés de carottes de sol
Estimation de la santé de la colonie de termites

Chapitre 9 – Les invertébrés aquatiques
Échantillonnage par coups de pied
Substrats artificiels
Troubleau (aquatique)
Échantillonnage par cylindre ou boîte
Échantillonnage de la dérive
Pièges à émergence
Échantillonnage du plancton
Échantillonnage à la benne

Chapitre 10 – Les poissons
Échantillonnage des prises chez les pêcheurs locaux
Pêche à la senne
Pêche au filet maillant
Pêche à la nasse
Pêche au harpon
Pêche à la ligne
Longueurs et poids des poissons
Étude des gonades
Analyse de la fécondité
Analyse du contenu stomacal
Estimation de l'âge par prélèvement des écailles, des otolithes et des épines
Conservation des poissons pour identification et constitution d'une collection de référence

Chapitre 11 – Les amphibiens et les reptiles
Détections visuelles (amphibiens et reptiles)
Échantillonnage par mosaïque d'habitats (amphibiens et reptiles fouisseurs)
Observation des sites de reproduction (amphibiens)
Inventaire complet des espèces (amphibiens et reptiles)
Échantillonnage des microhabitats par blocs de quadrats et de transects (amphibiens et certains reptiles)
Échantillonnage quantitatif de larves d'amphibien (et de reptiles aquatiques) – Pêche à la senne
Échantillonnage quantitatif de larves d'amphibiens (et de reptiles aquatiques) – Pêche à l'épuisette
Échantillonnage quantitatif de larves d'amphibiens (et de reptiles aquatiques) – Utilisation de pièges

Chapitre 12 – Les oiseaux
Généralités
Silhouettes d'oiseaux
Méthode du point d'écoute
Dénombrements par transects
Cartographie des territoires
Densité des nids
Comportement alimentaire et alimentation

Chapitre 13 – Petits mammifères et chauves-souris
Ligne de piégeage
Carré de piégeage
Suivi des populations de chauves-souris

PRÉFACE

Nous venons juste de fêter le quatorzième anniversaire de la Conférence des Nations unies sur l'environnement et le développement (CNUED). L'agenda 21, qui définit des stratégies et des programmes mondiaux pour enrayer la dégradation de l'environnement et favoriser le développement durable, a été adopté comme document légal le 13 juin 1992. Les stratégies destinées à l'agriculture et à la santé plaident pour l'emploi de pesticides sélectifs et facilement dégradables ou bien le recours aux agents de lutte biologique comme alternative à la toxicité de ces produits. Dans leur grande majorité, les pays partout dans le monde ont signé cet accord et se sont par conséquent engagés à réduire les effets négatifs des pesticides. Si la législation régissant l'emploi de ces produits et l'obligation d'évaluer leur impact sur l'environnement sont bien établies dans la plupart des pays, leur application représente souvent un rude combat face aux pénuries alimentaires et aux épidémies.

L'agenda 21 invoque également la nécessité de mener des études d'impact sur l'environnement (EIE) appropriées sur les projets susceptibles d'avoir des répercussions écologiques importantes et il souligne la nécessité de disposer au niveau des États de moyens pour tester la toxicité, procéder à une analyse de l'exposition et une évaluation du risque, qui font tous appel à des investissements considérables en ressources et en formation. Nous espérons que ce manuel aidera les pays en développement à accroître leur capacité à procéder au suivi écotoxologique et leur permettra de respecter leurs engagements en vertu de l'Agenda 21.

Il sera également précieux pour les étudiants qui entreprennent des études universitaires dans la gestion des ressources naturelles, l'écologie appliquée dans le domaine de l'écotoxicologie et d'autres disciplines apparentées.

Le présent ouvrage est la traduction d'un manuel anglais. Par conséquent, la plupart des références citées sont destinées à un public anglophone. Les ressources permettant de trouver une liste de références destinée à un public francophone pour l'ensemble de l'ouvrage n'étaient malheureusement pas disponibles. Les auteurs et rédacteurs s'en excusent. Il existe des équivalents en français d'un grand nombre des textes de base confortant de nombreux chapitres et ils peuvent être identifiés par une recherche sur le web et/ou dans une bibliothèque.

REMERCIEMENTS

Ce livre est le produit de près de vingt années de recherche, de mises au point et d'application. Les rédacteurs voudraient remercier les personnes qui ont participé directement à sa réalisation: les auteurs, les directeurs des ressources financières Simon Eden-Green, du Programme de protection des cultures du DFID, et Jeremy Stickings du Contrat de services conseil et assistance du DFID ainsi que l'équipe chargée des publications Valerie Howe, Andrew Beatson et Pete Birkett (Service des publications de Medway, université de Greenwich à Medway) pour leur aide et le gros travail qu'ils ont fourni pour concevoir et produire cet ouvrage. Les excellentes illustrations ont été apportées par Sasha Lauer et Pete Birkett. Les photos de la couverture et des fiches méthodologiques ont été fournies par Colin Tingle, Ian Grant, Bryn Bettany et Bernadette McCarton.

De nombreuses personnes ont apporté leur concours indirectement en aidant au niveau du projet, y compris du personnel détaché par des ministères gouvernementaux, des services, des universités et des organismes d'aide. Que tous, dont le nombre dépasse la centaine, reçoivent nos remerciements.

La traduction en français du présent manuel a été facilitée et financée par PAN-UK, l'organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO) et le Centre technique de coopération agricole et rurale (CTA) avec un appui financier partiel de la Communauté européenne. La traduction a été effectuée par Agrooh! Bioscience translations. Nous souhaitons leur exprimer notre gratitude. Nous remercions Barbara Dinham et ses collègues Eloise Touni et Sheila Willis à PAN-UK pour leur détermination et leur appui.

Nous sommes reconnaissants au Dr. Ralf Peveling et au Dr. Bruno Tan pour leur aide en ce qui concerne la révision technique de la traduction de divers chapitres ainsi qu'à Michèle Russell-Smith pour avoir accepté la tâche énorme de teminer et réviser la traduction et de corriger les épreuves.

Nous remercions le Pb Group, à Sittingbourne, dans le Kent, pour la production et la réimpression du manuel.

Un des auteurs du manuel, Mike Lambert, est décédé le 18 juillet 2004 à l'âge de 62 ans après avoir lutté pendant deux ans contre un plasmacytome. Mike était un herpétologiste expérimenté qui avait beaucoup voyagé et qui a défendu l'utilisation des reptiles et des amphibiens en tant qu'indicateurs de la santé de l'environnement. Sa contribution à la présente publication sera l'un de ses héritages aux agents de terrain dans de nombreuses régions du monde.

INTRODUCTION

Le recours aux produits agrochimiques pour augmenter la production alimentaire des pays en voie de développement s'est intensifié au cours de ces vingt dernières années. Les cultures industrielles comme le coton dépendent elles aussi d'apports importants en engrais et en pesticides pour maintenir les rendements ou les augmenter. Appliqués correctement et judicieusement, ces produits peuvent aider à la lutte contre les ravageurs végétaux et animaux et à éviter les maladies chez l'homme et le bétail. Les tendances actuelles montrent que le marché des insecticides et des herbicides dans les pays en développement est en plein essor et que leurs ventes et leur utilisation sont en train de dépasser celles des fongicides, acaricides, nématicides et rodenticides. Outre le fait qu'ils sont utilisés en plus grandes quantités, les insecticides et les herbicides tendent à avoir les effets secondaires les plus graves sur l'environnement.

La quantité d'un pesticide atteignant réellement sa cible est souvent faible, et la plus grande part finit dans la nature et la contamine. Les problèmes environnementaux susceptibles de survenir par suite de l'utilisation de ces produits, voire de leur mauvais usage, comprennent la contamination de la nourriture et de l'eau, et des effets nuisibles sur les organismes non-cibles et la fonction de l'écosystème. Le comportement des pesticides et leur impact sur l'environnement dans les écosystèmes agricoles et les autres écosystèmes a surtout été étudié dans les pays tempérés. Cela signifie que les prévisions de risques reposant sur les conditions agricoles de ces zones tempérées ne sont pas totalement fiables lorsqu'on les extrapole à d'autres zones climatiques, voire à des biomes où se trouve la plus grande part de la biodiversité mondiale.

L'écotoxicologie est une discipline relativement nouvelle qui est elle-même la combinaison d'au moins trois autres disciplines: la chimie, la toxicologie et l'écologie. La science de l'écotoxicologie n'est pas encore suffisamment développée pour permettre des prévisions de danger et de risque avec la précision souhaitée, en particulier lorsque l'on cherche des réponses dans des conditions de travail et d'environnement variables. Néanmoins, les cadres méthodologiques et les bases de données ont évolué; ils permettent de faire des évaluations de risques bien étudiées et le suivi de l'environnement étaye ces évaluations grâce à l'apport et au renforcement de documents issus d'études de cas.

Les évaluations des risques sont un outil d'aide à la décision. Elles servent à présenter les données sur une intervention de façon rationnelle et communicable, facilitant le processus de prise de décisions. Une évaluation de risque est un exercice de prévision portant sur une modification ou une intervention (tel que l'utilisation d'un pesticide) qui repose sur des données, des jugements et des hypothèses scientifiques. Une évaluation identifie les dangers significatifs et estime selon quelle probabilité ils pourraient nuire à des personnes ou à l'environnement. Elle permet également de prendre des décisions sur les façons de diminuer ou de réduire certains risques (c'est la gestion du risque). Les décideurs et le public souhaiteraient qu'on leur présente des informations plus précises mais, dans nombre de situations, celles-ci n'existent tout simplement pas. Le but d'une évaluation de risque est de déterminer aussi objectivement que possible, à partir du peu d'informations factuelles dont on dispose, l'option la moins dommageable et la plus raisonnable qui apportera les bénéfices recherchés. C'est à ce stade que les avantages doivent en toute certitude être contrebalancés par les risques.

L'objectif premier de ce manuel est de renforcer la capacité des institutions locales et régionales à entreprendre un suivi significatif et une évaluation des interventions de développement mettant en jeu des quantités importantes de pesticides. Le transfert de méthodes et de techniques appropriées de suivi écologique permet aux institutions d'entreprendre des recherches, de prendre la responsabilité d'une meilleure maîtrise des pesticides et d'un meilleur jugement sur leur utilisation localement. Il permet aussi de prodiguer aux décideurs des secteurs de l'agriculture, des ressources naturelles, de la santé publique et de l'environnement des outils et des conseils pour résoudre les questions relatives à leur gestion. Ce manuel pourra aider le personnel des ministères, des services administratifs et des ONG à comprendre les rudiments et la pratique du suivi et de l'évaluation de l'impact des pesticides. Pour des raisons pratiques, il est destiné à être utilisé par des employés sur le terrain et leurs assistants, mais il sera également utile aux directeurs ainsi qu'aux étudiants en écotoxicologie, en écologie et en gestion des ressources naturelles, qui y trouveront un outil de formation. Le présent manuel est un outil pour le renforcement des capacités mais il ne permettra pas de mener des études écotoxicologiques sans assistance.

Il sera généralement nécessaire de disposer de l'apport de spécialistes pour planifier et concevoir un programme de suivi de pesticides, et pour interpréter les séries de données recueillies.

Ce manuel a été mis au point par des chercheurs bénéficiant d'une grande expérience sur le terrain en matière d'impact et de suivi des pesticides dans les pays tropicaux, où des contraintes liées au budget, à l'éloignement des zones d'étude, à l'alimentation électrique et au transport du matériel ont donné lieu à l'élaboration de méthodologies «appropriées». Le résultat est un recueil de méthodes écologiques solides utilisant un matériel peu onéreux destiné à la détection et à la mesure des modifications de structure des populations et des fonctions de l'écosystème. Il est indiqué pour une utilisation dans le biome tropical et le biome subtropical, à des niveaux de gestion divers (du sauvage au cultivé). Les méthodes qui nécessitent un matériel relativement sophistiqué ne sont mentionnées que dans leurs grandes lignes et s'accompagnent d'une référence bibliographique: les fiches méthodologiques de ces méthodes d'étude ne sont pas fournies, puisqu'on suppose qu'elles seront rarement utilisées sans aide extérieure.

Il est à noter que bien que les pesticides aient un effet négatif sur les plantes, les méthodes d'observation de la végétation ne sont pas traitées dans ce manuel. L'impact de ces produits sur les plantes est un domaine assez négligé, mais les lecteurs que le sujet intéresse sont invités à se reporter aux ouvrages suivants, qui traitent le sujet dans une certaine mesure (surtout pour les herbicides): Brown (1978) et Greaves et al. (1988). Les méthodes écologiques de recensement des plantes sont données par Bullock (1996).

Les méthodes indiquées dans ce manuel ne sont en aucune façon exhaustives. Il s'agit d'une sélection de méthodes utiles et génériques qui répondent aux critères évoqués plus haut. Il faudra les adapter aux conditions locales et aux contraintes spécifiques, y compris les aspects budgétaires et logistiques. De toutes les difficultés de mise en œuvre prévues et abordées dans cet ouvrage, c'est l'absence d'expertise taxonomique qui est la plus dure à surmonter; nous avons donc suggéré des façons de faire face à ces difficultés initiales, puis indiqué auprès de qui on trouvera une aide pour procéder à l'identification de la faune, et comment procéder.

RÉFÉRENCES

BROWN, A.WA. (1978) *Ecology of Pesticides.* New York: Wiley-Interscience.

BULLOCK, J. (1996) Plantes. 111-137 In: *Ecological Census Techniques. A Handbook.* Sutherland, W J. (ed.). Cambridge: Cambridge University Press.

GREAVES, M.P, SMITH, B.D. and GRIEG-SMITH, PW (eds) (1988) *Field Methods for the Study of Environmental Effects of Pesticides. BCPC Monograph,* No. 40. Thornton Heath: British Crop Protection Council.

COMMENT UTILISER CE MANUEL

Le but premier de ce manuel est d'aider le personnel des institutions nationales et locales à comprendre les rudiments et la pratique de l'observation de l'évaluation, et du suivi de l'impact des pesticides. Mais l'impact des pesticides est un sujet complexe et ce manuel ne peut espérer apporter toutes les instructions dans les disciplines sur lesquelles reposent les évaluations. Il faut l'utiliser comme un guide pour faire un suivi et des évaluations ciblés des interventions en vue du développement (agricole) qui font beaucoup appel aux pesticides. On ne trouvera pas dans cet ouvrage des informations permettant à toute institution ou groupe d'entreprendre tous les aspects d'un programme de suivi de l'impact des pesticides sans une assistance technique. Des aspects de planification du programme, de conception, de l'analyse de données et d'interprétation exigeront les conseils d'un personnel technique qualifié, garantie de préconisations sûres.

La mise en page de ce manuel est conçue de manière à guider le lecteur à travers les diverses étapes nécessaires à planifier et élaborer un programme de suivi environnemental dans le but:

- d'évaluer l'impact des pesticides
- de choisir des processus écologiques ou des groupes de faune sauvage à observer
- de choisir les méthodes d'échantillonnage et d'observation appropriées
- de traiter et d'analyser les données recueillies
- d'interpréter l'information.

Le premier chapitre décrit les grandes lignes des étapes préparatoires nécessaires à planifier et à élaborer un programme de suivi environnemental. L'étude documentaire définit les données de base qu'il est nécessaire de recueillir de façon à décider quels groupes de faune sont les plus menacés et devraient donc faire l'objet d'un suivi. On pourra également s'appuyer sur les divers tableaux qui suivent pour prendre cette décision. Une fois que la faune et/ou les processus clés ont été identifiés, il faudra consulter le(s) chapitre(s) pertinent(s) pour déterminer les méthodes d'échantillonnage ou de suivi à utiliser de manière à recueillir les données les plus appropriées sur ces groupes ou ces processus. Il pourra être avantageux d'observer plusieurs groupes ou processus et, dans ce cas, il faudra consulter plusieurs chapitres.

Une fois que les organismes non-cibles et méthodes de suivi appropriées auront été déterminés, il faudra se reporter au chapitre 2, 'Notions de statistique: problèmes et méthodes'. Ce chapitre aborde les notions clés du dispositif expérimental nécessaires à garantir que les données recueillies soient pertinentes et correctement traitées, afin que l'évaluation de l'hypothèse de départ soit valable sur le plan statistique. À ce stade, il est fortement recommandé de consulter un statisticien ou un biométricien d'une école supérieure ou d'une université locale, car cela réduira le risque de recueillir des données non pertinentes.

La lecture en détail de l'exemple concret vous aidera également à vous familiariser avec la procédure de collecte de données, le traitement et l'analyse de celles-ci, jusqu'à l'interprétation des résultats.

Chaque chapitre décrit les méthodologies d'échantillonnage ou de suivi qui conviennent le mieux à un groupe particulier de faune selon son habitat, le type de pesticide utilisé, le mode d'application, et pour évaluer les effets par groupe de pesticides. D'importants aspects à prendre en compte dans le choix des techniques concernent la disponibilité des matériels: les trouvera-t-on sur place, ou pourront-ils être fabriqués sur place? Pourra-t-on disposer des effectifs nécessaires pour cette méthode particulière? Ce personnel a-t-il les compétences nécessaires ou faudra-t-il faire appel à des experts extérieurs? A-t-on besoinde laboratoires pour effectuer le traitement des échantillons recueillis et si oui, sont-ils disponibles? Il faudra examiner avec soin des questions de ce type à ce stade.

On lira soigneusement les fiches méthodologiques sur le suivi ou les techniques d'échantillonnage sur le terrain pendant la phase de planification du programme. Elles décrivent des facteurs qu'il faut prendre en compte aussi bien dans la préparation d'une technique que sa mise en œuvre. Elles sont imprimées sur du papier imperméable longue durée, car elles sont destinées à être emportées sur le terrain comme aide-mémoire. Vérifiez la partie «À retenir» avant de vous rendre sur le terrain.

Outre des connaissances sur l'évaluation environnementale et l'écotoxicologie, le domaine dans lequel il est le plus probable qu'on ait besoin de personnel formé est celui de la taxonomie. Dans de nombreux cas, il sera nécessaire de disposer d'experts sur des taxons particuliers pour effectuer l'identification des biotes ou la vérifier. On devrait pouvoir trouver assez facilement cette aide pour les mammifères comme pour les oiseaux auprès de membres des associations locales (ou nationales) sur la nature, les ONG et les services d'administration des parcs et de la faune sauvage. Les musées ou les universités au niveau local ou national peuvent détacher ou suggérer des spécialistes de la taxonomie des insectes, des araignées, des poissons et des invertébrés aquatiques, des amphibiens et des reptiles ainsi que de la zoologie des invertébrés en général.

Note: Si l'on doit se rendre sur le terrain en vue d'inspections prolongées pour procéder à un suivi à l'aide de plus d'une méthode d'échantillonnage, il est conseillé d'emporter la totalité du manuel, pas seulement les fiches méthodologiques. Cela aidera à prendre les décisions concernant le choix des sites d'échantillonnage, le traitement des échantillons, la collecte des données, la conservation et le stockage des échantillons, etc.

Le lecteur trouvera au chapitre 1 intitulé 'Phase d'analyse et d'évaluation' des suggestions de présentation efficace des données et des résultats qui devront être soigneusement prises en compte, car elles peuvent influencer le choix des méthodes. Elles sont suivies, à la fin du chapitre 1, par un exemple concret, qu'il faudra relire avant de commencer la présentation et l'analyse des données.

NB. Depuis la publication initiale, un certain nombre d'auteurs du présent manuel et des Fiches méthodologiques a quitté le NRI. Lorsque possible, leurs coordonnées mises à jour sont incluses dans les notes en bas de page des différents chapitres. Un grand nombre des auteurs des chapitres fait maintenant partie du NR Group et peut être contacté par le biais du site web de ce groupe: www.thenrgroup.net.

ÉLABORATION D'UN PROGRAMME DE SUIVI ÉCOTOXICOLOGIQUE

Colin C.D. Tingle[1] et F. Grant[2]

Natural Resources Institute, University of Greenwich at Medway, Central Avenue, Chatham Maritime, Kent ME4 4TB, Royaume-Uni.

Le suivi et l'évaluation écotoxicologiques sont des tâches qui nécessitent une bonne qualification; elles requièrent la connaissance et l'étude d'un ensemble complexe de problèmes étroitement liés. C'est un travail qui réclame beaucoup de temps, qui mobilise souvent une équipe complète, de nombreux équipements et dont les coûts peuvent rapidement devenir prohibitifs. Établir des objectifs clairs et raisonnables avant le démarrage du travail sur le site permettra donc de limiter les dépenses et d'obtenir des résultats scientifiques solides. Dès les premières étapes du travail, il est indispensable de définir ce qui doit et peut être fait, le type d'assistance requis et les tâches qui ne sont pas indispensables. Il s'agit de passer au crible le programme proposé d'application de pesticides ou de dépister les émissions éventuelles de ces produits, ainsi que les contaminations accidentelles. Les programmes de lutte contre les ravageurs en sont les sources les plus probables et ils nécessitent un suivi environnemental. Cependant, tout déversement accidentel ou autres incidents de contamination par les pesticides sont traités selon les mêmes grands principes décrits dans ce qui suit.

Ce chapitre décrit les étapes de planification et de conception d'un programme de suivi permettant d'évaluer les impacts de l'utilisation de ces produits en zones tropicales. Il aborde tous les thèmes importants qui requièrent une attention particulière, met l'accent sur la conception du travail sur le site, mais donne également des indications aidant à l'évaluation des risques. Ce chapitre permet de déterminer si un suivi est nécessaire et pour quel type de faune; il présente les résultats obtenus et se conclut par un exemple concret qui accompagne le lecteur au cours de chaque étape du processus.

EXAMEN APPROFONDI DES PROGRAMMES DE LUTTE CONTRE LES RAVAGEURS

Le but de cet examen est d'expliciter les dangers et les risques présentés par l'utilisation des pesticides: identifier les espèces, les ressources ou les systèmes exposés et évaluer, pour chacun de ces cas, l'amplitude, la durée et la signification de ces dangers.Cette étude s'appuie, pour un milieu écologique donné, sur la compréhension du traitement proposé (calendrier d'application, dose appliquée, échelle), de la nature du produit chimique utilisé, des études écotoxicologiques existantes et des biotopes concernés. Certains risques sont quantifiables (voir Chapitre 'Évaluation des risques'), d'autres non, l'évaluation sera donc inévitablement subjective. Cependant, les opérateurs devront, autant que faire se peut, faire preuve d'objectivité et les éléments subjectifs devront être reconnus comme tels. Une évaluation basée sur des critères biologiques, sociaux et économiques permettra de renforcer l'objectivité de l'étude. Une étude documentaire, confortée par l'avis d'experts techniques, et une visite de la zone de traitement sont indispensables pour finaliser cette étape.

Le chapitre 'Évaluation des risques' traite de la manière dont doivent être appréciés les impacts négatifs potentiels d'un pesticide sur une vaste gamme d'organismes et de mécanismes écologiques. En général, la décision d'engager ou non un suivi dépendra de l'endroit où le produit sera utilisé. De nombreux types de milieux peuvent être soumis à un traitement avec des pesticides. Les zones classifiées au niveau international seront soumises à la législation au niveau national et les interventions pourront nécessiter une Étude d'impact sur l'environnement (EIE). Les Zones écologiquement sensibles (ZES) qui ne bénéficient d'aucune protection peuvent être soumises à un traitement par des pesticides sans qu'il soit besoin d'une EIE, mais un suivi environnemental des organismes non cibles est crucial dans de telles zones. Les réserves naturelles strictes et scientifiques, les parcs nationaux, les monuments naturels et les résidences des communautés humaines autochtones doivent être préservés de l'utilisation de produits chimiques toxiques, mais les zones ne bénéficiant que d'une classification nationale peuvent cependant être soumises à un tel traitement. Comme pour les zones protégées au niveau international, l'EIE permettra d'évaluer la nécessité d'un suivi dans les zones soumises à la législation nationale. Les zones non classifiées et non protégées (forêts, zones humides ou zones agricoles) sont les plus susceptibles d'être traitées avec des pesticides. La nécessité d'effectuer le suivi de ces produits doit alors être étudiée au cas par cas, mais, en général, le suivi doit être mis en œuvre, à moins que le risque auquel la faune et la flore et l'environnement seront confrontés soit négligeable.

[1] Adresse: 9 Norman Avenue, Henley-on-Thames, Oxon RG9 1SG, R-U. tc09@gn.apc.org/colin.tingle@thenrgroup.net

[2]Adresse: Cybister Environmental Protection, Oak House, South Street, Boughton, Kent ME13 9PE, R-U. ian.grant@cybister.plus.com

Lors d'une application de pesticides sur des zones où la législation nationale n'impose aucune EIE, la décision d'effectuer le suivi d'un traitement particulier doit prendre en compte de nombreux facteurs. Certains de ces facteurs sont mentionnés au Tableau 1.1. Le suivi écologique est essentiel quand des populations et des mécanismes écologiques clés sont confrontés à un risque significatif dû aux traitements avec des pesticides. Les situations touchant des espèces en danger critique d'extinction ou rares (Tableau 1.1), des fonctions écologiques ou des espèces clés doivent faire l'objet d'un suivi. Il existe peu de situations où il est possible d'affirmer en toute sérénité que le suivi n'est pas nécessaire, même quand les espèces sont abondantes, car les facteurs culturels et économiques présentant une signification locale doivent être pris en compte. La prise de décision dépend alors plus étroitement des résultats de l'évaluation des risques, un outil de prévision décrit plus loin dans ce chapitre.

Tableau 1.1 Facteurs à examiner lorsque l'on évalue la nécessité d'effectuer le suivi des impacts potentiels sur la faune et la flore

Espèces/ressources exposées				Impact potentiel
État de la population	**Importance écologique**	**Importance culturelle**	**Importance économique**	
Espèces en danger critique d'extinction, *exposées à un risque d'extinction extrêmement élevé dans la nature et dans un futur proche.*	Espèces clés, écologiquement importantes pour d'autres espèces OU cruciales pour des mécanismes écologiques clés.	Espèces phares, bien connues du grand public et possédant une grande importance culturelle.	Impérative.	Extinction.
En danger, *exposées à un risque élevé d'extinction dans la nature et dans un futur proche.*	Significatives pour de nombreuses autres espèces OU fonctions écologiques.	A grande valeur, importante pour certains aspects culturels humains.	Élevée.	Déclin de la population.
Vulnérables, *susceptibles de passer dans la catégorie 'En danger' à moyen terme.*	Peu importantes, pertes insignifiantes pour la composition en espèces de l'habitat et pour les fonctions écologiques.	Peu importantes, sans signification pour les groupes culturels majeurs.	Modérée.	Mort des adultes. Mort des immatures. Échec de la reproduction.
Potentiellement menacées, *susceptibles de passer dans la catégorie 'Vulnérables'.*	Inconnu.		Faible.	Problèmes sanitaires. Retard de croissance.
Rares, *non encore vulnérables, mais dont les populations dans le monde sont peu nombreuses et sont donc menacées de ce fait.*				Changement dans la physiologie. Changement dans le comportement.
Non menacées, *ne présentant pas de risque d'extinction à moyen terme.*				
Abondantes, *communes et largement répandues.*				

Classification des catégories de population selon l'UICN.

Le suivi des effets sur la santé humaine est normalement crucial quand les personnes entrent en contact direct avec les pesticides. Les effets de ces produits sur la santé humaine ne sont pas traités dans ce manuel. Les méthodologies utilisées par LOCUSTOX pour déterminer l'exposition à laquelle sont confrontés les opérateurs de pulvérisation ou tout autre personne impliquée dans la lutte antiacridienne sont disponibles dans la littérature (Mullie *et al*., 1998; Dossou et Mullie, 1998). Un excellent guide est également proposé à ce sujet par l'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO).

Suivi environnemental, consultation des parties prenantes et définition des politiques

Considérant l'engagement pris par les pays membres des Nations Unies dans le cadre de l'Agenda 21 d'utiliser des méthodes de lutte contre les ravageurs respectueuses de l'environnement (CNUED, 1992), l'étude continue des impacts des pesticides sur l'environnement devrait devenir la norme. Ces études serviront alors de base pour développer et amender les politiques portant sur l'utilisation des pesticides. Cependant, l'établissement de politiques efficaces nécessite plus que de simples données scientifiques. Ainsi, lors d'une étude portant sur une utilisation des pesticides à grande échelle, il sera nécessaire d'impliquer toutes les parties prenantes dans les discussions pour définir l'étendue de l'étude, cerner les centres d'intérêt, cibler les espèces à étudier et établir les paramètres et indicateurs d'impact.

Le but général d'un travail de terrain est de lever tout doute subsistant encore après l'évaluation des risques et de s'assurer que les mesures d'atténuation des impacts sont efficaces. Les résultats du travail de terrain doivent être utilisés pour établir les politiques futures qui portent sur le suivi de la lutte contre les ravageurs. Les opérations de suivi ont, par le passé, principalement pris en compte les données scientifiques, en négligeant les éléments socio-économiques. Le dialogue n'a donc pas pu s'établir entre les scientifiques et les autres parties prenantes, au plus grand mécontentement de tous. Il est donc recommandé d'initier, en amont de tout projet de suivi d'impact, une consultation des parties prenantes. Les ONG, les instances gouvernementales, les organismes locaux, les groupes de fermiers, les individus ou les entreprises doivent être impliqués afin de refléter toutes les opinions. C'est de cette manière que sera limité le risque d'aboutir à des politiques inefficaces et mal adaptées.

Le détail de la consultation des parties prenantes n'est pas traité dans ce manuel, mais les responsables de tout programme de suivi environnemental doivent garder à l'esprit que cette étape est capitale pour l'intégration de leurs résultats dans le contexte politique (Royal Society, 1997). Les experts en sciences sociales sont à même de fournir des indications sur la manière d'impliquer les parties prenantes.

PHASE DE PLANIFICATION

Analyse de la situation

La première étape consiste à cerner et à décrire le problème (potentiel). C'est à cette étape qu'il convient de considérer une vaste gamme de facteurs. Les indications et le diagramme des tâches qui suivent sont fournis pour permettre d'analyser une situation spécifique vis-à-vis des pesticides utilisés. Le diagramme des tâches est un outil précieux pour définir le processus adéquat (Figure 1.1). Dans l'exemple donné, un insecticide organophosphoré doit être pulvérisé sur ou à proximité de masses d'eau. Le diagramme mentionne les questions à poser à propos du type d'organophosphoré utilisé, des paramètres d'application, des dates de pulvérisation envisagées et du type de masse d'eau touchée. Dans ce cas, il s'agit également de déterminer si la masse d'eau a une valeur économique ou une valeur de conservation pour les espèces. Le problème est de savoir si le pesticide organophosphoré contaminera l'eau et si oui, s'il en résultera un effet négatif sur les invertébrés et/ou les poissons, avec des effets indirects dans la chaîne alimentaire.

Étude documentaire

Avant d'organiser le travail de terrain, il est conseillé de mener une étude documentaire comportant la collecte des données pertinentes, à partir de sources bibliographiques et auprès des institutions locales. Ces données doivent couvrir tous les aspects présentant un intérêt pour l'étude:

- l'écologie de la zone, comprenant les listes des espèces endémiques, rares et protégées;
- l'écotoxicologie du pesticide dans un même environnement (ou un environnement similaire);
- les propriétés physicochimiques et autres caractéristiques du pesticide, sa formulation, incluant sa solubilité dans l'huile/l'eau, sa rémanence et sa capacité de bioaccumulation dans le sol, l'eau ou les tissus animaux et végétaux.

L'analyse des données issues de cette étude documentaire permet de définir, grâce à un rapide processus de sélection, les risques et dangers potentiels auxquels l'utilisation des pesticides expose la faune auxiliaire et autres organismes non cibles, y compris les humains. Cette évaluation permet de déterminer l'intérêt du programme de suivi et, en cas de réponse positive, permet de définir le type de (nouvelles) données primaires à collecter (sur le terrain).

Formulation des hypothèses

L'étape suivante consiste à formuler une hypothèse basée sur la connaissance des impacts possibles du ou des pesticides. Il en résulte l'établissement d'une relation entre le pesticide et son impact perçu (voir Figure 1.1). L'hypothèse est ensuite inversée pour produire une *hypothèse nulle* (à réfuter) qui consiste à penser le contraire de l'hypothèse de base: il n'existe aucune relation entre les variables spécifiques évaluées. Afin d'éviter de possibles biais dûs aux choix humains (conscients ou inconscients), la rigueur scientifique conseille, pour obtenir un travail de meilleure qualité, de réfuter l'hypothèse nulle au lieu de prouver l'hypothèse proposée. Si l'étude documentaire des impacts soulève plus d'un problème, il peut s'avérer nécessaire d'établir plusieurs hypothèses nulles, dans la mesure où elles restent claires et concises. Sinon, plus d'informations que nécessaire risquent d'être collectées, entraînant un gaspillage de temps et de ressources.

Avant de planifier le travail de terrain, l'analyse des problèmes doit être revérifiée; c'est un point crucial qui peut permettre d'éviter la collecte d'informations qui s'avèreront inutiles.

ÉVALUATION DES RISQUES

Le risque qu'un pesticide présente un effet négatif dépend de la toxicité du produit en question (substance active et/ou produits chimiques utilisés dans la formulation) et de l'exposition subie par le milieu étudié, incluant la faune et la flore ainsi que les humains. C'est au moment de l'étude documentaire qu'il est pertinent de déterminer quels groupes fauniques ou quels mécanismes, fonctions ou indicateurs écologiques sont les plus exposés à une opération, un essai ou un programme de pulvérisation donnés. C'est également lors de cette étape qu'il faudra décider des chapitres de ce manuel qu'il faudra consulter en détail, afin d'organiser le programme d'échantillonnage/de suivi.

L'évaluation quantitative des risques (EQR) a été développée pour produire des évaluations chiffrées et objectives des risques associés à un ensemble d'activités. Grâce à l'EQR, les activités sont comparées quantitativement, en fonction des risques qu'elles présentent. Malgré les efforts entrepris dans le développement des EQR, il n'existe aucun consensus sur la normalisation des critères et la signification des chiffres. Cependant, ce manuel considère le risque d'une manière plus qualitative que quantitative. Il n'est certes pas question de contester l'utilité de l'évaluation quantitative des risques dans certaines circonstances, mais priorité est donnée à la compréhension des sujets plus vastes qui concernent l'évaluation des risques.

L'évaluation de l'impact des pesticides en zones tropicales est un domaine négligé de l'écotoxicologie. La plupart des travaux scientifiques ont été conduits en zones tempérées et les données sur le devenir et l'effet des pesticides dans l'environnement sont donc basées sur ces conditions. Cependant, les conditions tropicales modifient de manière spécifique le risque présenté par la plupart des pesticides. Il peut y avoir des différences considérables entre le risque environnemental résultant de l'utilisation de ces produits dans des écosystèmes tempérés et celui présenté par le même produit en zones tropicales. Il n'existe pas de guide général sur l'évaluation des risques présentés par ces produits en zones tropicales, mais de nombreux projets se sont penchés sur l'impact environnemental des pesticides dans ces zones et ont pris en compte le problème de l'évaluation des risques. La faune des zones arides a bénéficié d'attentions particulières (Everts, 1997) et le projet FAO LOCUSTOX au Sénégal a étudié la plupart des questions relatives à l'évaluation des risques présentés par l'utilisation des pesticides. Il est fortement recommandé de consulter les rapports LOCUSTOX (Réf. 'Pour en savoir plus').

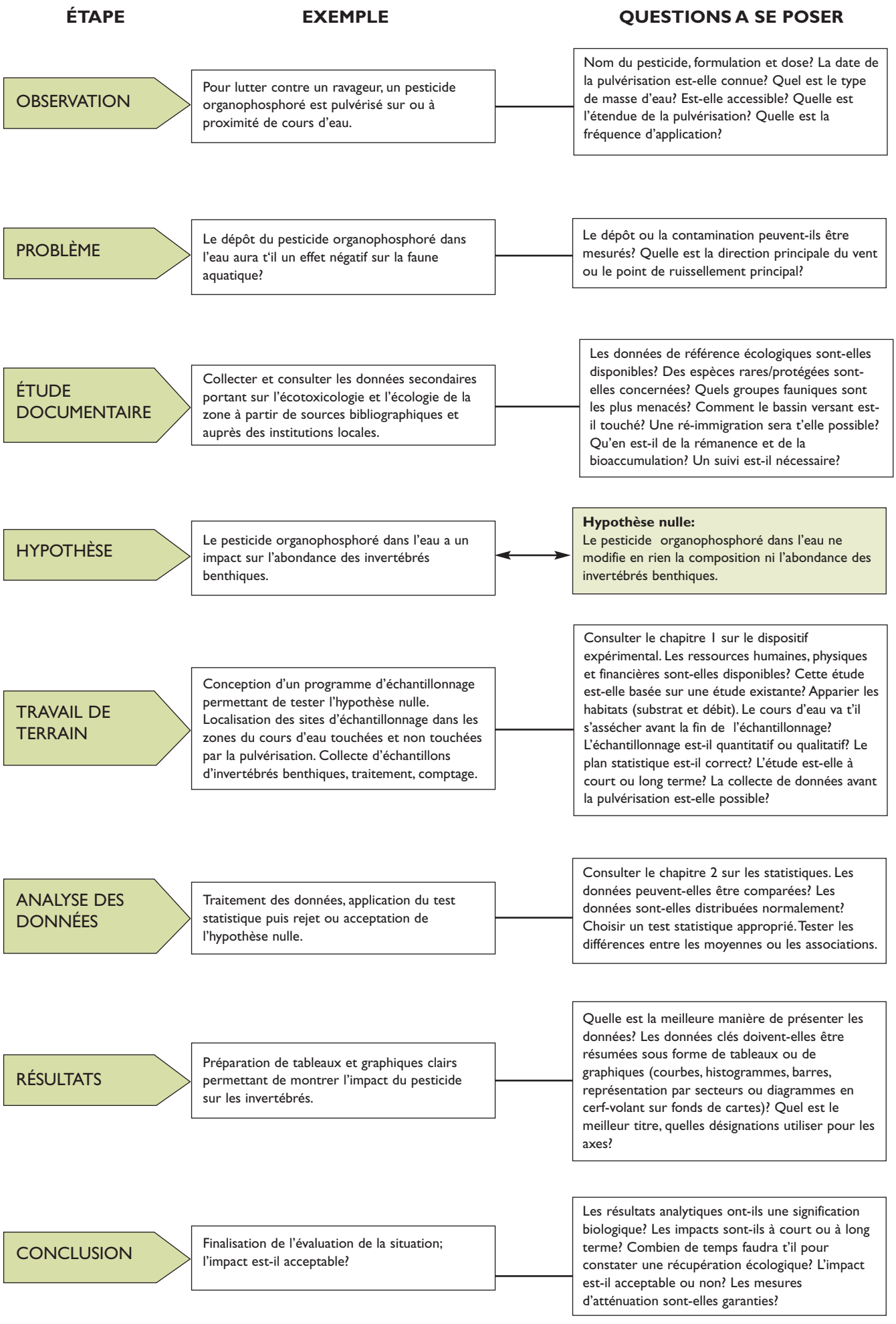


Figure 1.1: Exemple de développement pas à pas d'un programme de suivi aquatique

Le premier point sur lequel doit se porter une évaluation des risques doit être la toxicité intrinsèque du pesticide sur les organismes non cibles. L'étude documentaire doit donc avoir pour but la collecte du maximum d'informations possible sur la toxicité chronique et aiguë de ce produit sur les organismes non cibles qui y sont exposés. La DL_{50} est une mesure de la toxicité aiguë, c'est la dose (donnée généralement en milligrammes de matière active de pesticide non diluée par kilogramme), pour une voie d'exposition donnée, qui tuera 50% des organismes d'une population d'un organisme donné. Ce paramètre est en général mesuré sur une courte période, de 24 à 96 h. Les valeurs de la DL_{50} varient d'un organisme à l'autre, même s'ils sont étroitement liés, en fonction de nombreux facteurs, tels que la voie d'exposition (orale, cutanée, par inhalation).Ces valeurs varient également entre les groupes de pesticides, et parfois même à l'intérieur d'un même groupe. Le Tableau 1.2 résume les risques dûs à la toxicité aiguë des principaux groupes de pesticides encourus par divers groupes fauniques et mécanismes écologiques. Ce tableau signale le risque de mortalité, prend en compte la rémanence, mais n'indique pas les effets sub-létaux. Le Tableau 1.3 récapitule la présence et l'abondance de la faune en fonction de différents habitats et indique donc les risques d'exposition à un traitement avec des pesticides dans ces habitats. Le Tableau 1.4 définit le risque d'exposition à un pesticide en fonction de sa méthode d'application. La précision de ces tableaux est limitée, car ils traitent d'un ensemble de pesticides qui peuvent avoir des effets variables et à large spectre. Ils sont cependant utiles comme guides et pourront être complétés par de plus amples informations sur le pesticide précis étudié, sur le détail des groupes fauniques (si disponible), sur les zones traitées et les méthodes spécifiques d'application. Il sera nécessaire d'obtenir autant de données que possible sur les caractéristiques du pesticide étudié, ainsi que sur son utilisation prévue qui affectera l'exposition des groupes fauniques.

La dose effectivement reçue par un organisme non cible sur le terrain est rarement connue, car l'exposition est souvent indirecte. Il est possible d'estimer la concentration d'un pesticide dans l'air, le sol ou l'eau et sur les plantes ou autres surfaces lors de la pulvérisation. Cette information permet d'interpréter la réponse observée (causalité) dans des groupes non cibles et, sur la base des caractéristiques concentration-réponse et des volumes d'application, elle aide à prévoir la probabilité de réapparition de ces mêmes impacts. La concentration probable sur le terrain est un facteur très important qui doit, d'une manière ou d'une autre, être pris en compte, même grossièrement, lors de l'évaluation de la 'toxicité'. La réponse type des organismes à l'exposition aux pesticides est décrite par une courbe en général asymptotique [3] (Figure 1.2), mais dont la forme précise peut varier en fonction des produits utilisés, des espèces et des conditions de terrain:

- température;
- humidité;
- intensité lumineuse;
- interaction avec d'autres produits chimiques

Ces facteurs ont chacun une influence sur la toxicité des pesticides et doivent donc être pris en compte pour évaluer quel produit sera toxique, à quelle dose et pour quels organismes. Si la toxicité aiguë (Tableau 1.2) est considérée comme élevée ou modérément élevée pour un groupe faunique particulier, alors c'est ce groupe qu'il faudra étudier et suivre. Le suivi d'un groupe faunique potentiellement sensible peut ne pas être indispensable si des informations complémentaires (ex: dégradation rapide à haute température ou haute intensité lumineuse) indiquent que le pesticide en question ne sera plus susceptible de présenter un risque élevé pour ce groupe non cible.

[3] Courbe sigmoïde (en forme de S), où, en dessous d'un seuil minimum de concentration, il n'y a pas d'effet négatif mesurable et où, au dessus d'un seuil maximum, tous les membres d'un groupe spécifique sont touchés.

Tableau 1.2 Risque de toxicité aiguë

Groupe de pesticides	Invertébrés aquatiques	Amphibiens/ Chéloniens	Poissons	Processus géochimique	Invertébrés terrestres	Lézards	Oiseaux	Mammifères
Organochlorés	+++	++	++	++	+ – +++	++	+ –++	++
Organophosphorés	++ – +++	0 – +++	+ – +++	++ – +++	+++	0 – +++	+ – +++	+ – +++
Carbamates	+++	+ – +++	+++	0 – ++	+++	?	0 – +++	+ – +++
Pyréthrinoïdes	+++	+++	+++	++ – +++	+++	++ - +++	0 - +	+
Inhibiteurs de croissance (IGR)	+++	0	+	+ – +++	+ – +++	0?	0	0
Phényl-pyrazoles	+++	+++	++–+++	++ – +++	+ – +++	+++	0 – +++	++
Biologiques	+ – +++	0	0	+ –++	++ –+++	0	0	0
Herbicides	0 – ++	+ – +++	0 – +++	+ – ++	0 – ++	0 – ++	0 – +	0 – +
Fongicides	0 – +	+ – ++	+ – +++	+ – ++	0 – ++	?	0 – ++	0 – +

Légendes des Tableaux 1.2 à 1.4 L'échelle utilisée dans ces tableaux a été choisie de manière délibérément subjective. Son but est uniquement de servir d'indication sur l'intensité du risque d'impact négatif.

0 = Aucun risque
\+ = Risque faible
++ = Risque modéré
+++ = Risque élevé
? = Risque inconnu

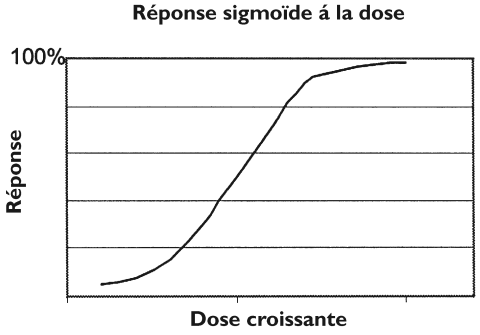


Figure 1.2: Courbe asymptomatique de la réponse (effet) des organismes à l'exposition à un pesticide.

Cependant, la toxicité aiguë et les effets létaux ne fournissent qu'une partie des informations concernant les effets non cibles. Les effets sub-létaux, chroniques ou retardés, qui ne sont pas pris en compte dans les études portant sur la DL_{50}, peuvent être très importants, vu leur capacité à perturber les mécanismes écologiques. Par exemple, un pesticide qui ralentit le taux de développement d'un organisme, diminue sa fécondité ou modifie son comportement alimentaire peut avoir, à long terme, un effet aussi désastreux que la mortalité sur la taille ou la viabilité de sa population. Un exemple bien connu concerne l'impact du DDT sur les oiseaux de proie. Bien que le DDT atteigne rarement le seuil létal dans le corps de ces oiseaux, il touche la population de certaines espèces au moyen de son métabolite, le DDE, qui perturbe le métabolisme du calcium, entraîne un amincissement de la coquille des œufs et donc des échecs de reproduction. Ainsi, dans la mesure du possible, les informations sur les effets chroniques sub-létaux du pesticide doivent également être prises en compte pour décider de la nécessité d'un suivi.

Un produit chimique n'est toxique pour un groupe particulier d'organismes que si ces organismes y sont exposés. L'exposition à un pesticide dépend:

- du lieu où le pesticide est appliqué (habitat);
- de la superficie d'application;
- de la méthode d'application;
- du calendrier (saison et heure de la journée);
- de la fréquence de l'application;
- du devenir du pesticide;
- de la rémanence;
- du mode d'action;
- de la biodisponibilité (c'est-à-dire l'aptitude d'un organisme à absorber un pesticide donné sur des surfaces contaminées, par exemple, sur des feuilles).

Le type d'habitat soumis à l'application du pesticide est le premier élément à prendre en compte lors de l'évaluation du risque d'exposition (Tableau 1.3). Par exemple, si un insecticide est pulvérisé dans une zone boisée, les invertébrés terrestres, les lézards, les oiseaux et les mammifères doivent tous faire face au risque d'exposition, car ils sont tous susceptibles d'être présents dans cet habitat.

Cependant, comme pour la toxicité, le risque d'exposition pour les organismes d'un habitat donné est modifié par des facteurs tels que la méthode d'application (Tableau 1.4). Par exemple, une pulvérisation en ultra bas volume (UBV) produit de très fines gouttelettes (voir Chapitre 4) qui tendent à être attirées par les surfaces verticales. Ainsi, quel que soit le produit pulvérisé en UBV, la végétation croissant verticalement est confrontée à une forte exposition. Les groupes fauniques associés à cette végétation sont donc plus exposés. Si une zone boisée est soumise à une pulvérisation UBV aérienne, la faune trouvant sa nourriture dans la canopée (reptiles et oiseaux) ou y résidant de manière permanente ou temporaire (invertébrés, mammifères) est plus menacée par l'exposition.

L'étendue des opérations de pulvérisation est un facteur important en termes d'impacts aigus et de récupération des populations. Les opérations à grande échelle exposent plus d'habitats, perturbent plus d'espèces et compromettent la capacité des organismes à recoloniser une zone traitée. Ainsi, la surface totale traitée et les techniques employées, comme les applications en barrières ou toute autre méthode sélective réduisant la surface d'exposition, sont des facteurs à considérer lors de la détermination des groupes fauniques en danger. Cependant, en cas de pulvérisation sélective, il est nécessaire de modifier les programmes de suivi des organismes non cibles. Dans cette situation, la conception d'un programme de suivi requiert un plus grand soin pour garantir l'obtention de résultats significatifs (voir Exemple concret).

Tableau 1.3 Faune et mécanismes écologiques exposés au risque par type d'habitat

Habitat	Invertébrés aquatiques	Amphibiens/ Chéloniens	Poissons	Processus géochimique	Invertébrés terrestres	Lézards	Oiseaux	Mammifères
Forêts/zones boisées	+[1]	+– +++	0[1]	+ – +++	+ – +++	+++	+++	+++
Vergers/ plantations	0[1]	++	0[1]	++	++	++	++	++
Prairies/herbages	0[1]	+	0[1]	+++	+++	+++	++	+++
Zones humides	+++	+++	+++	0 – +	0 – +	+	+++	+++
Cours d'eau	+++	+++	+++	0 – +	0 – +	0	++	+++
Forêts fluviales	+++	+++	++	++	++	+++	+++	+++
Cultures	0[2]	+[2]	0[2]	+++	+++	+	+++	++

[1] Sauf pour les torrents, mares ou eaux temporaires auquel cas + - +++
[2] Sauf en cas de situations spécifiques, ex: rizières où les risques pour la faune aquatique sont élevés.

Le calendrier des applications modifie également le risque d'exposition pour de nombreux organismes. Un pesticide de contact très toxique, par exemple, présente des risques différents selon l'heure de la pulvérisation. Les pulvérisations nocturnes ne concernent pas les mêmes populations que les pulvérisations diurnes. La faune touchée diffère aussi selon le mois de l'année. La composition faunique des zones tropicales est très saisonnière. C'est particulièrement le cas pour les invertébrés (pour lesquels quelques semaines de décalage influent grandement sur l'abondance et la composition en espèces de la faune présente dans un habitat donné), mais aussi pour les oiseaux et les reptiles. La fréquence des applications modifie la probabilité d'exposition: plus la fréquence est élevée, plus le risque est fort.

Le devenir d'un pesticide se rapporte à son mode de dissipation, de transport et de dégradation dans l'environnement. Les produits volatils se dissipent sur les surfaces plus rapidement que les composés non volatils, particulièrement dans les climats tropicaux. De nombreux pesticides sont transportés dans les eaux courantes; d'autres forment un résidu fortement lié à la surface des sols ou sont entraînés par lessivage dans les nappes phréatiques. Les propriétés respectives des pesticides et du sol déterminent aussi l'exposition des organismes à ces produits. Les caractéristiques de base (physicochimiques) des pesticides et leur devenir dans l'environnement sont des données fournies par les manuels d'agrochimie: il est ainsi plus aisé de déterminer les groupes non cibles ou les mécanismes les plus exposés au risque.

La rémanence, c'est-à-dire le temps pendant lequel un pesticide reste efficace dans l'environnement, affecte l'exposition des organismes à ce produit. Par exemple, les pesticides organochlorés tendent à être beaucoup plus rémanents dans le sol et sur les surfaces (feuilles, troncs d'arbres, etc.) que les carbamates, qui sont plus solubles dans l'eau et donc plus susceptibles d'être dégradés par les microorganismes. L'environnement qui reçoit le pesticide n'est pas un élément anodin. Quand le diflubenzuron, un IGR du groupe des benzoyle-urées, est appliqué sur la végétation, il forme un résidu fortement lié à la cuticule des feuilles où, après une application unique, il perdure pendant 4 à 16 semaines. Dans le sol ou l'eau, il se dégrade rapidement, et sa demi-vie est comprise entre 2 et 8 jours. En raison de l'importance des variables environnementales, il n'existe pas de solution simple permettant de présenter les données sur la rémanence et l'exposition dans un tableau. Les pesticides organochlorés peuvent être plus rémanents dans l'environnement que bien d'autres pesticides, car ils forment un résidu lié aux lipides ou aux substances organiques du sol. Cela signifie en revanche qu'ils ne sont plus biodisponibles (voir ci-dessous) et qu'ainsi, l'exposition directe peut être réduite.

Tableau 1.4 Risque en fonction de la méthode d'application (le pesticide est toxique pour le groupe considéré)

Méthode d'application	Invertébrés aquatiques	Amphibiens/ Chéloniens	Poissons	Processus géochimique	Invertébrés terrestres	Lézards	Oiseaux	Mammifères
Pulvérisation aérienne – Jet d'air	+++	+++	+++	++	+++	+++	+++	+++
Pulvérisation aérienne UBV	+++	+++	++	++	+++	++	+++	+++
Application terrestre standard	++	++	++	+++	+++	+++	++	++
Application terrestre UBV	+	++	+	++	+++	++	++	+++
Brumisation	++	+++	++	++	+++	+++	+++	+++
Poudrage	+	+++	+	+++	+++	+++	++	+++
Appâtage	+	+ – ++	+	+	+ – ++	++	++	++
Granulés	0 – +	++	0 – +	+++	++	+++	+++	+++
Immersion/ imprégnation pour on	+[1]	0[1]	0[1]	++	++	0	0 – ++	0 – +

[1] Sauf si les réservoirs pour l'immersion se situent près d'eaux stagnantes ou courantes (le rinçage des réservoirs augmente le risque pour la faune aquatique).

Les dangers que présentent les pesticides pour les espèces, les groupes et les mécanismes écologiques dépendent de leur mode d'action. Certains produits agissent par contact avec l'organisme, pénétrant la cuticule de l'insecte ou la peau de l'animal. D'autres agissent par ingestion et doivent être consommés pour être efficaces. Certaines classes d'insecticides perturbent le métabolisme ou la transmission de l'influx nerveux, d'autres, comme par exemple les rodenticides, sont des anti-coagulants qui touchent les oiseaux et les mammifères. Les IGR inhibent la production de chitine et ne touchent donc que les animaux possédant une cuticule chitineuse: ils sont non toxiques pour les animaux supérieurs mais concernent une large gamme d'invertébrés à leur stade immature. Ces facteurs doivent être pris en compte pour décider du bien-fondé du suivi de groupes ou processus non cibles.

La biodisponibilité est l'aptitude d'un organisme à absorber un poison présent dans son environnement et auquel il est physiquement exposé. La biodisponibilité d'un pesticide dépend de ses propriétés physicochimiques (en particulier sa solubilité dans l'huile ou dans l'eau), son mode d'action, sa rémanence, son devenir, ainsi que d'autres facteurs, comme la nature du substrat et les conditions climatiques. La connaissance du comportement d'un pesticide dans l'environnement est donc cruciale pour la prévision des risques. Par exemple, le parathion, un insecticide organophosphoré, possède une forte toxicité aiguë (faible DL_{50}) pour une vaste gamme d'arthropodes. Lorsqu'il est appliqué sur le sol, au même volume d'application et avec la même formulation, ses effets sur le carabe *Poecilus cupreus* dépendent de la nature du sol: sablonneux ou argileux. Sur le sable, la mortalité des carabes se chiffre à 95%, alors que sur les sols argileux elle est d'environ 3% (Heimbach *et al*., 1992). Le mécanisme exact qui explique cette différence de toxicité reste inconnu, mais il peut s'expliquer par une absorption rapide de l'insecticide sur la matière organique des sols argileux. Quelle qu'en soit la raison, le parathion n'est pas biodisponible pour les carabes sur un sol argileux et donc il n'exprime pas sa toxicité normale.

TRAVAIL SUR LE TERRAIN – PHASE DE MISE EN ŒUVRE

La première étape de mise en œuvre d'un programme de suivi est de concevoir le programme d'échantillonnage. Le programme doit permettre, de manière fiable et sans biais, la collecte de données concernant les groupes fauniques ou les processus qui ont été identifiés lors de l'évaluation des risques. Le choix de la méthode d'échantillonnage est une phase critique, car elle détermine le type, la quantité et la qualité des données utilisées pour l'analyse des impacts. C'est également à cette étape qu'il faut prendre en compte les facteurs logistiques, décider du personnel compétent pour collecter les données, évaluer les besoins en équipements, moyens de transport et carburant. La date et le lieu des travaux sont aussi définis à ce moment. S'il est besoin de baser l'étude sur des documents existants, il faudra comparer les impacts avec ceux enregistrés antérieurement ou rechercher les signes de récupération dans les écosystèmes. Dans ce cas, la collecte de données comparables est capitale. Les chapitres théoriques et les fiches méthodologiques de ce manuel servent de guide pour choisir une technique appropriée; ils donnent tous les détails nécessaires pour appliquer sur le terrain les méthodes sélectionnées.

La présence de facteurs incontrôlés et la variabilité naturelle rendent difficile l'interprétation des données collectées sur le terrain (voir Figure 1.5). En conséquence, et dans la mesure du possible, il est intéressant, pour étayer le suivi sur le terrain, d'effectuer des tests en laboratoire et/ou de semi-terrain. Ce travail expérimental aidera les chercheurs à comprendre les résultats du suivi sur le terrain et élucider les facteurs de cause et d'effet. Ce manuel ne traite pas des tests en laboratoire et sur le terrain qui sont largement décrits dans la littérature (Barrett *et al*., 1994; Lynch, 1995). Les rapports LOCUSTOX décrivent également ce travail préparatoire en laboratoire.

DISPOSITIF EXPÉRIMENTAL

Cette étape comprend la recherche des cartes, des informations biologiques et des informations opérationnelles sur l'écosystème à étudier. Les services de la protection des végétaux, les services de santé publique, les agriculteurs ou les entreprises privées donnent l'emplacement des zones à traiter, ce qui permet de déduire les habitats exposés aux risques. Des visites sur le terrain affinent la sélection. Les variables environnementales (statistiques climatiques locales, chute des feuilles saisonnière, niveaux des rivières) et les cycles biologiques des espèces sensibles (périodes de pollinisation, etc.), soit toutes les données obtenues lors de l'étude documentaire, sont compilées avec les données sur l'étendue de l'opération et les statistiques de pulvérisation. Cet ensemble de faits est alors utilisé pour déterminer les meilleures stratégies d'échantillonnage, l'emplacement de zones témoins comparables et le calendrier optimal de suivi pour les groupes d'organismes clés. Mais, même les plans les mieux conçus peuvent rester sans suite: un changement de dernière minute dans la date du traitement n'est pas une situation exceptionnelle. Il est recommandé d'effectuer sur toutes les zones (traitées et non traitées) une étude avant pulvérisation d'au moins 4 semaines. Si l'impact constaté réduit de manière drastique les populations ou fonctions écologiques, il sera nécessaire de répéter le suivi des espèces touchées au moins un an après, pendant la même saison (voir page 29).

SÉLECTION DES SITES

La sélection des sites d'échantillonnage est une phase capitale pour tout suivi ou programme d'échantillonnage visant à évaluer les impacts des pesticides. Des données collectées grâce à l'échantillonnage le plus méticuleux possible peuvent s'avérer inutiles si les sites ont été mal choisis. Penser à tous les aspects du problème et se donner un temps suffisant de préparation permettent d'éviter de tels déboires.

Le but de toute expérimentation ou étude comparative est de minimiser toute variation interne pouvant perturber le résultat de l'étude. Les environnements naturels, comme ceux qui font l'objet d'une gestion humaine, sont soumis à des variables indépendantes. Quand ces variables sont incontrôlables, il est important d'apparier et de stratifier les sites expérimentaux et d'échantillonnage pour réduire les variations. Les chapitres qui suivent donnent toutes les indications nécessaires pour choisir les sites et comportent des précisions relatives à chaque groupe et sujet d'intérêt. Les considérations statistiques (y compris la stratification de l'échantillonnage) sont traitées au chapitre 2.

Environnement terrestre

La première étape de sélection des sites d'échantillonnage consiste à déterminer l'habitat qui doit être traité avec le pesticide et choisir, pour effectuer les comparaisons requises, une zone témoin possédant un habitat similaire. L'appariement des zones traitées et non traitées doit être exécuté avec une grande prudence, en prenant en considération des détails tels que l'hétérogénéité à l'intérieur de l'habitat et en s'assurant que les zones traitées et non traitées soient compatibles sur ce point. Par exemple, si l'habitat traité est une savane boisée, il doit être apparié à une zone non traitée de savane boisée dominée par les mêmes espèces d'arbres ou comprenant un mélange similaire d'espèces. La topographie, ainsi que la végétation au sol, la canopée et la géologie doivent être similaires. L'altitude (hauteur au-dessus du niveau de la mer) doit être la même, car ce facteur modifie la composition en espèces des communautés fauniques.

Dans un écosystème agricole, il est fort probable qu'un schéma expérimental traditionnel (randomisation, constitution de blocs, etc., voir chapitre 2) soit adopté. Dans ce cas, la plupart des informations fournies dans ce qui suit ne sont pas directement utilisables. Cependant, si le dispositif expérimental traditionnel n'est pas adapté, et c'est souvent le cas dans les environnements non gérés, alors il sera nécessaire d'adopter un protocole de suivi particulier. Ce protocole implique la répétition d'observations et/ou de mesures pour vérifier si les sujets étudiés sont conformes à une norme donnée (dans le cas de l'écotoxicologie: population, abondance relative ou composition en espèces fauniques statistiquement identiques à celles de la zone témoin). Le but du protocole de suivi est de comparer des données véritablement comparables et de maintenir à un minimum les variations incontrôlées.

Échelle du traitement

L'échelle du traitement avec des pesticides étudié est un élément clé pour le choix du site d'échantillonnage. Entreprendre un programme d'échantillonnage sur une zone de quelques centaines de mètres carrés a peu de valeur si le traitement couvre des dizaines, des centaines ou des milliers de kilomètres carrés, car la diversité du type d'habitats augmente en fonction de la superficie traitée. L'échelle du traitement régit des facteurs tels que la proportion d'une population ou communauté vulnérable susceptible d'être touchée et la capacité de la faune à recoloniser une zone traitée. Le choix des sites d'échantillonnage doit refléter l'échelle du traitement et la biodiversité de la zone traitée et assurer que les sites de la zone traitée et de la zone témoin sont statistiquement comparables.

Homogénéité des habitats

Il existe peu d'habitats homogènes. Les zones devant être traitées à l'aide du pesticide doivent être examinées et classifiées, puis appariées avec des sites d'hétérogénéité similaire situés dans la zone non traitée. Par exemple, une zone en apparence homogène de savane herbeuse peut effectivement se composer de diverses espèces de buissons, de graminées et d'arbres (voir Exemple concret). La composition en espèces doit également être appariée (ce qui ici est relatif) pour délimiter des sites d'échantillonnage comparables dans les zones traitées et non traitées. Une telle caractérisation de l'habitat doit être appliquée à la densité du couvert végétal, à la densité et à la composition en espèces d'arbres, d'arbustes et de buissons, à la surface de sol nu, aux dépressions humides, aux ressources en eau, etc.

Les conditions locales et le microclimat sont aussi des facteurs qui influencent le choix du site d'échantillonnage. Le microclimat est un élément qui concerne particulièrement les processus microbiens et le comportement des invertébrés du sol. Il est donc important d'apparier les sites d'échantillonnage en fonction des facteurs qui influencent le microclimat.

Sujets/groupes d'intérêt

Les sites d'échantillonnage doivent être sélectionnés ou étendus afin de collecter les données portant effectivement sur les bioindicateurs et les espèces ou mécanismes clés ou sensibles identifiés lors des étapes précédentes (examen approfondi du programme, étude documentaire). L'étendue des sites d'échantillonnage doit correspondre à la biologie et à l'écologie du groupe choisi et ainsi refléter toute modification dans la population ou la composition en espèces. Par exemple, si les guêpiers présentent un intérêt, les sites de l'étude doivent comporter une concentration raisonnable de proies et des perchoirs adaptés aux techniques de chasse des oiseaux en question. Les sites d'échantillonnage doivent également être suffisamment éloignés les uns des autres pour assurer le suivi de différents groupes familiaux.

Influence du mode d'application

Le Tableau 1.4 illustre l'influence du mode d'application sur la faune et/ou les mécanismes écologiques exposés au risque. Il indique comment ceux-ci peuvent modifier les décisions de choix des sites d'échantillonnage. L'application sélective de pesticides (voir chapitre 4), par exemple, aura une influence sur le mode d'application, les sites et la charge de travail d'échantillonnage. L'application sélective est employée dans les interventions à grande échelle de lutte contre les criquets, les chenilles défoliantes, les quéléas et les mouches tsé-tsé, où seule une partie de la zone ou de l'habitat est traitée. Dans ces cas, le positionnement aléatoire des sites d'échantillonnage à l'intérieur de l'habitat ne fournira pas nécessairement des données qui pourront être utilement interprétées. Lors d'une application en barrières dans la lutte antiacridienne, les sites d'échantillonnage doivent être stratifiés à l'intérieur de la zone traitée pour représenter correctement les différentes concentrations d'insecticide dans les barrières et à différentes distances de ces barrières, dans la zone dite inter-barrières (voir Tingle, 1996; Exemple concret). Dans une telle situation, le positionnement du site d'échantillonnage dans la zone témoin est différent de celui effectué dans la zone traitée, tout en prenant bien entendu en compte l'hétérogénéité de l'habitat.

Environnement aquatique

La première étape consiste à obtenir l'étendue des zones de pulvérisation programmées auprès des autorités ou des entreprises qui exécutent l'application de pesticides. Ces zones sont ensuite superposées sur une carte qui mentionne les zones humides, les trous d'eau, les rivières et les fleuves pouvant nécessiter un suivi biologique. La stratégie de sélection des sites en eaux courantes et stagnantes dépend de l'échelle du traitement avec des pesticides, de l'étendue et de la classification des environnements aquatiques (ex: zone de conservation, zone protégée, parc national) et des ressources disponibles pour effectuer le suivi. L'objectif premier est d'établir, en vue de comparaisons statistiques, la variation dans le temps de la population dans les sites traités et non traités, suite à une application de pesticides sur ou à proximité des eaux superficielles. Pour obtenir, dès le départ, le moins de variation biotique possible, le substrat, le débit et la profondeur des sites d'échantillonnage doivent être appariés. L'accessibilité des sites et l'échelle du traitement avec des pesticides entravent souvent cette tâche. Pour les fleuves et les rivières, une configuration idéale se compose de deux ou trois stations appariées, situées en amont de la source de contamination et d'au moins le même nombre de stations en aval. La plupart des hydrobiologistes sélectionnent plus de stations en aval afin de déterminer la distance à laquelle la récupération se produit. Sauf en cas de travail sur de larges zones humides comme les marais, les deltas ou les plaines inondables, il n'est en général pas possible d'échantillonner des zones discrètes, c'est-à-dire des sites traités et non traités suffisamment éloignés et distincts les uns des autres. Des mares et des petits lacs peuvent se trouver dans des zones traitées et non traitées mais leur nature ou leur utilisation peuvent réduire leur similarité chimique et biologique.

Échelle du traitement

Une intervention à base de pesticides à grande échelle peut toucher un bassin versant complet. Dans ce cas, il faut trouver des sites comparables dans un autre bassin versant adjacent. L'échelle impose donc fréquemment d'accepter des stations d'échantillonnage imparfaites:

- quand les sites en amont de la pulvérisation sont situés à des kilomètres des dernières stations en aval;
- quand il faut trouver un bassin versant adjacent pour effectuer la comparaison.

En pratique, cela signifie que les caractéristiques du site (substrat, végétation, débit, composition chimique de l'eau, etc.) en amont ne correspondront pas avec celles en aval, ce qui résultera en une variation en espèces et en communautés accrue entre les sites d'échantillonnage.

Homogénéité de l'habitat

Les invertébrés vivant dans les eaux courantes peu profondes sont en général échantillonnés dans des zones de courant riches en espèces, où le substrat, le débit et la profondeur sont uniformes et où l'accès est aisé. Plus bas en aval, la profondeur augmente, les substrats contiennent plus de sédiments et les conditions d'accès sont moins faciles. Il est normalement possible de trouver des dépôts de substrat en amont, dans des eaux plus profondes et plus lentes, loin de la circulation principale et, parfois, des étendues d'eau moins profondes en aval, éventuellement au niveau des affluents. L'utilisation d'un échantillonnage stratifié améliore le traitement statistique et la puissance des données comparées. Les mêmes principes s'appliquent à l'échantillonnage des poissons: utiliser une senne dans des mares ou des zones de courant pour obtenir des échantillons comparables. Dans les cours d'eau profonds et les eaux stagnantes, le type de substrat est un élément important, mais il est possible d'utiliser des substrats artificiels pour harmoniser l'habitat échantillonné. Les variations saisonnières des caractéristiques du site, telles que la croissance des macrophytes submergés et des herbes flottantes, rendent plus complexe le choix des sites d'échantillonnage. Appliquer la loi d'appariement des sites et des saisons atténuera les décalages dans les propriétés des habitats et assurera des comparaisons plus solides.

La taille des stations d'échantillonnage et les techniques de stratification sont abordées dans les chapitres correspondants de cet ouvrage.

Il est possible de distinguer et d'échantillonner correctement les espèces présentant un intérêt particulier, telles que les bioindicateurs de danger, les espèces à faible capacité reproductrice ou ayant un intérêt spécial pour la conservation, si l'échantillonnage de routine fait abstraction de leur habitat (exemple: plancton, espèces tubicoles ou animaux vivant sous les pierres).

PHASE D'ANALYSE ET D'ÉVALUATION

La variation naturelle entraîne des modifications significatives ou d'importants changements de population qui peuvent perturber l'interprétation des impacts d'un pesticide. Une fois que la cause d'un effet observé est attribuée à un pesticide (c'est-à-dire quand l'hypothèse nulle a été réfutée), il s'agit de décider de l'importance relative de cet effet. Les pesticides entraînent un ensemble d'effets sur les organismes et les mécanismes vivants. Ce manuel traite principalement de la détection des effets sur l'abondance et la richesse en espèces et sur la structure et la fonction des communautés, car ces effets sont plus tangibles et discernables que ceux modifiant le comportement ou la reproduction, qui sont plus subtils et plus coûteux à percevoir.
Les réponses des organismes et des systèmes biologiques aux pesticides classiques sont, grossièrement, classifiées comme

positives/négatives et réversibles/permanentes (non récupérables ou irréversibles). Les réponses peuvent être des résultats directs ou indirects de l'utilisation de ces produits et elles sont dynamiques, c'est-à-dire fonction du temps.

Une réponse positive peut être une augmentation en nombre ou en densité par rapport à la situation témoin; pour un mécanisme, il peut s'agir d'une stimulation limitée dans le temps. C'est par exemple le cas de l'augmentation des populations d'algues dans les mares suite à l'application d'un insecticide contre les larves de moustique. Le produit chimique supprime la pression exercée par les invertébrés aquatiques, augmente la biomasse des algues et donc la concentration en chlorophylle (Figure 1.3). Une réponse positive peut être la stimulation de la respiration du sol suite à un traitement avec des pesticides qui augmente la concentration en nutriments disponibles pour certains micro-organismes, après la destruction et le pourrissement d'autres micro-organismes. Les réactions négatives sont caractérisées par un déclin des populations (mortalité des gros poissons ou réduction de l'abondance des microcrustacés suite aux traitements contre les simulies et les moustiques (Figure 1.3)) ou l'inhibition d'un mécanisme biologique comme l'arrêt de la dégradation des litières de feuilles mortes après l'application de DDT (Figure 1.4).

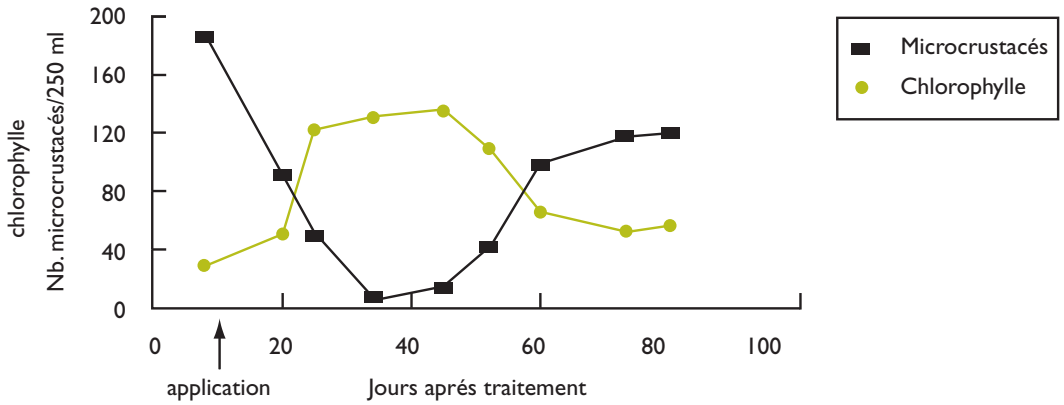


Figure 1.3: Effets de la lutte anti-moustique sur les algues et les microcrustacés dans les mares peu profondes

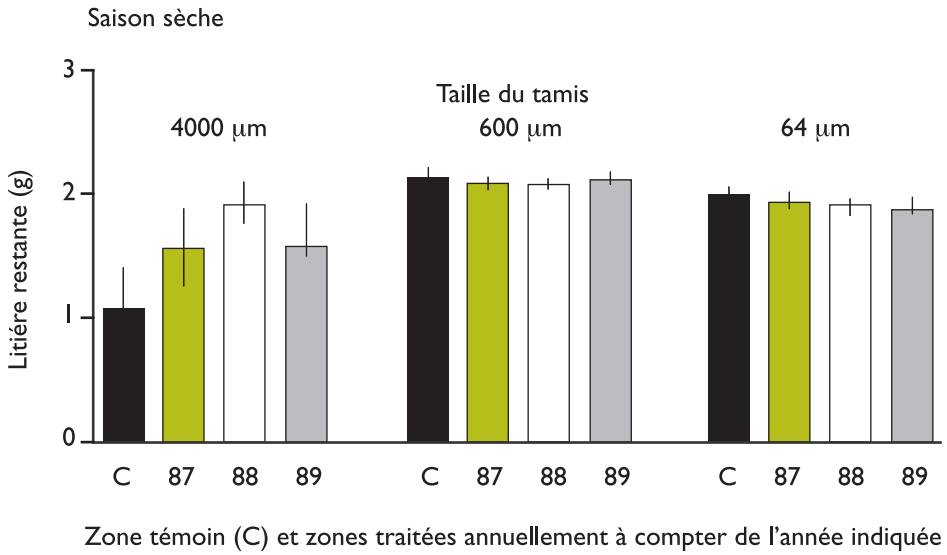


Figure 1.4: Litière de feuilles restante dans un tamis nylon (g ± Erreur type) après un enfouissement de 6 mois dans des sols traités au DDT

Pour évaluer l'importance de l'impact d'un pesticide sur une population ou un mécanisme écologique, il est nécessaire d'interpréter les effets produits en les comparant aux données sur la variation naturelle de la population ou du mécanisme en question (Figure 1.5). Connaître le type et l'acuité d'une réponse biologique ne permet pas de décider si elle aura des conséquences écologiques. La différence statistique entre plusieurs densités d'oiseaux en zones traitées et non traitées peut être significative, mais pour savoir si cette différence est biologiquement sans conséquence, acceptable ou critique, il faut trouver une unité de mesure commune écologique. Si la période de suivi est suffisamment longue, la durée nécessaire à une population ou une fonction pour se rétablir suite à une réponse (en général) négative fournira une indication de l'acceptabilité du dommage. Pour la faune microbienne et les micro-arthropodes du sol, la vitesse de récupération sera rapide; elle sera plus lente pour les grands invertébrés, les poissons et les oiseaux, dont les cycles de vie sont plus longs. Si une population de crevettes d'eau douce est décimée par les pyréthrinoïdes, la période de récupération se compte en années en raison de la capacité reproductrice des crevettes, et donc l'impact est inacceptable. Si des coléoptères de la canopée récupèrent d'un énorme effet de choc dû aux pyréthrinoïdes en aérosol et que leurs populations retrouvent rapidement les niveaux enregistrés avant la pulvérisation grâce à la recolonisation et à leur rétablissement de l'effet toxique, alors l'effet sera négligeable, dans la mesure où le traitement n'est pas répété trop souvent. La vitesse de récupération biologique est fonction de: la dose du pesticide, la fréquence d'application, la rémanence, la zone traitée, la subsistance d'une zone non traitée pour permettre la recolonisation, la sensibilité ou la vulnérabilité des espèces non cibles, le cycle biologique et le taux de reproduction.

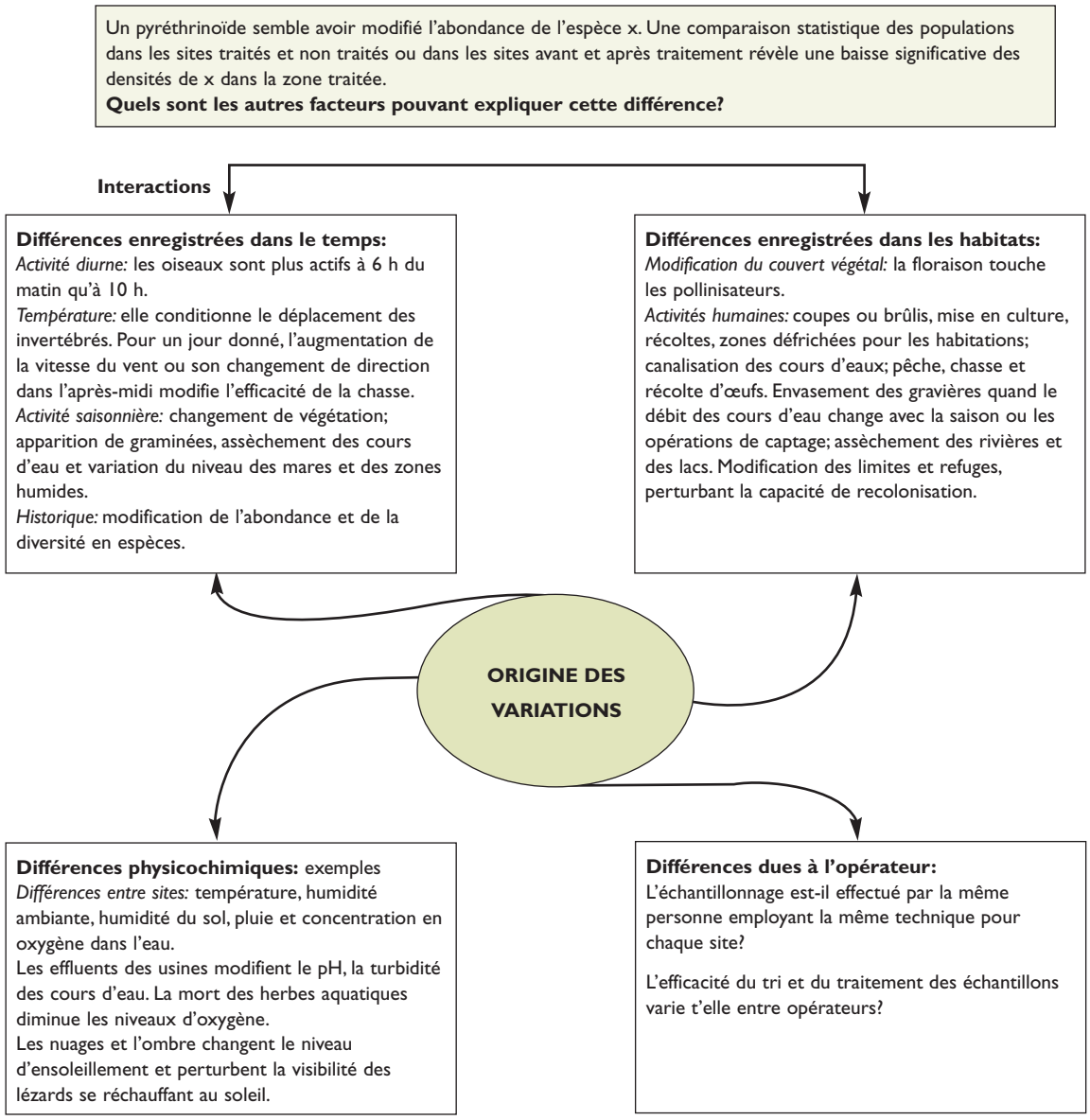


Figure 1.5: Sources de variation dans l'abondance de la faune échantillonnée

Pour évaluer les effets négatifs dûs à un pesticide, il est pertinent de se demander, dès le départ, si le traitement est (était) justifié du point de vue de la culture, du bétail ou de la santé publique. Il est possible d'avancer de puissants arguments en faveur des traitements pour assurer la sécurité alimentaire (alertes aux acridiens), protéger la santé publique (épidémies de paludisme), maintenir le niveau de vie (lutte contre les trypanosomoses animales pour permettre l'utilisation d'animaux de trait) et la qualité de vie (souvent économiques) des populations. Si les raisons qui justifient l'utilisation des pesticides sont acceptables, la réponse biologique au produit utilisé sera comparée à la réponse des systèmes biologiques aux perturbations naturelles (crues, incendies, assèchement saisonnier des mares et cours d'eau ou dégâts dûs aux éléphants). Dans la mesure où les réponses biologiques aux pesticides ne sont pas plus graves que celles rencontrées naturellement (à quelques exceptions près), ces réponses sont considérées comme acceptables. Dans des cas extrêmes, une réduction statistiquement significative de 40% de l'abondance des carabes due à l'utilisation de pesticides est-elle comparable au taux de 80 à 95% causé par les feux de savane naturels? Les 5% de mortalité chez les brèmes d'un bras mort d'un fleuve dûs aux pesticides sont-ils comparables à la mortalité massive enregistrée lors de l'assèchement de ce bras? Cependant, si les impacts des pesticides se rajoutent aux 'variations naturelles', ils peuvent se révéler importants, même s'ils sont relativement mineurs comparés aux modifications induites par les facteurs naturels. De nombreux effets sont effectivement négligeables par rapport aux effets naturels, mais ils doivent être absolument considérés en cas de menace portant directement sur la diversité de zones protégées ou sur des espèces en danger. Dans ce cas, des actions précoces, modifiant le plan de traitement (prises au niveau de l'étude documentaire ou encore plus en amont) doivent normalement atténuer les menaces.

Les cultures ne sont pas des environnements moins extrêmes: les variations des paramètres du sol, comme la température et l'humidité, sont monnaie courante et entraînent des diminutions de 10 à 90% des fonctions clés comme la nitrification, l'ammonification et la respiration. L'analyse des réponses fournies par les organismes et les mécanismes biologiques aux contraintes naturelles subies par le sol a permis à Domsch *et al.* (1983) de développer un système de mesure permettant d'évaluer les effets des pesticides sur la flore microbienne du sol (Figure 1.6). Sur la base du temps nécessaire pour observer le rétablissement des populations microbiennes suite à une perturbation naturelle, il est estimé que 30 jours de récupération sont nécessaires après une diminution de 90% de l'activité. Cette durée de récupération a permis d'établir une unité de mesure commune écologique pour le stress dû aux pesticides: une durée de 30 à 60 jours est considérée comme 'tolérable' alors que plus de 60 jours représentent une situation 'critique'. La durée de récupération suite à un stress naturel ou un stress dû aux pesticides dans les sols semi-arides peut varier en fonction de la saison.

Il est possible de développer pareillement des unités de mesure communes équivalentes pour les réponses des macroinvertébrés et vertébrés aux pesticides, mais à un niveau plus spécifique, celui de l'espèce. En raison de leur taux de

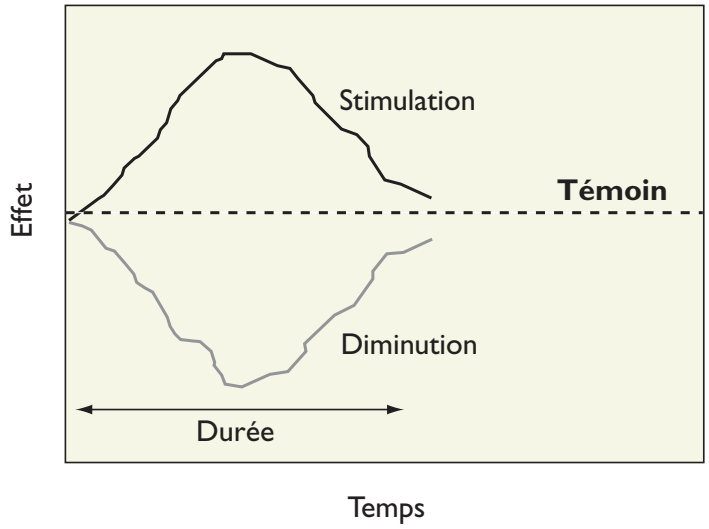


Figure 1.6: Réponse réversible du sol (d'après Domsch *et al.*, 1983)

reproduction plus faible (comparé aux micro-organismes), le temps requis pour la récupération augmente et ne se compte plus en jours ou en mois, mais en années. Des unités de mesure communes basées sur la durée d'un effet ne peuvent être obtenues que s'il existe des données à long terme publiées, ce qui est rare, ou s'il est possible d'engager un suivi à long terme sur le terrain, ce qui est coûteux. La période de récupération dépend également plus étroitement de l'importance de la diminution de la population initiale: une mortalité initiale de 70% augmentera plus la période de récupération d'une espèce qui ne se reproduit qu'une fois par an qu'une mortalité de 10%. Les autres facteurs qui modifient la vitesse de récupération sont la mobilité de l'espèce, les interactions entre espèces (relations entre prédateurs et proies), etc. Une crevette est beaucoup moins mobile qu'une larve de libellule, qui, au stade adulte peut voler en amont du point contaminé pour recoloniser la zone appauvrie. Les espèces répondent différemment aux pesticides: un prédateur peut récupérer beaucoup plus lentement si ses proies sont plus vulnérables. Finalement, la récupération au niveau d'une population ou d'une communauté (groupes d'espèces coexistantes) n'est qu'un élément partiel, car il est probable que les modifications à long terme des interactions biologiques perturbent les structures ou les fonctions des assemblages fauniques. Lors d'une utilisation à grande échelle de pesticides, le facteur qui prend le plus d'importance est la superficie de terrain ou de bassin versant touchée: plus elle est étendue et moindres seront les chances d'immigration et la vitesse de recolonisation (Grant, 1989).

Dans l'analyse finale, l'acceptabilité d'un impact négatif dû à un pesticide revient à établir un équilibre entre les coûts et les avantages. Ainsi, l'étendue des effets biologiques négatifs doit être compensée par des facteurs tels que la sécurité des consommateurs ou des opérateurs, l'économie, la comparaison avec les solutions de substitution et le poids de l'opinion publique (Greig-Smith, 1992; Grant, 2001; McWilliam et Tingle, 2002).

PRÉSENTATION DES RÉSULTATS

Après avoir fourni de nombreux efforts dans l'analyse et l'évaluation des informations bibliographiques et des données collectées sur le terrain, il est essentiel de présenter les résultats d'une manière utile et significative. Le résumé des données sous forme de tableau ou de graphique permet au lecteur de saisir les points frappants, les tendances d'évolution ou les prévisions qui ressortent des études d'impact. Les principes qui sous-tendent la préparation des données sont la pertinence et la cohérence: ce n'est pas la peine de mettre sous forme graphique toutes les données si un quart d'entre elles suffit à expliciter la situation dans son ensemble. Il est important de se focaliser sur les informations qui illustrent l'impact subi ou qui prouvent que le but recherché a bien été atteint (exemple: réfutation de l'hypothèse nulle).

La loi essentielle à respecter lors de la construction de tableaux doit être une conception simple et logique. Le travail de terrain permet de rassembler un grand nombre de données, il est donc capital de les organiser dès le démarrage. Les lignes et les colonnes des tableaux à double entrée doivent porter des titres clairs et évocateurs. Leur organisation doit permettre un éventuel résumé des données, comme la moyenne du nombre des différents invertébrés recueillis au filet fauchoir à une date précise (voir Figure 1.21 dans le chapitre Exemple concret).

Dans un rapport, le résumé des données doit permettre les comparaisons et illustrer les relations existantes entre les paramètres. Il est recommandé d'éviter les colonnes qui découlent du calcul d'autres colonnes et les tableaux qui dépassent une page A4. Les tableaux comportent un numéro d'ordre et un titre; les lignes et les colonnes contenant les champs de données sont identifiés par des entêtes (Tableau 1.5). La présentation en tableau ne donne pas immédiatement une idée du changement observé, particulièrement si les modifications sont du même ordre de grandeur. La représentation graphique, en revanche, permet au lecteur de saisir rapidement ces évolutions.

Les figures de type courbes, graphiques en barres, histogrammes, graphiques à secteurs, etc. illustrent efficacement les variations et les tendances d'évolution. Seules les représentations graphiques qui éclairent de manière pertinente les résultats et les conclusions, sans se contenter de copier les données du tableau, doivent être conservées. Les illustrations sont souvent réduites lors de la publication des rapports, les figures doivent donc être de grande taille avec des points et des commentaires parfaitement lisibles. Un tableur informatique de type Microsoft Excel est un outil, certes utile, mais non indispensable pour générer ce type de graphiques (voir ci-dessous).

Les histogrammes et les graphiques en barres sont des figures simples qui présentent très clairement des données discrètes. Les graphiques en barres sont idéals pour représenter la fréquence ou l'apparition d'un fait précis dans une catégorie, comme la représentation, par groupe d'insectes, du nombre d'insectes pris dans un piège collant (Figure 1.7). L'histogramme d'évolution est une représentation similaire, mais l'axe horizontal représente une progression dans le temps (années) ou l'espace (distances le long d'un transect) (Figure 1.8).

Tableau 1.5 Dépôt de deltaméthrine (DTM) sur deux sites faisant l'objet d'un suivi

Titres des lignes

Titre des colonnes

Site suivi (nombre de cycles de pulvérisation)	Nombre d'échantillons collectés	Dépôt en (mg DTM m^{-2})			
		Moyenne	Écart-type	Minimum	Maximum
Transects de ruches					
(2)	8	21,5	2,0	18,0	23,8
(3)	4	16,3	1,5	14,0	17,0
(4)	6	5,6	0,4	5,3	6,2
(5)	5	0,89	0,2	0,6	1,0
Transects de lézards					
(91)	14	5,8	1,0	4,2	7,4
(2)	16	5,5	1,2	3,4	7,8
(3)	6	9,5	1,5	7,3	11,0
(4)	6	6,5	0,3	6,1	6,9
(5)	6	1,1	0,7	0,6	2,4

Colonne d'intitulés

Champs de données

Les graphiques en barres présentent de nombreuses variantes utiles: sur un même graphique, quatre traitements ou quatre espèces peuvent être représentés simultanément par quatre barres (Figure 1.9). Les barres empilées comparent la distribution en pourcentage de chaque valeur par rapport au total, comme la composition d'un substrat de rivière en cailloux, graviers, sable et boues (Figure 1.10) pour une station d'échantillonnage.

Les impacts impliquant une modification dans le temps peuvent être représentés à l'aide de barres où les réponses négatives (ou les réductions de populations) sont représentées au-dessous de l'axe des abscisses (Figure 1.11). Les barres sont en général de couleurs différentes pour faciliter la distinction entre les catégories ou les événements.

Les courbes permettent de représenter des données continues, comme la température, la concentration du pesticide, les individus d'une population et les taux (ex: taux de respiration du sol) sur un intervalle de temps ou d'espace continu. La courbe passe par des points indiquant les valeurs hautes et les valeurs basses et ainsi il est possible d'apprécier d'un seul coup d'œil les tendances d'évolution. Dans la mesure où le schéma reste clair, il est possible de tracer plusieurs courbes sur un même graphique afin de pouvoir comparer des données, par exemple zone non traitée, zone traitée et précipitations, pour illustrer un propos (Figure 1.12; Figures 1.26 à 1.33 de l'Exemple concret). Quand il est nécessaire de montrer la relation entre deux mesures ou variables, le nuage de points est un outil utile (Figure 1.13). L'axe des *x* indique la variable indépendante (ex: concentration en DDT) et l'axe des *y* la variable dépendante (ex: l'épaisseur de la coquille d'œuf). Une ligne de régression se rapprochant le plus de tous les points peut être tracée afin de montrer la tendance de la coquille à s'amincir quand la concentration en DDT dans l'œuf augmente.

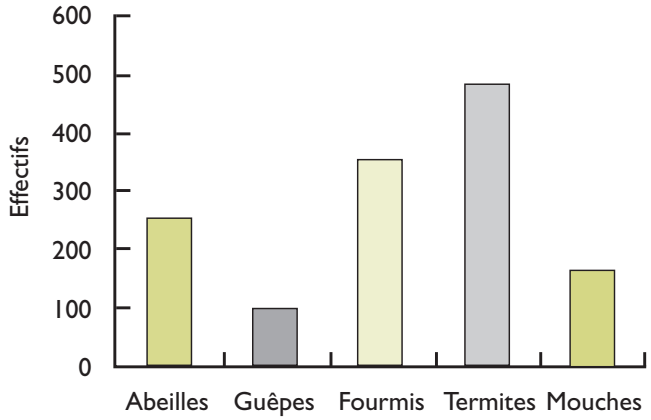


Figure 1.7: Graphique en barres: nombre d'insectes pris dans un piège collant

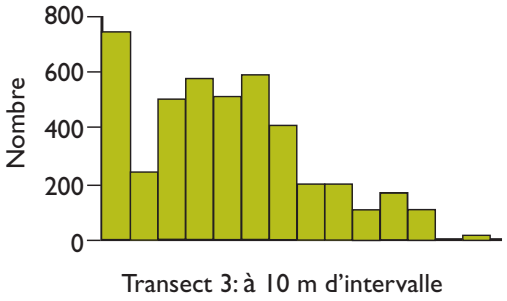


Figure 1.8: Histogramme: distribution des *Chironomidae* le long d'un transect

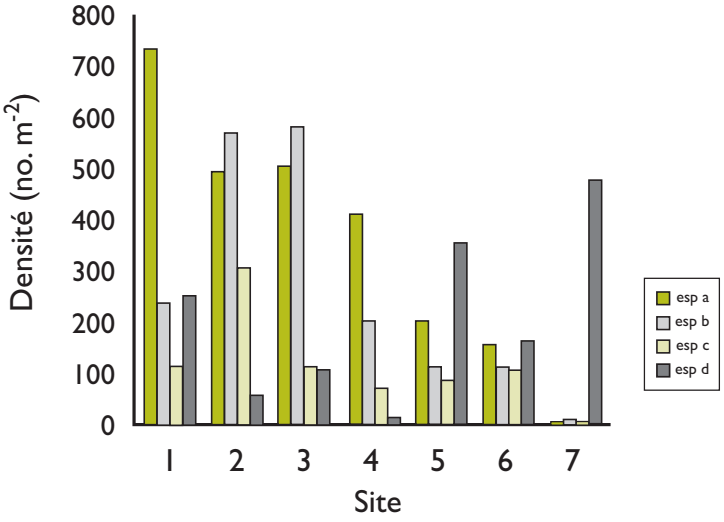


Figure 1.9: Séries groupées: densité de quatre espèces nocturnes sur sept sites

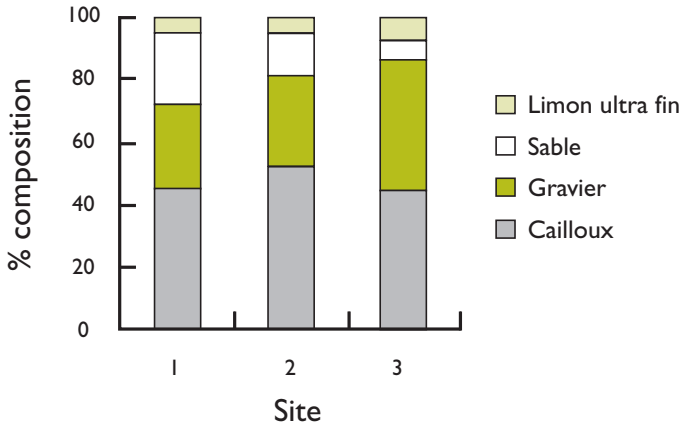


Figure 1.10: Barres empilées: Composition du substrat sur trois sites

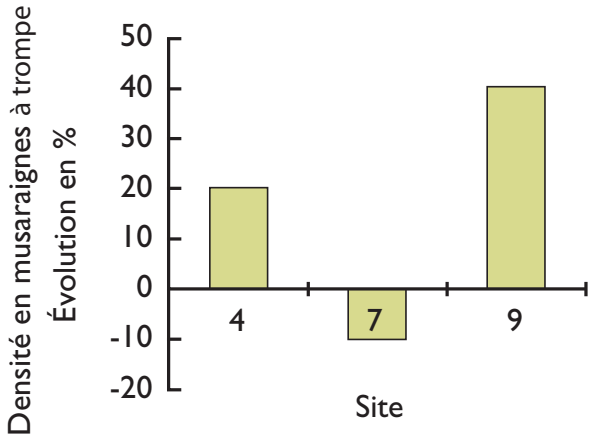


Figure 1.11: Représentation négative: Modification de la densité en musaraignes à trompe

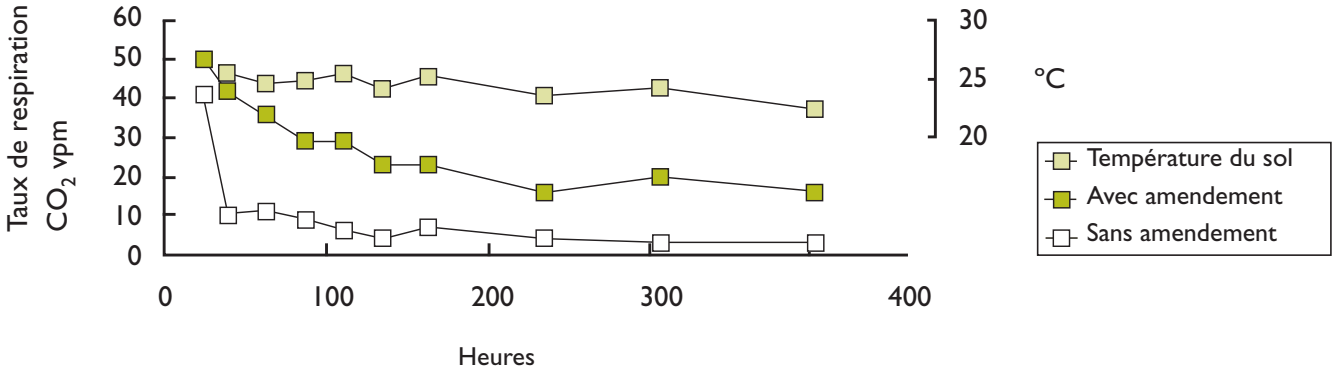


Figure 1.12: Courbes: effets de l'amendement organique sur la respiration du sol

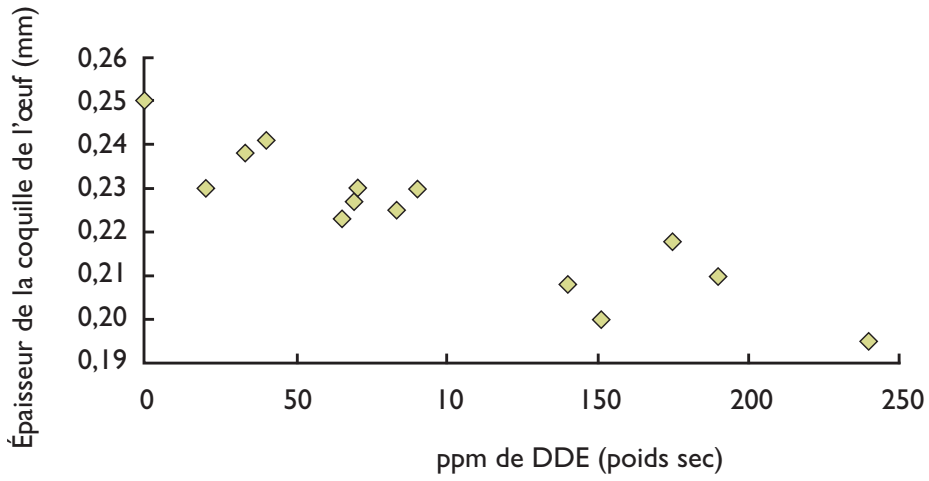


Figure 1.13: Nuage de points: épaisseur de la coquille de l'œuf et résidus de DDE

La représentation en secteurs est utile pour indiquer des pourcentages ou nombres relatifs d'individus dans un groupe restreint, tels que les habitudes alimentaires des poissons: les aires représentant chaque catégorie sont proportionnelles au nombre d'individus (Figure 1.14). La formule:

angle = nombre dans la catégorie x nombre total dans l'échantillon

permet de calculer l'angle du secteur représentant chaque catégorie. Il est également possible de dessiner un cercle dont l'aire est proportionnelle au nombre total d'individus, dans ce cas, le rayon de ce cercle est calculé comme suit:

$$r \text{ (rayon en cm)} = \sqrt{\frac{\text{nombre total individus}}{3{,}142}}$$

en sélectionnant une échelle appropriée telle que 1 cm^2 = 100 individus. Les secteurs représentant différents mois ou différents sites augmentent de taille proportionnellement au nombre qu'ils représentent. La biomasse est représentée de la même manière. Il est recommandé, pour générer ce type de graphiques, d'utiliser un ordinateur équipé d'un tableur de type Microsoft Excel.

Un diagramme en *cerf-volant* est un polygone de fréquence tracé à partir de l'image miroir d'un graphique en aire dans lequel l'abondance est proportionnelle à la distance verticale entre les deux lignes. C'est une manière pratique pour illustrer les résultats obtenus sur un transect: l'axe horizontal représente la distance et l'axe vertical le nombre d'espèces. D'autres informations utiles peuvent se superposer sur ce schéma, comme la courbe de l'humidité (Figure 1.15).

Lors de travaux sur les impacts des pesticides, les diagrammes 'en cerf-volant' permettent de démontrer les changements de l'abondance en espèces dans l'espace (distances) ou dans le temps (ex: mois). La première étape consiste à préparer un tableau, par exemple des taxa en fonction de la distance en mètres, dans lequel les cases contiennent le nombre d'individu de chaque taxon (Tableau 1.6).

L'axe des *y*, qui représente le nombre d'individus par espèce (pas d'illustration pour ce cas), est placé perpendiculairement, à gauche de l'axe des *x* qui représente la distance. Les deux axes se coupent au point zéro. Un diagramme 'en cerf-volant' est préparé pour chaque espèce: le nombre trouvé à chaque distance (point d'échantillonnage) est symbolisé par deux points, situés à égale distance de l'axe des *x*, un au-dessus et un au-dessous. Une fois tous les points tracés, ils sont joints pour former le *cerf-volant*.

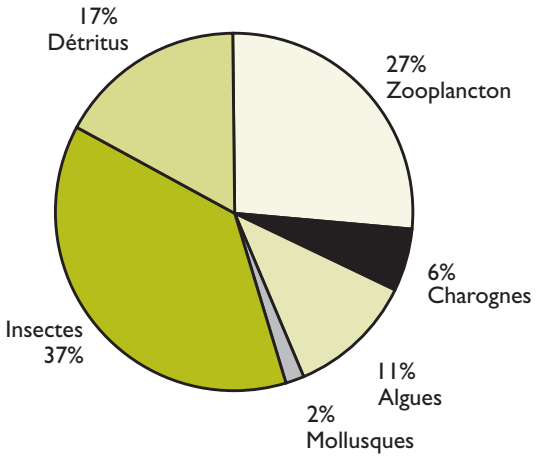


Figure 1.14: Représentation par secteurs: habitudes alimentaires des poissons au site 3

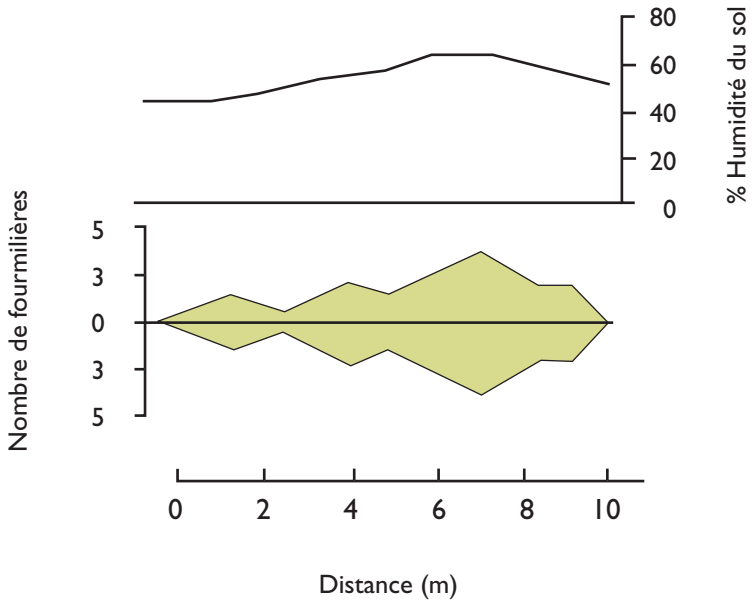


Figure 1.15: Diagramme en *cerf-volant:* abondance des fourmilières sur un transect

Tableau 1.6 Taxa en fonction de la distance (m)

Taxon	10	20	30	40	50	60	70
Espèce a	734	494	512	415	203	160	2
Espèce b	239	573	580	199	110	112	11
Espèce c	110	308	113	70	90	109	5
Espèce d	254	54	107	16	357	165	482

Il est intéressant de représenter des informations complémentaires, telles que l'humidité du sol, surtout si la distribution ou le nombre d'espèces en dépend.

Les données qui sont fonction de l'orientation, comme le dépôt de gouttelettes par rapport à la direction du vent, sont aisément représentées par un diagramme radial. Sur la Figure 1.16, la direction est représentée par les points cardinaux et l'épaisseur des barres correspondantes représente la densité des gouttelettes se déposant à une certaine distance de leur source (ce type de schéma est valable également pour le nombre ou la diversité en espèces).

Il existe d'autres types d'illustrations qui n'ont pas été abordés ici, comme les preuves photographiques d'un impact (mortalités de poissons et d'oiseaux suite à une pulvérisation) qui possèdent une force visuelle incontestable. Tous les graphiques doivent comporter un titre, une légende si plus d'une seule catégorie d'informations est indiquée et des axes avec des marques de graduation. Si la variabilité des points est mentionnée, la légende ou le titre doit indiquer si elle représente la moyenne ± l'écart type (ET), l'erreur type (Standard Error), les limites de confiance à 95%, etc.

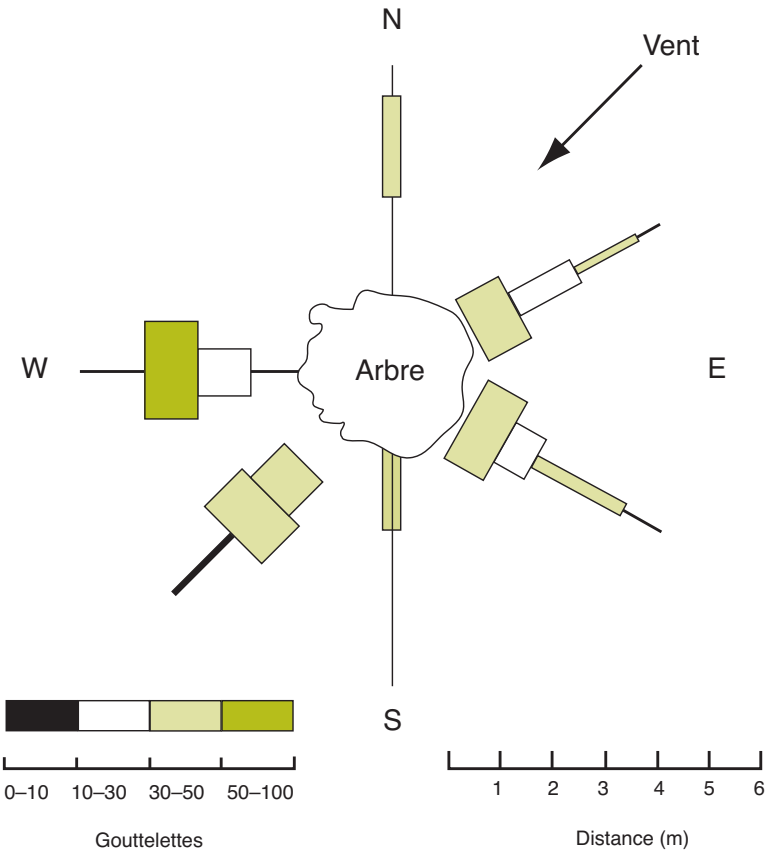


Figure 1.16: Diagramme radial: dépôt de gouttelettes autour d'un arbre après pulvérisation venant du nord ouest

INTERPRÉTATION DES RÉSULTATS ET CONCLUSIONS

L'interprétation des résultats obtenus du suivi sur le terrain de l'impact des pesticides sur l'environnement et/ou les organismes non cibles est une tâche complexe, elle nécessite une bonne qualification et de l'expérience. Certains aspects ont déjà été abordés dans les pages précédentes. Cependant, il est fortement recommandé de prendre conseil auprès d'un écotoxicologue expérimenté. Il n'est pas possible dans ce manuel de couvrir les interprétations de tous les résultats obtenus à partir d'une étude écotoxicologique en zone tropicale. Un exemple concret est fourni dans ce qui suit pour mettre l'accent sur les procédures générales et les interprétations que l'on peut tirer des résultats d'un suivi particulier. Ces interprétations sont argumentées. Le lecteur consultera avec intérêt les rapports de l'étude LOCUSTOX (voir 'Pour en savoir plus') et les interprétations tirées des données collectées.

Il n'est pas facile de décider si l'impact d'un pesticide particulier est acceptable ou non. Ce point est rapidement abordé en début de chapitre. Il est de nouveau recommandé de faire appel à un expert.

Une étude donnée ne permettra d'obtenir des conclusions convaincantes que si les résultats sont interprétés avec précision, en étroite relation avec l'écologie de l'habitat examiné. L'exemple concret illustre ce point précis pour le cas examiné.

RÉFÉRENCES

BARRETT, K.L., GRANDY N., HARRISON, E.G., HASSAN, S. and OOMEN, P (1994) – Guidance document on regulatory testing procedures for pesticides with non-target arthropods. In: *Workshop on European Standard Characteristics of Beneficials Regulatory Testing (ESCORT), 28-30 March 1994.* Brussels: SETAC-Europe.

CNUED (1992) – *Agenda 21*. New York: Assemblée générale des Nations Unies.

DOMSCH, K.H., JAGNOW G. and ANDERSON,T -H. (1983) – An ecological concept for the assessment of side effects of agrochemicals on soil micro-organisms. *Residue Reviews*, **86**: 65-105.

DOSSOU, N. et MULLIE,WC. (1998) Exposition individuelle aux organophosphorés chez les manipulateurs des pesticides dans les quatre régions du Sénégal (1988-1995). pp. 1-18. Dans: *Effets de la lutte antiacridienne sur l'environnement.* Tome 3. Projet Locustox - Everts, J.W, Mbaye, D., Barry, O. et Mullie,W (éds). Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO) et Direction de la Protection des Végétaux, Ministère de l'Agriculture, Dakar, Sénégal.

EVERTS, J.W (1997) – Ecotoxicology for risk assessment in arid zones: some key issues. *Archives of Environmental and Contamination Toxicology*, 32: 1-10.

GRANT, I.F (1989) – Monitoring insecticide side-effects in large-scale treatment programmes: tsetse spraying in Africa. In: *Pesticides and Non-target Invertebrates*. Jepson, PC. (ed.). Andover, UK: Intercept.

GRANT, I.F (2001) – Insecticides for tsetse and trypanosomiasis control: Is the environmental risk acceptable? *Trends in Parasitology*, 17 (1): 10-14.

GREIG-SMITH, P.W (1992) – The acceptability of pesticide effects on non-target arthropods. pp. 121-132. In: *Interpretation of Pesticide Effects on Beneficial Arthropods. Aspects of Applied Biology* 31. Brown, R.A., Jepson, PC. and Sotherton, N.W (eds). Wellesbourne, UK: Association of Applied Biologists, Horticultural Research International.

HEIMBACH, U., ABEL, C., SIEBERS, J. and WEHLING, A. (1992) – Influence of different soils on the effects of pesticides on carabids and spiders. pp. 49-59. In: *Interpretation of Pesticide Effects on Beneficial Arthropods. Aspects of Applied Biology* 31. Brown, R.A., Jepson, PC. and Sotherton, N.W (eds). Wellesbourne, UK: Association of Applied Biologists, Horticultural Research International.

LYNCH, M.R. (ed.) (1995) – *Procedures for Assessing the Environmental Fate and Ecotoxicity of Pesticides.* Brussels: SETAC-Europe.

MULLIE,W.C., ANDREASEN, J., ABIOLA, FA., DIATTA, F et VAN DER VALK, H. (1998) – Les niveaux de cholinestérase dans le sang des travailleurs de la protection des végétaux après les traitements opérationnels avec des insecticides organophosphorés au Sénégal. pp. 170-189. Dans: *Effets de la lutte antiacridienne sur l'environnement.* Tome 2. Projet Locustox - Everts, J.W, Mbaye, D., Barry, O. et Mullie,W (éds). Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO) et Direction de la Protection des Végétaux, Ministère de l'Agriculture, Dakar, Sénégal.

ROYAL SOCIETY (1997) – *Science, Policy and Risk.* A discussion meeting held at the Royal Society, 18 March 1997. Science in Society Series. London: Royal Society.

TINGLE, C.C.D. (1996) – Sprayed barriers of diflubenzuron for control of the migratory locust (*Locusta migratoria capito* (Sauss). [Orthoptera: Acrididae] in Madagascar: short-term impact on relative abundance of terrestrial non-target invertebrates. *Crop Protection*, 15 (6): 579-592.

VAN DER VALK, M., EVERTS,VW et EKUKOLE, G. – *Directives sur le Criquet pèlerin. Tome 6. Précautions d'usage pour la santé humaine et l'environnement.* Rome: Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture.

POUR EN SAVOIR PLUS

DOUTHWAITE, R.J. and TINGLE C.C.D. (eds) 1994 – *DDT in the Tropics. The Impacts on Wildlife in Zimbabwe of Ground-spraying for Tsetse Fly Control*. Chatham, UK: Natural Resources Institute.

EVERTS, J.W et BA, L. (eds) (1997) – *Effet de la lutte antiacridienne sur l'environnement.* Tome 1. Projet Locustox - Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO) et Direction de la Protection des Végétaux, Ministère de l'Agriculture, Dakar, Sénégal, pp278..

EVERTS, J.W, MBAYE, D., BARRY O. et MULLIE, W (éds) (1998) – *Effet de la lutte antiacridienne sur l'environnement.* Tome II. Projet Locustox - Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO) et Direction de la Protection des Végétaux, Ministère de l'Agriculture, Dakar, Sénégal, pp198.

EVERTS, J.W, MBAYE, D., BARRY O. et MULLIE, W (éds) (1998) – *Effet de la lutte antiacridienne sur l'environnement.* Tome III. Projet Locustox - Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO) et Direction de la Protection des Végétaux, Ministère de l'Agriculture, Dakar, Sénégal.

MARONI, M and FAIT A. (1993) – Health effects in man from long-term exposure to pesticides. A review of the 1975-1991 literature. *Toxicology*, **78**:1-100.

VISENTIN, S. and FAIT A. (2002) – The IPCS/WHO project on the epidemiological surveillance of acute pesticide poisonings. *Pesticide Safety News*, **5** (3): 1.

USEPA (1992) – Framework for Ecological Risk Assessment. EPA/630/R-92/001. Washington DC: USEPA. (non publié)

Sites Web sur les pesticides et la santé humaine

www.epa.gov/ebtpages/humanhealth.html
www.epa.gov/pesticides
www.who.int/ctd/whopes/index.html
www.intox.org

EXEMPLE CONCRET

LA LUTTE ANTIACRIDIENNE: EFFETS DE LA PULVÉRISATION EN BARRIÈRES D'IGR SUR LES INVERTÉBRÉS TERRESTRES NON CIBLES À MADAGASCAR

Cet exemple décrit le suivi écotoxicologique d'essais de terrain à échelle opérationnelle. Ces essais ont eu lieu dans le sud-ouest de Madagascar, dans le cadre de la lutte antiacridienne. Ils ont consisté en plusieurs applications en barrières de diflubenzuron, un inhibiteur de croissance (IGR). Ce cas est plus complexe qu'une simple comparaison 'zone pulvérisée/zone témoin'. Le suivi d'une pulvérisation est rarement un cas standard: cet exemple particulier est décrit étape par étape pour illustrer la plupart des problèmes soulevés lors d'un programme de suivi écotoxicologique. Ces différentes étapes sont illustrées dans la Figure 1.1. L'étude documentaire, la planification et la conception du projet seront rapidement abordées, tout en insistant sur les points à prendre en compte pour décider de l'objet et du déroulement du suivi. L'application en barrières est une technique qui utilise des insecticides rémanents agissant par ingestion. Ils sont appliqués sur des andains de 50 à 150 m de large, dénommés 'barrières'. Les zones non traitées, de 300 m à 2 000 m de large, sont dénommées 'espaces inter-barrières'; elles sont laissées entre chaque barrière. Cette technique est très efficace pour lutter contre les acridiens immatures: les larves. Les bandes larvaires traversent une ou plusieurs barrières, se nourrissent de la végétation traitée et sont tuées par le produit ingéré. Cependant, comme moins de 10% de la zone pulvérisée reçoit réellement de l'insecticide, cette technique est, du moins théoriquement, relativement respectueuse de l'environnement. C'est pour tester cette hypothèse qu'une évaluation de l'impact sur l'abondance relative d'un ensemble d'invertébrés terrestres non cibles a été effectuée après un traitement en barrières d'environ 50 m de large, espacées de 500 à 600 m. L'échantillonnage a débuté avant la pulvérisation et s'est poursuivi immédiatement après. L'étendue et la durée des impacts détectés pendant l'année de la pulvérisation ont alors été évalués. Pour l'étude complète, voir Tingle (1996).

Observation

Ces essais opérationnels de terrain ont été engagés pour tester l'efficacité de la pulvérisation en barrières d'IGR dans la lutte antiacridienne. Ces essais ont eu lieu dans le sud-ouest de Madagascar. Voir ci-dessous les détails du volume d'application, de la dose, etc.

Problème

Les IGR auront-ils un effet négatif sur la faune et la flore des savanes herbacées traitées, en dépit du fait que l'application en barrières est spécifiquement conçue pour minimiser l'impact environnemental? Cet insecticide perturbera-t-il les mécanismes écologiques et fonctionnels dans la savane traitée pour ainsi compromettre une utilisation durable de ce milieu?
Les considérations relatives au dépôt de pesticide et à la contamination sont abordées dans les chapitres 'Travail de terrain' – Traitements' et 'Conclusions générales de l'étude'.

Étude documentaire: déterminer les risques

Une étude documentaire a permis de déterminer les risques pour l'environnement, la faune et la flore. Dans ce projet particulier, l'étude documentaire a pris la forme d'une étude d'impact sur l'environnement (EIE), complète et méthodique. Les facteurs clés découlant de cette étude documentaire sont les suivants:

- Madagascar est une île importante pour la biodiversité. Elle possède une faune endémique exceptionnelle qui a ainsi une haute valeur de conservation. La faune et l'écologie des savanes herbacées du sud-ouest de Madagascar sont encore peu connues.
- Le groupe faunique principal à risque est celui des invertébrés terrestres, parmi eux, les herbivores mandibulés sont les plus menacés.
- Le diflubenzuron est un IGR du groupe des benzoyle-urées qui agit en inhibant la synthèse de la chitine. Les invertébrés immatures sont les premiers touchés par ce mode d'action qui perturbe leurs mues. Il est également prouvé que l'IGR compromet la viabilité des œufs des insectes femelles adultes. Ces deux facteurs ont des effets à retardement au niveau de la population.
- La méthode d'échantillonnage choisie doit permettre de collecter des données sur une large gamme d'invertébrés terrestres, mais particulièrement sur ceux les plus exposés à une pulvérisation terrestre UBV d'IGR. L'application en ultra bas volume entraîne la contamination de la végétation, il a donc été décidé d'échantillonner à l'aide d'un filet fauchoir. Cette méthode collecte une large gamme d'invertébrés résidant de manière permanente ou temporaire sur la végétation.

Hypothèse

La pulvérisation en barrières d'IGR réduit l'abondance relative (et donc la population) des herbivores mandibulés de la prairie, à l'intérieur des barrières de pulvérisation et entre ces barrières. L'hypothèse nulle qui en découle est donc que le diflubenzuron pulvérisé en barrières ne modifie pas l'abondance relative des invertébrés habitant la végétation.

Travail de terrain – Dispositif expérimental

Une étude quantitative a permis d'évaluer l'abondance relative des invertébrés terrestres échantillonnés au filet fauchoir. Les facteurs pris en compte dans l'élaboration de l'étude sont mentionnés ci-dessous: description des sites, méthode d'échantillonnage, etc. Ce programme a été conçu à l'origine pour suivre la pulvérisation au sol en barrières à Beamalo (voir ci-dessous). En raison du stade nymphal particulier des acridiens qui doit faire l'objet de cette étude, la contrainte de temps a été sévère et seul un échantillon avant pulvérisation a pu être récolté (ce qui est bien inférieur aux recommandations pour ce type d'étude). Cependant, le succès du premier essai de lutte contre les bandes larvaires d'acridiens a nécessité d'engager, l'année suivante, un autre essai à plus grande échelle. Le suivi écotoxicologique de la première année ayant révélé certains effets négatifs de l'IGR sur les invertébrés non cibles (voir ci-dessous), il a été décidé que l'essai de la seconde année comprendrait des études plus poussées de suivi de ces organismes pour étayer les essais d'efficacité. Deux sites d'étude ont été considérés pendant ces deux années consécutives. Il faut souligner que les dates de pulvérisation étaient très différentes – ce qui, en général, n'est pas recommandé pour une étude comparative – mais cet inconvénient n'a pas pu être évité pour des raisons logistiques et financières.

Travail de terrain – Sites d'étude

Les deux sites qui ont été choisis pour les études d'impact sur les organismes non cibles (Figure 1.17) comprennent des zones traitées et non traitées appariées. Le premier site se situe à la sortie du village de Beamalo près de Bekily (24°08'S; 44°15'E) environ à 200 km au sud-est de Tuléar. L'habitat est une savane herbacée comprenant plusieurs espèces (*Cynodon dactylon, Eragrostis pyramidalis, Enneapogon cenchroides, Aristida mahafalaiensis, Heteropogon contortus, Panicum pseudovoeltzkowii, Digitaria sp., Loudetia sp. et Hyparrhenia sp*). La zone est plantée de quelques arbres, principalement *Poupartia caffra* [*Anacardiaceae*] et *Maytenus* (*Gymnosporia*) *linearis* [*Celastraceae*] et de buissons (*Flacourtia ramontchi* [*Flacourtiaceae*] et *Acacia spp.* [*Leguminosae*]). Des cultures sont réparties sur de petites parcelles éparpillées sur la zone d'étude: elles se composent principalement de maïs, de manioc, d'arachides, de haricots, de patates douces et de melons.

Le second site se situe près du village d'Andranovorindrengataka, à proximité d'Antanimieva, à 100 km environ au nord de Tuléar. Son habitat est également une savane herbacée, dominée par *Heteropogon contortus et Hyparrhenia rufa*. La zone est plantée de rares arbres et buissons, dont les espèces les plus communes sont *Poupartia caffra*, *Tamarindus indica* [*Leguminosae*], *Stereospermum variabile* [*Bignoniaceae*] et *Ziziphus jujuba* [*Rhamnaceae*]. La végétation est relativement homogène et le couvert est en général assez dense, pouvant varier de 10% à 100%. La hauteur de la végétation varie fortement entre 10 et 230 cm, mais dans les zones dominées par *H. contortus* (soit la majeure partie de la superficie), cette hauteur se situe entre 60 et 80 cm. De petites parcelles cultivées sont également éparpillées sur la zone d'étude: coton, maïs, manioc et arachides sont les cultures les plus fréquemment rencontrées.

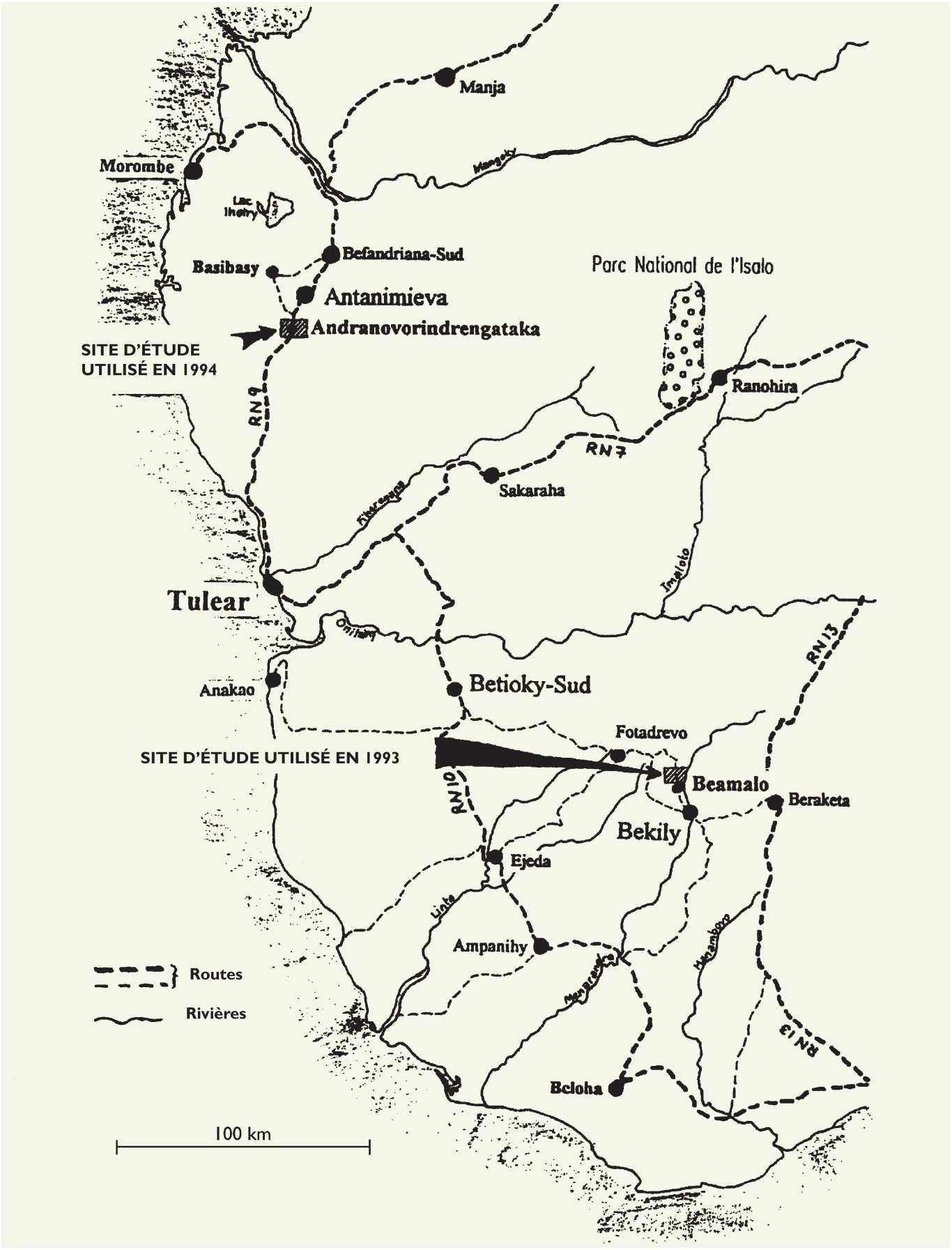


Figure 1.17: Emplacement des sites d'étude dans le sud-ouest de Madagascar

Travail de terrain – Traitements

L'exploration de ces deux sites a permis d'identifier des zones relativement homogènes, suffisamment grandes pour délimiter une zone témoin et l'apparier à une zone similaire destinée à recevoir la pulvérisation d'IGR. À Beamalo comme à Antanimieva, deux zones ont été identifiées: par un 'U' (unsprayed) pour les zones témoins non traitées et par un 'S' (sprayed) pour les zones traitées; et leur végétation a été recensée (voir ci-dessus). Une zone tampon d'environ 1 km de large a été laissée entre la zone témoin et la zone traitée à Beamalo; à Antanimieva la zone tampon mesurait environ 500 m à son point le plus étroit, pour atteindre 1 km à son point le plus large (Figure 1.18). Les parties pulvérisées des deux zones d'étude ont été traitées de la même manière, avec cependant de légères différences dans l'espacement et le nombre de barrières. Dans les deux cas, le diflubenzuron, fourni à 45% dans une formulation à base d'huile (Dimilin® ODC 45), a été dilué dans du gasoil (à raison de 1:3, Dimilin:gasoil) et pulvérisé à environ 93 g m.a./ha^{-1} à l'aide de pulvérisateurs manuels Micro-Ulva/Micron ULVA+, à disque rotatif, tournant à 8 500-10 000 tr/min avec un débit nominal de 75 ml/min^{-1}. La vitesse de marche des opérateurs a été estimée à 1,25 m/s^{-1}.

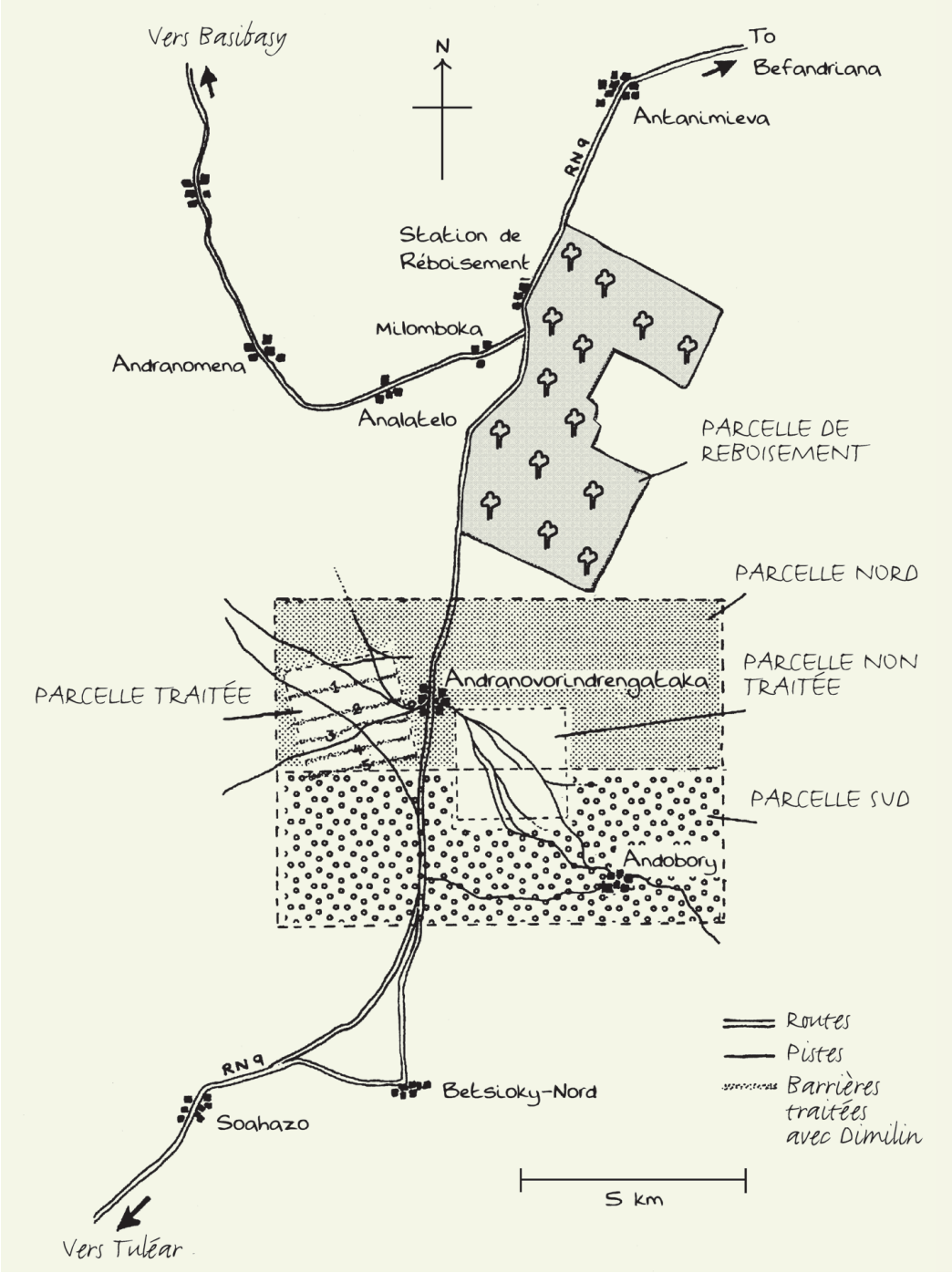


Figure 1.18: Carte faite à main levée du site d'étude d'Antanimieva

La pulvérisation effectuée à Beamalo a couvert environ 20 km^2. Huit barrières de 50 m de large, espacées d'environ 600 m, ont été traitées. Le volume réel appliqué s'est chiffré à 833 ml/ha^{-1} dans les barrières, ce qui donne une dose d'application de 7,8 g s.a./ha^{-1}. Le traitement s'est déroulé sur 3 jours, entre le 14 et le 16 février 1993.

La pulvérisation effectuée à Antanimieva a couvert environ 5 km^2. Cinq barrières de 50 m de large, espacées d'environ 500 m, ont été traitées. La dose réelle appliquée s'est chiffrée à 90 g s.a./ha^{-1} (environ), donnant pour la zone traitée une dose de 9 g s.a./ha^{-1}. Le traitement a été effectué le 26 avril 1994.

Aucun échantillonnage pour l'analyse des résidus n'a été entrepris lors de cette étude, en raison de contraintes logistiques et budgétaires. Cependant, le dépôt et la distribution du produit ont été mesurés lors de la pulvérisation à Antanimieva à l'aide de papiers oléosensibles et de plaques enduites d'oxyde de magnésium. Un récapitulatif de ces données est fourni à la Figure 1.19. Elle indique clairement que la plupart des gouttelettes de pesticide tombent dans la barrière, mais, même si le nombre et le volume des gouttelettes décroissent rapidement sous le vent, on recense une contamination de l'espace inter-barrières (particulièrement dans les 50 premiers mètres).

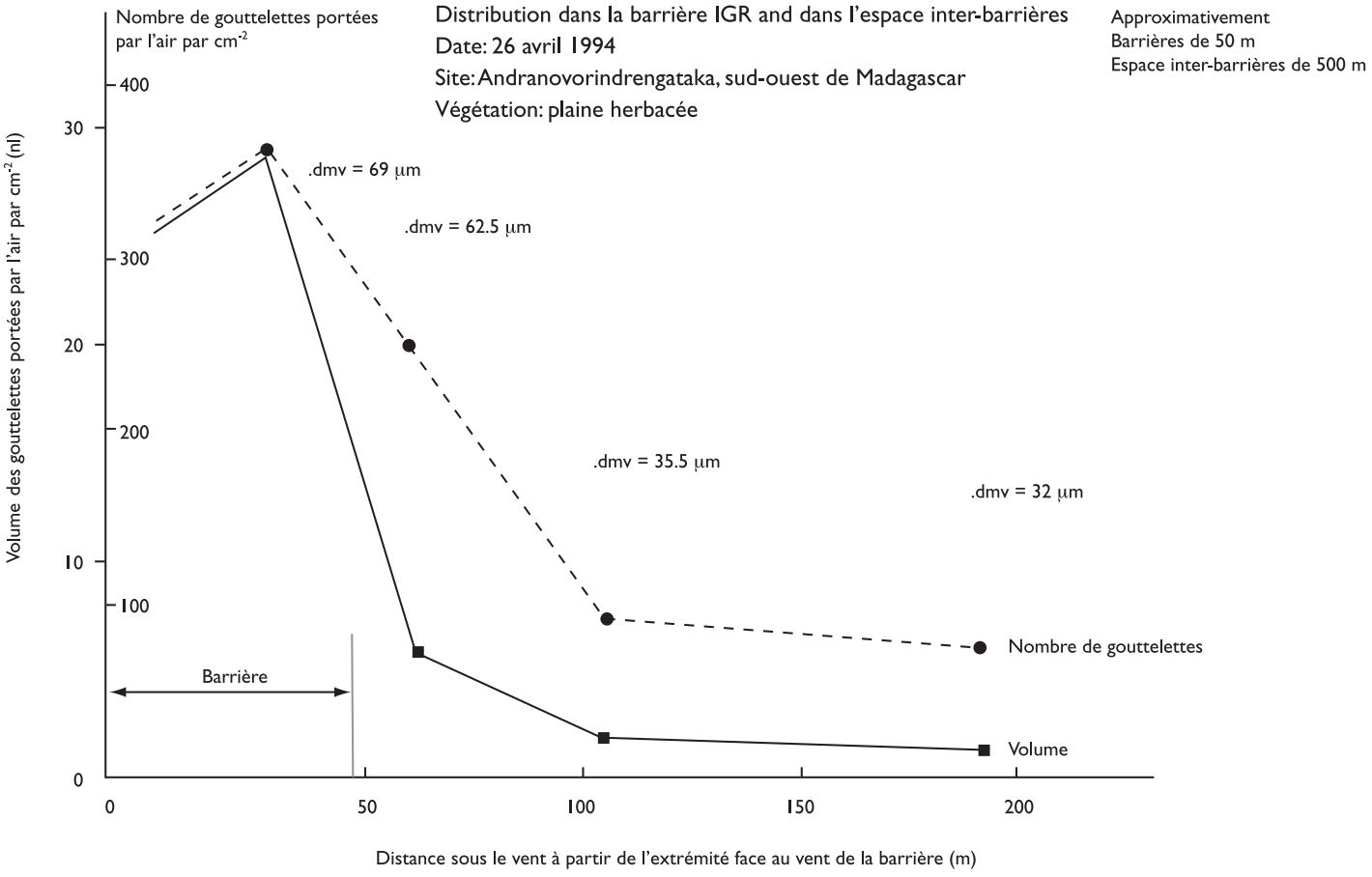


Figure 1.19: Distribution enregistrée à l'aide de papiers oléosensibles et de plaques enduites d'oxyde de magnésium pour le site d'Antanimieva en 1994

Travail de terrain – Méthode d'échantillonnage

L'étude documentaire a démontré que les herbivores mandibulés sont les plus exposés à une application en barrières d'IGR. Plusieurs méthodes d'échantillonnage et de suivi ont été appliquées pour échantillonner ces invertébrés. Des contraintes financières, de véhicules et de personnel ont limité les actions, mais différentes méthodes ont été essayées: filet fauchoir, piège Malaise, transects de papillons, pièges d'eau de couleur jaune. Cette dernière méthode a été abandonnée, car peu efficace dans les prairies. Le nombre de pièges disponibles (deux) a limité l'utilisation du piège Malaise. Cette méthode a cependant donné d'intéressantes données qualitatives sur les insectes volants, mais des contraintes de personnel n'ont pas permis de disposer du temps nécessaire pour trier les prises. C'est pourquoi seuls les individus capturés au filet fauchoir ont été considérés dans ce qui suit, car cette méthode donne des données quantitatives exploitables sur une large gamme d'espèces.

Le filet fauchoir a permis d'échantillonner les invertébrés résidant de manière permanente ou temporaire sur la végétation de couverture du sol, c'est-à-dire la faune la plus directement menacée par l'application en barrières. La technique a été la même pour les deux années, ce qui a permis une comparaison directe des résultats. Deux opérateurs ont parcouru un transect de 50 m et, à partir d'un point de départ unique, sont partis chacun dans une direction opposée. Ils ont alors tous deux fait trois pas vers la droite (pour éviter les zones déjà foulées), avant de retourner à leur point de départ à un rythme lent et régulier, en balayant de part et d'autre la végétation à l'aide d'un filet à papillon (filet standard Watkins et Doncaster®). Voir chapitre 8 et fiche méthodologique sur le filet fauchoir. Les prises ont ensuite été retirées du filet (voir ci-dessous). Seule la partie centrale de chaque zone a été échantillonnée, laissant une zone tampon de 300 m de large à la périphérie de deux parcelles. Les échantillonnages au filet fauchoir se sont déroulés de 8 h à 12 h 30.

Les sites d'échantillonnage ont été choisis par randomisation avant d'aller sur le terrain. Le générateur de nombres aléatoires d'une machine à calculer électronique a permis de fournir les chiffres définissant les coordonnées de chaque point d'échantillonnage. Le premier chiffre donne la distance à parcourir à l'intérieur de la zone témoin en partant du point à l'extrême nord-est vers l'ouest. Le second chiffre donne la distance à parcourir à partir de ce point vers le sud dans la parcelle. Cette procédure a été répétée jusqu'à obtenir le nombre de points d'échantillonnage requis. Pour les points d'échantillonnage dans la zone de traitement en barrières, la barrière et l'espace inter-barrières à échantillonner ont été choisis par tirage aléatoire: des bandes de papier portant le numéro des zones ont été mises dans un sac ou un récipient, mélangées puis tirées au hasard. La distance le long de la barrière (ou à la distance requise à partir de la barrière dans l'espace inter-barrières) a ensuite été déterminée à l'aide du générateur de nombres aléatoires d'une machine à calculer électronique. **N.B.:** l'échantillonnage dans l'espace inter-barrières n'a été effectué qu'à l'extrémité sous le vent de la barrière et la distance a été mesurée à partir de l'extrémité sous le vent. En effet, la contamination due au pesticide dans l'espace inter-barrières n'est due qu'à la dérive des gouttelettes d'IGR.

La période de l'étude a été limitée par des contraintes logistiques. En 1993, le budget n'a permis qu'une seule mission de 6 semaines à Madagascar, avec la présence d'un seul écotoxicologue. Cette trop courte période est en général inacceptable pour une étude écotoxicologique (voir dispositif expérimental), particulièrement si le choix du site de l'étude est compris dans cette durée. En conséquence, les données avant traitement ont été extrêmement limitées sur ce site. Cependant, un étudiant malgache diplômé a été formé par l'écotoxicologue lors de son séjour; il a ensuite continué la collecte de données aprés la pulvérisation pendant deux mois de plus.

À Beamalo, l'échantillonnage a commencé la veille de la pulvérisation. Les transects ont été échantillonnés au filet fauchoir sur sept sites de la zone devant être traitée et cinq sites de la zone témoin. Cinq échantillons ont été collectés dans la parcelle à traiter, puis tous les échantillonnages ont été effectués dans la parcelle témoin, pour finir par les deux échantillons restants dans la parcelle à traiter. Les sites d'échantillonnage ont été choisis au hasard (voir ci-dessus). Après la pulvérisation, l'échantillonnage de la zone non traitée s'est déroulé comme précédemment; en revanche, dans la zone traitée, les échantillons n'ont été pris que dans les barrières. Les barrières et la localisation des sites d'échantillonnage dans ces barrières ont été également choisis au hasard. L'échantillonnage s'est poursuivi 2 mois après le traitement.

En 1994, une étude à plus long terme s'est déroulée, avec une période de suivi post-traitement plus acceptable. Mais, d'autres contraintes logistiques et financières ont aussi limité le programme d'échantillonnage. L'équipe formée en 1993 n'était pas disponible en 1994; il a fallu donc former d'autres équipes pour effectuer le suivi et l'échantillonnage. Trois équipes à temps plein ont exécuté l'échantillonnage au filet fauchoir, le traitement des échantillons et le comptage des transects de papillons. Seul l'échantillonnage au filet fauchoir est décrit dans ce qui suit (voir ci-dessus).

À Antanimieva, l'échantillonnage a commencé 6 semaines avant la pulvérisation, le 16 mars 1994, dans les parcelles nord et sud et s'est poursuivi dans des parcelles témoin et à traiter plus petites, 6 jours avant le traitement (Figure 1.18).[2] Deux échantillons avant traitement ont été collectés dans les plus petites parcelles. Dans tous les cas, trois échantillons ont été collectés dans la parcelle témoin, puis tous les échantillonnages ont été effectués dans la parcelle à traiter, pour finir par deux échantillons dans la parcelle témoin. Avant traitement, tous les sites d'échantillonnage ont été choisis au hasard. Après la pulvérisation, le même programme d'échantillonnage a été conservé dans la parcelle témoin. En revanche, dans la parcelle traitée, des transects ont été échantillonnés sur cinq sites au milieu des barrières (barrières 2-4 uniquement) et des transects ont été échantillonnés sur trois sites à 150 m de la barrière et sur trois sites au milieu de l'espace inter-barrières (c'est-à-dire à 250 m des barrières). Seuls les espaces inter-barrières 1, 2 et 3 ont été utilisés. Les barrières, les espaces inter-barrières et les sites d'échantillonnage dans ces emplacements ont été choisis au hasard. Le premier échantillon post-traitement a été collecté 7 jours après la pulvérisation. L'échantillonnage s'est poursuivi toutes les semaines jusqu'au 20 juin, puis toutes les deux semaines jusqu'au 27 juillet 1994.

Traitement des échantillons

Le filet contenant les prises a été placé dans un sac en plastique. La faune collectée a ensuite subi un 'effet de choc' à l'aide d'une rapide pulvérisation de pyréthrinoïdes obtenue avec une bombe insecticide du commerce (gaz propulseur: CO_2). Les prises ont ensuite été transférées dans un sac en plastique mentionnant l'heure et l'endroit de l'échantillonnage, ainsi que le nom de l'opérateur. Les échantillons ont ensuite été envoyés au laboratoire. Les sacs ont été vidés dans de grands bacs en plastique blanc et les invertébrés ont été séparés de la végétation et autres débris. Tous les invertébrés ont été transférés dans des boîtes de Pétri contenant de l'alcool à 70% puis examinés au microscope. Les individus ont été triés et comptés. Dans la mesure du possible, les taxa ont été triés par espèces ou morpho-espèces (c'est-à-dire genre ou famille suivi d'une lettre ou d'un chiffre). Tous les invertébrés ont été identifiés, du moins jusqu'à leur ordre. Une collection de référence a été établie pour aider au tri et à l'identification des individus et pour s'assurer que la lettre ou le chiffre corrects ont été attribués aux morpho-espèces, sans confusion. Plus de 400 espèces d'invertébrés ont ainsi été récoltées.
Les données provenant de chaque échantillon ont été enregistrées sur une fiche portant le numéro, la date de l'échantillon et la manière dont il a été traité. Ces données ont permis d'établir une liste des taxa portant le nombre d'individus récoltés pour chaque taxon (Figure 1.20).

Enregistrement et traitement des données

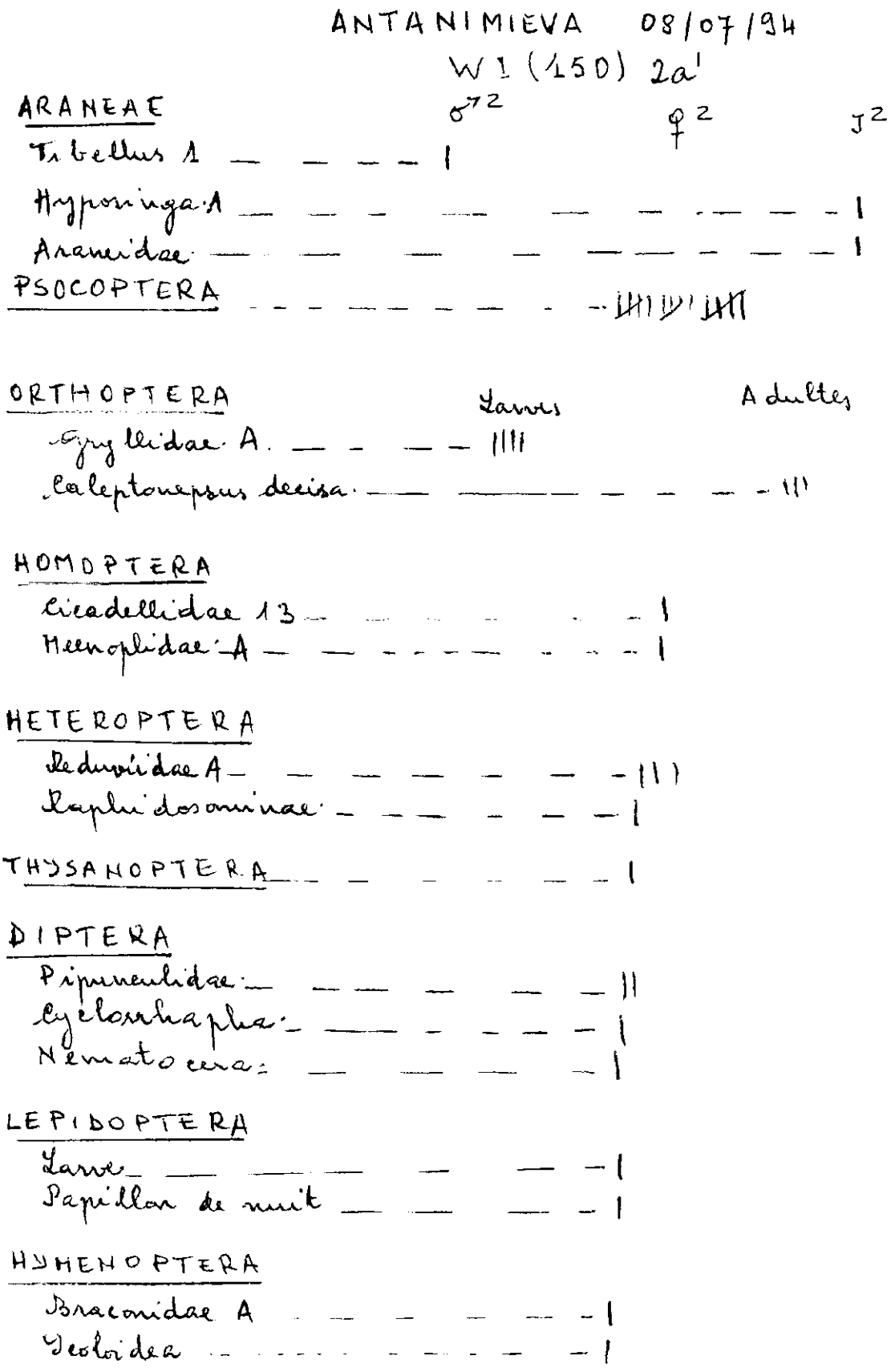
Toutes les données ont été enregistrées sur une feuille de calcul Excel (tout tableur similaire convient parfaitement). À l'origine, un classeur avait été créé pour chaque date d'échantillonnage, avec des feuilles séparées pour les différentes zones. Les données pour chaque transect de 50 m, c'est-à-dire les échantillons a et b, ont ensuite été agrégés (voir exemple à la Figure 1.21).

Les feuilles de calcul précédentes ont ensuite été compilées pour obtenir un nouveau fichier contenant les moyennes pour chaque taxon, avec le taxon inscrit dans la première colonne et la moyenne pour chaque zone et pour chaque date d'échantillonnage en ligne (Figure 1.22).

Une troisième série de feuilles de calcul a été créée pour permettre l'exportation dans un logiciel de traitement statistique afin d'effectuer l'analyse de la variance (ANOVA – voir chapitre 2 sur les statistiques). La Figure 1.23 montre une configuration prévue pour une exportation des données dans Genstat. Les données doivent être fournies dans un format précis pour chaque type de logiciel de traitement statistique, il est donc important de vérifier le format requis par votre logiciel pour ensuite préparer les données de la manière appropriée.

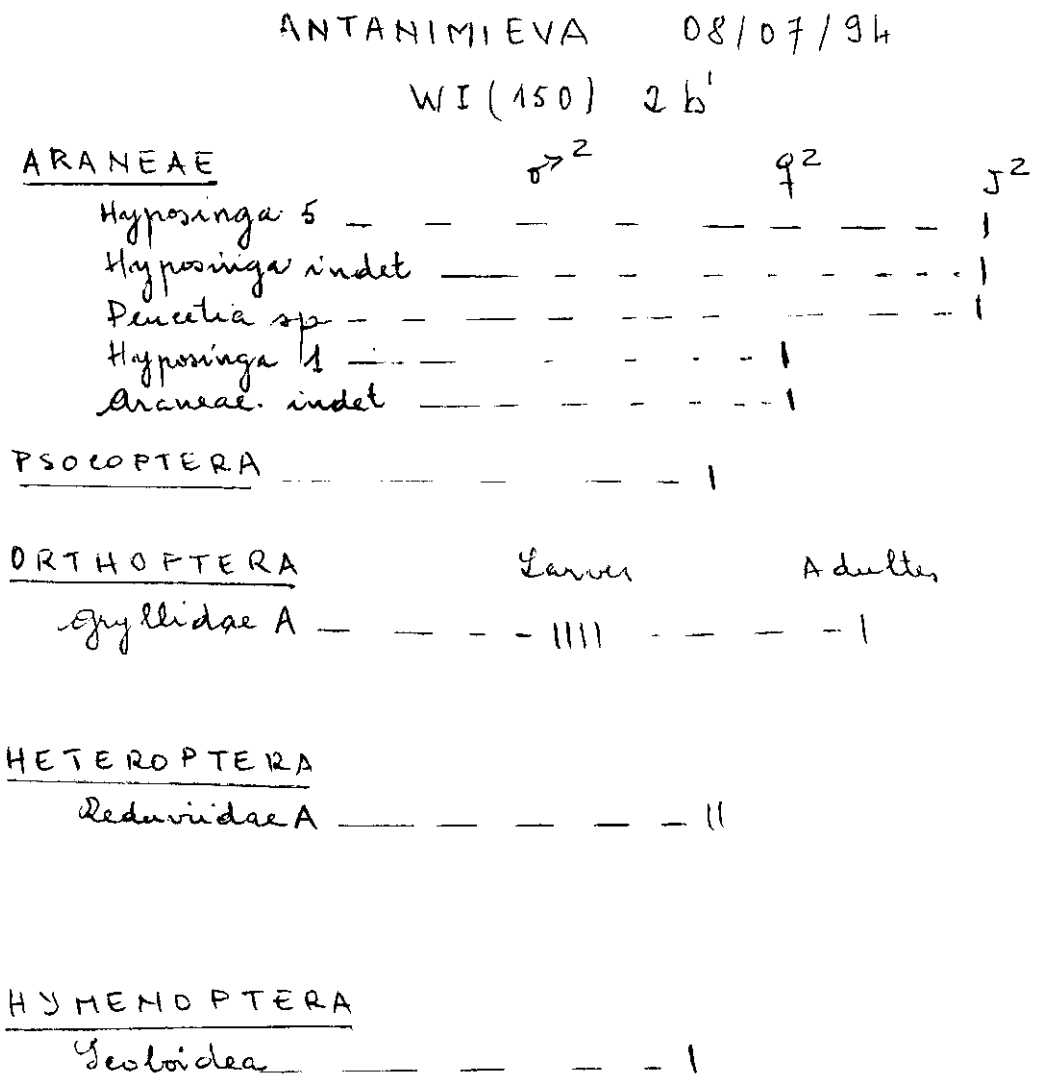
Les données ont été compilées à partir de la feuille de calcul indiquée à la Figure 1.22 dans un format qui permet l'établissement de graphiques indiquant, pour chaque taxon, le nombre moyen d'individus en fonction du temps (Figure 1.24). Les graphiques ont été tracés à l'aide du logiciel Excel (voir Figures 1.26 à 1.33).

[2] Cette procédure a été appliquée car, à l'origine, l'essai de pulvérisation devait être aérien. Cependant, en raison de l'absence de la densité requise de nymphes d'acridiens au stade de développement adéquat, l'échelle de l'essai a été considérablement réduite. C'est pour cela que les parcelles de l'étude finale sont beaucoup plus petites que les parcelles nord et sud. Si le plan n'avait pas été modifié, la parcelle sud dans son ensemble aurait reçu une pulvérisation aérienne de diflubenzuron en barrières



[1]Échantillon d'un transect 2a avec filet fauchoir prélevé à une distance de 150 m dans un espace inter-barrières le 8 juillet 1994
[2]♂= mâle; ♀ = femelle; J = juvénile.

Figure 1.20: Exemple d'enregistrement des données après traitement des échantillons



[1]Échantillon d'un transect 2b au filet fauchoir prélevé à une distance de 150 m dans un espace inter-barrières le 8 juillet 1994
[2]♂= mâle; ♀ = femelle; J = juvénile.

Figure 1.20: ***Suite***

Analyse des données

L'analyse statistique n'a été effectuée que sur les invertébrés rencontrés en nombre suffisant (c'est-à-dire moyenne >10 par site). Les nombres d'individus pour chaque taxon dans les deux échantillons pris sur chaque site d'échantillonnage ont été agrégés pour éliminer dans l'analyse les biais dûs à l'opérateur. Les données ont ensuite été soumises à deux types d'ANOVA en utilisant des échantillons agrégés comme pseudo-répétitions (voir chapitre 2). Il n'y avait pas de vrais échantillons répétés, car tous les échantillons ne provenaient que d'une seule zone traitée et une seule parcelle témoin. L'analyse statistique a pu donc détecter les différences entre les zones, mais n'a pas pu prouver que ces différences résultaient de la pulvérisation. Ce n'est pas une situation idéale, mais elle est souvent rencontrée lors des études de suivi, particulièrement en cas de programmes de traitement à grande échelle, car il est souvent impossible d'établir de vrais échantillons répétés vu la superficie de la zone traitée (voir ci-dessus et chapitre 2).

Transects échantillonnés avec filet fauchoir, Antanimieva, 8/7/94.
Espace inter-barrières à une distance de 150 m de la barrière

	WI(150)1a	WI(150)1b	WI(150)2a	WI(150)2b	WI(150)3a	WI(150)3b	Total	Moyenne	S.D.	S.E.
Araneae	1	1	3	5	0	2	12	2	1.79	0.73
Araignées mâles	0	0	1	0	0	1	2	0.33	0.52	0.21
Araignées femelles	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Araignées juvéniles	1	1	2	0	0	1	5	0.83	0.75	0.31
Araneidae	0	0	2	0	0	1	3	0.5	0.84	0.34
A	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Araneidae A mâles	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Araneidae A femelles	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Araneidae A juvéniles	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
B	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Araneidae B mâles	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Araneidae B femelles	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Araneidae B juvéniles	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
C	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Araneidae C mâles	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Araneidae C femelles	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Araneidae C juvéniles	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Araneus sp.1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Araneus sp.2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Hyposinga sp.1	0	0	1	1	0	0	2	0.33	0.52	0.21
Hyposinga sp.1 mâles	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Hyposinga sp.1 femelles	0	0	0	1	0	0	1	0.17	0.41	0.17
Hyposinga sp.1 juvéniles	0	0	1	0	0	0	1	0.17	0.41	0.17
Hyposinga sp.2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Hyposinga sp.3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Hyposinga sp.3 mâles	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Hyposinga sp.3 femelles	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Hyposinga sp.3 juvéniles	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Hyposinga sp.4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Hyposinga sp.5	0	0	0	1	0	1	2	0.33	0.52	0.21
Hyposinga sp.5 mâles	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Hyposinga sp.5 femelles	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Hyposinga sp.5 juvéniles	0	0	0	1	0	1	2	0.33	0.52	0.21
Argiopidae	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Argiope sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Oxyopidae	0	0	0	1	0	0	1	0.17	0.41	0.17
A	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
B	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Peucetia sp.1	0	0	0	1	0	0	1	0.17	0.41	0.17
Thomisidae	0	1	0	0	0	0	1	0.17	0.41	0.17
Thomisus sp.1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Thomisus sp.2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Philodromidae	0	0	1	0	0	0	1	0.17	0.41	0.17
Tibellus sp.1	0	0	1	0	0	0	1	0.17	0.41	0.17
Tibellus sp.1 mâles	0	0	1	0	0	0	1	0.17	0.41	0.17
Tibellus sp.1 femelles	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Tibellus sp.1 juvéniles	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Figure 1.21: Feuille de calcul montrant les données brutes, les totaux, les moyennes et les erreurs types pour les échantillons d'une zone à une date précise d'échantillonnage

Résultats des échantillons avec filet fauchoir, Antanimieva, 1994. Effectifs capturés des espèces sélectionnées							
Date et site de l'échantillonnage	8.7.94 U	8.7.94 150	8.7.94 250	8.7.94 S	27.7.94 U	27.7.94 150	27.7.94 250
	Moyenne géo	Moyenne géo	Moyenne géo	Moyenne géo	Moyenne géo	Moyenne géo	Moyenne géo
Araneae	4.14	3.33	3.33	2.89	8.44	8.86	3.38
Araneae juvéniles	1.40	1.62	2.78	1.76		3.82	0.82
Araneidae	0.78	0.82	0.71	0.52	2.29	2.30	0.59
Hyposinga esp. indét (1+2	0.64	1.00	0.44	0.32	1.00	1.29	0.00
Araneidae indét (Hyp.2+4	0.00	0.00	0.00	0.00	0.32		
Oxyopidae	0.52	0.26	0.26	0.15	0.52	0.00	0.00
Oxyopes esp. 1 (A+B)	0.32	0.00	0.00	0.00	0.25	0.00	0.00
Peucetia esp. 1	0.15	0.26	0.26	0.15	0.00	0.00	0.00
Thomisidae	0.15	0.26	0.26	0.00	0.15	0.26	0.26
Salticidae	1.94	0.59	0.59	1.00	3.64	2.63	1.52
Salticidae esp. indét(A+B	1.64	0.59	0.00	1.00	3.13	2.00	1.52
Heliophanus hamifer (inc.	0.43	0.00	0.00	0.00	0.32	0.59	0.00
Clubionidae indét	0.00	0.00	0.00	0.15	0.00	0.26	0.00
Theridiidae	0.00	0.00	0.00	0.00	0.32	0.59	0.59
Isoptera	0.15	0.44	0.00	0.00	0.00	0.26	0.00
Gryllidae	8.15	9.91	10.04	4.55	7.50	7.32	11.49
Oecanthus sp. (A)	8.15	9.91	10.04	4.55	7.34	7.32	11.49
Tettigoniidae	0.15	0.00	1.29	0.00	0.00	0.26	1.29
Tetrigidae	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
Acrididae	1.35	2.17	2.00	2.68	1.49	10.27	3.31
Sauteriaux non cibles	1.17	1.52	1.62	2.73	1.30	9.46	2.42
Leptacris hova	0.32	0.00	0.00	0.00	0.52	0.26	0.00
Gelastorhinus edax (inc.A	0.15	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
Acrida madecassa (inc. A	0.15	0.00	0.00	0.00	0.15	0.26	0.00
Locusta migratoria	0.00	0.26	0.26	0.25	0.00	0.26	0.00
Oedaleus virgula	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
Acorypha decisa	0.15	1.52	1.62	2.52	0.64	8.50	2.42
Psocoptera	10.27	25.25	29.76	28.18	8.32	8.44	14.98
Heteroptera	1.17	3.79	3.16	0.74	0.64	0.82	1.29
larve indét	0.52	0.26	0.26	0.25	0.00	0.26	0.59
Lygaeidae	0.15	0.59	1.76	0.32	0.15	0.00	0.26
Pachygrontha esp. indét (A	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
Paromius gracilis	0.00	0.00	0.00	0.15	0.00	0.00	0.00
Nysius esp. 1	0.00	0.00	0.26	0.15	0.00	0.00	0.00
Berytidae	0.00	0.00	0.00	0.15	0.00	0.00	0.00
Metacanthus esp. 1	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
Miridae	0.00	0.00	0.00	0.00	0.15	0.44	0.00
Trigonotylus esp. indét (A)	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
Creontiades palidus (C)	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.44	0.00
Nabidae	0.00	0.00	0.00	0.00	0.15	0.00	0.00
Tropiconabis capsiformis	0.00	0.00	0.00	0.00	0.15	0.00	0.00
Alydidae	0.00	0.00	0.00	0.00	0.15	0.26	0.00
Tenosius proletarius (Rec	0.00	2.30	0.00	0.00	0.15	0.26	0.00
Pentatomoidea	0.00	0.26	0.44	0.00	0.00	0.00	0.59
Aphididae	0.32	0.26	0.26	0.43	0.15	0.00	0.00
Cicadellidae	1.79	1.29	6.66	4.59	2.10	4.77	3.38

Figure 1.22: Feuille de calcul compilée montrant les moyennes pour différentes zones et dates d'échantillonnage, pour chaque taxon de la feuille (Figure 1.21)

Date et site de l'échantillonnage[1]	Traitement[2]	Araneae	Ntgs[3]	Locusta	Heterop	Cicadell
1	1	17	6	0	10	6
1	1	19	10	0	78	20
1	1	32	12	0	66	6
1	1	53	50	5	86	41
1	1	11	32	1	13	91
1	2	13	6	0	7	9
1	2	3	4	0	33	7
1	2	11	9	1	1	11
1	2	13	8	0	16	21
1	2	15	29	0	51	62
11	1	28	1	0	40	10
11	1	19	1	0	16	48
11	1	24	9	1	33	22
11	1	45	19	0	34	36
11	1	45	9	3	11	13
11	2	6	4	0	9	22
11	2	0	0	85	4	1
11	2	6	1	0	10	19
11	2	32	5	0	227	28
11	2	15	6	1	25	11
33	1	17	2	0	24	12
33	1	20	1	0	62	17
33	1	45	16	2	43	35
33	1	59	5	0	97	113
33	1	53	38	0	45	126
33	2	17	3	0	28	25
33	2	10	0	2	14	7
33	2	16	2	0	18	20
33	2	19	6	1	24	12
33	2	30	28	0	7	10
52	3	30	2	0	63	24
52	3	53	5	1	29	21
52	3	28	3	2	16	17
52	3	29	5	0	45	23
52	5	55	12	0	84	26
52	5	13	5	0	13	24
52	5	126	12	0	249	56
52	6	52	1	1	66	38
52	6	84	6	0	60	21
52	6	57	10	1	123	25
52	7	14	4	4	23	23
52	7	24	3	1	42	17
52	7	110	6	2	105	24
52	7	79	3	0	69	44
52	7	117	19	0	116	23
59	3	80	31	0	48	154
59	3	26	6	11	32	34
59	3	27	5	0	40	2
59	3	16	3	1	43	15
59	3	37	5	1	17	23
59	5	19	4	2	29	18
59	5	136	25	0	251	20
59	5	98	5	0	279	24
59	6	27	6	1	40	16
59	6	21	1	0	45	13
59	6	74	4	2	219	12
59	7	73	2	0	85	29
59	7	108	9	0	135	38
59	7	27	8	1	45	13
59	7	121	5	0	90	15
59	7	60	6	3	99	55
66	3	4	1	0	2	12
66	3	31	40	0	16	59
66	3	7	2	1	5	33
66	3	27	1	0	38	18
66	3	46	1	0	12	29
66	5	32	18	1	39	32

[1] Code de date d'échantillonnage 1 = 16/03/94, 11 = 27/03/94, etc. Nota: Toutes les données ne sont pas figurées. Un code par jour à partir du démarrage.

[2] Code de zone 1 = sud, 2 = nord, 3 = témoin, 4 = avant pulvérisation, 5 = 150 m dans l'espace inter-barrières, 6 = 250 m dans l'espace inter-barrières, 7 = dans la barrière.

[3] Ntgs = Sauteriaux non cibles.

Figure 1.23: Feuille de calcul formatée pour une exportation dans Genstat en vue d'effectuer l'analyse statistique

Effectifs d'invertébrés sélectionnés capturés dans différents traitements au cours du temps: à tracer sous forme de graphiques linéaires
Captures dans filet fauchoir, Antanimieva, 1994
NB. MOYENNES GÉOMÉTRIQUES A PARTIR DES DONNÉES REGROUPÉES POUR LES TRANSECTS a ET b POUR CHAQUE SITE D'ÉCHANTILLONNAGE

Sauteriaux non cibles

Date	14.2	21.2	27.2	11.3	16.3	20.3	27.3	31.3	13.4	21.4	26.4	2.5	9.5	16.5	25.5	6.6	13.6	20.6	8.7	27.7
Sud					16.59		5.03		6.51											
Nord					8.887		2.35		3.76											
Non traité										3.92	8.672	3.79	6.97	3.34	2.25	3.28	4.04	2.4	1.17	1.3
Avant traitement										6.8	6.607									
150 m												9.05	8.21	5.58	6.42	3.04	3.22	2.63	1.52	9.46
250 m												4.36	3.12	3.12	2.42	5.87	2.63	3	1.62	2.42
Dans la barrière												4.24	5.47	2.2	1	4.39	2.87	3.28	2.73	2.99

Leptacris hova

Date	14.2	21.2	27.2	11.3	16.3	20.3	27.3	31.3	13.4	21.4	26.4	2.5	9.5	16.5	25.5	6.6	13.6	20.6	8.7	27.7
Sud					0.644		0.15		0.15											
Nord					2.022		0.15		0.58											
Non traité										0.82	0.644	0.32	1.64	0.15	0.15	0.32	0.43	0.32	0.32	0.52
Avant traitement										0.55	0									
150 m												0.26	0.44	0	0.26	0	0	0	0	0.26
250 m												0.44	0.44	0.26	0	0	0	0	0	0
Dans la barrière												0.15	0	0.15	0	0	0	0	0	0

Gelastorhinus edax

Date	14.2	21.2	27.2	11.3	16.3	20.3	27.3	31.3	13.4	21.4	26.4	2.5	9.5	16.5	25.5	6.6	13.6	20.6	8.7	27.7
Sud					0		0.15		0.32											
Nord					0		0.32		0											
Non traité										0	0	0.25	0.43	0.15	0.78	0.25	0	0	0.15	0
Avant traitement										0.15	0									
150 m												0	0.59	0	0	0	0	0	0	0
250 m												0	0	0.26	0	0.44	0	0	0	0
Dans la barrière												0	0.25	0	0	0.15	0	0	0	0

Figure 1.24: Feuille de calcul montrant les données compilées et formatées pour permettre le traçage de graphiques indiquant le nombre moyen d'individus en fonction du temps pour chaque taxon

Une ANOVA à deux critères a été effectuée après transformation des données en log(x+1) pour chaque espèce sélectionnée, afin de détecter la preuve d'une interaction entre le facteur et le temps. La Figure 1.25 illustre le résultat de l'ANOVA obtenu avec Genstat sous la forme d'un tableau d'analyse de variance. Il est possible de déterminer à partir de ce tableau les effets significatifs et ceux qui ne le sont pas. Une interaction significative entre le facteur et le temps signifie que les modifications dans le temps ne sont pas homogènes d'un facteur à l'autre et que la pulvérisation a donc un effet sur l'abondance. Quand il n'existe pas d'interaction significative, un effet principal significatif peut refléter les différences inhérentes entre les zones ou un effet réel de la pulvérisation.

Les données du site de Beamalo ont inclus toutes les dates d'échantillonnage, car il n'y a eu qu'un seul échantillon avant la pulvérisation. Les données du site d'Antanimieva ont été divisées en trois groupes et analysées séparément: (i) échantillons avant pulvérisation collectés dans les parcelles nord et sud; (ii) échantillons avant pulvérisation collectés dans les parcelles à traiter et témoins; (iii) échantillons post-pulvérisation collectés dans les parcelles traitées et témoins. Une ANOVA à un critère a également été effectuée pour examiner les différences entre les facteurs pour chaque date d'échantillonnage, quand une interaction significative entre le temps et le facteur a été détectée.

N.B.: Quand une série de données qui s'étale sur une longue période est analysée de cette manière, il est nécessaire de séparer les données en parties qui seront analysées séparément. Quand il y a plus de 10 points dans une série temporelle, ce procédé évite que la variation dans le temps ne masque les interactions entre le temps et le facteur. Ainsi, si une série temporelle de données couvre 14 dates d'échantillonnage, il est recommandé de les séparer en deux séries de 7 dates. Si l'intervalle entre les échantillons change, ce qui rallonge la série, alors d'autres sub-divisions des données pourront être nécessaires avant l'analyse. Ce sont des problèmes compliqués qu'il vaut mieux aborder avec un statisticien pour chaque cas particulier.
Les résultats des tableaux ANOVA pour chaque espèce sont utilisés pour afficher la plage de résultats statistiquement significatifs et leur niveau de signification dans un tableau unique (voir Tableau 1.7).

RÉSULTATS DES ÉTUDES DE SUIVI ÉCOTOXICOLOGIQUE SUR LES INVERTÉBRÉS – INTERPRÉTATION

Les résultats du traitement statistique par Genstat pour l'analyse de la variance se présentent sous la forme d'une série de tableaux ANOVA (voir exemple Figure 1.25). La signification statistique entre les facteurs pour des groupes fauniques d'intérêt a ensuite été compilée dans d'autres tableaux (voir exemple Tableau 1.7). Cette représentation permet de repérer d'un seul coup d'œil la signification des différents tests à différents moments (ex: avant pulvérisation et post-pulvérisation) pour différents groupes fauniques. Cependant, l'interprétation des résultats est plus facile quand les données de différents groupes fauniques sont représentées sous forme de courbes (voir exemples Figures 1.26 à 1.33).
Les descriptions se rapportent aux graphiques. Deux groupes ont été sélectionnés (sauteriaux non cibles à Beamalo et chenilles à Antanimieva) pour illustrer les impacts négatifs typiques dûs aux insecticides et un troisième (psoques à Antanimieva) pour fournir un exemple où aucun effet dû à l'insecticide ne peut être constaté.
Les figures présentent les types possibles d'interprétations: les Figures 1.26 à 1.28 se rapportent aux sauteriaux non cibles à Beamalo; les Figures 1.29 à 1.32 se rapportent aux chenilles à Antanimieva; la Figure 1.33 se rapporte aux psoques (Psocoptera) à Antanimieva.

Vendredi 8 Juillet 1994 05:49:22 AM Page 1

Analyse de variance pour LOG (PRETRE.Ntgs+1)

Source de variation	Somme des carrés	d.f.[1]	Carré moyen	Quotient F	Seuil de signification[2]	
EFFETS PRINCIPAUX	.5915411	2	.2957706	.389	.6839	n.s.
Date d'échantillonnage PRETRE	.5308338	1	.5308338	.698	.4244	n.s.
Traitement PRETRE	.0607073	1	.0607073	.080	.7841	n.s.
INTERACTIONS DE 2 CRITÈRES	.6136511	1	.6136511	.807	.3917	
PRETRE. échantillon PRETRE	.6136511	1	.6136511	.807	.3917	n.s.
RÉSIDUELLE	12.160170	16	.7600106			
TOTAL (CORR.)	13.365362	19				

les valeurs manquantes 0 ont été exclues.

Vendredi 8 Juillet 1994 09:59:33 PM Page 1

Analyse de variance pour LOG (POSTTRE.Lep_larves+1)

Source de variation	Somme des carrés	d.f.[1]	Carré moyen	Quotient F	Seuil de signification[2]	
EFFETS PRINCIPAUX	57.083367	2	28.541683	38.962	.0000	***
TINGL. temps	1.689118	1	1.689118	2.306	.1322	
TINGL. traitement	55.394248	1	55.394248	75.619	.0000	***
INTERACTIONS DE 2 CRITÈRES	14.428154	1	14.428154	19.696	.0000	
TINGL.temps TINGL. traitement	14.428154	1	14.428154	19.696	.0000	***
RÉSIDUELLE	70.324680	96	.7325487			
TOTAL (CORR.)	141.83620	99				

les valeurs manquantes 0 ont été exclues.

[1] d.f. = degré de liberté

[2] n.s = pas significatif; * = significatif; ** = hautement significatif; ***= très hautement significatif

Figure 1.25: Exemples de tableaux résultants de l'analyse ANOVA à deux critères par Genstat pour les données avant traitement sur les sauteriaux non cibles (Ntgs) et les données post-traitement pour les chenilles (larves de Lepidoptera) à Antanimieva

Sauteriaux non cibles capturés au filet fauchoir à Beamalo en 1993

Le filet fauchoir permet de capturer les invertébrés résidant de manière permanente ou temporaire sur la végétation. Les prises dépendent du type de végétation et de sa densité, de la vitesse et de la force avec lesquelles l'opérateur manie le filet, de la hauteur du balayage à travers la végétation, des conditions météorologiques (température, humidité relative, intensité lumineuse), de l'heure du jour, de la saison, etc. Tous ces facteurs doivent être harmonisés pour éviter les biais dans les résultats. L'interprétation des résultats nécessite également la connaissance de la biologie et de l'écologie des taxa capturés: habitudes alimentaires, mobilité, cycle biologique, périodes d'activité (diurne et saisonnière), etc.

1 Étudier les données avant pulvérisation pour les deux zones (Figure 1.26). **N.B.:** 'Dans la barrière' signifie la zone traitée.

Étudier les statistiques (voir Tableau 1.7). Dans ce cas, il n'existe pas de différence significative entre les facteurs. Donc, malgré les apparences, car le graphique indique qu'avant la pulvérisation il y a plus de sauteriaux non cibles dans la zone à pulvériser que dans la zone témoin, les effectifs dans les deux zones sont statistiquement les mêmes. Le fait qu'il n'y ait qu'un seul point de données avant traitement entraîne un faible niveau de confiance dans sa capacité à détecter des différences significatives dues à la pulvérisation.

2 Étudier les modifications post-pulvérisation de l'abondance relative dans le temps (Figure 1.27).

Le Tableau 1.7 indique qu'il existe une interaction très hautement significative entre le facteur et le temps et un effet principal significatif. L'ANOVA à un critère montre également que les différences dans le nombre d'individus capturés à une des dates d'échantillonnage sont très hautement significatives, les différences à deux dates d'échantillonnage sont hautement significatives et les différences dans un ensemble de dates d'échantillonnage sont significatives.

Sur le graphique (Figure 1.27), le changement de trajectoire se produit immédiatement après la pulvérisation, qui en est donc probablement la cause. Cependant, en l'absence de 'vrais' échantillons répétés, ce fait ne peut être prouvé à partir des données disponibles.

3 Pourquoi le nombre d'individus capturés dans la zone non traitée décroît-il après le 23 mars, alors qu'il semble croître dans la zone traitée (Figure 1.28)?

C'est une aberration méthodologique. La plupart des sauteriaux muent et passent de la nymphe à l'adulte en mars. Ils se métamorphosent en adultes ailés, capables de voler. Les sauteriaux qui volent sont beaucoup plus difficiles à attraper au filet fauchoir que les immatures, ainsi, moins d'individus sont capturés. C'est ce qui explique la diminution du nombre de prises sur le graphique en 3, sans apporter aucune preuve d'un déclin de l'abondance relative des sauteriaux. Le nombre de sauteriaux capturés dans la zone traitée lors de cette période n'augmente pas du point de vue statistique. Cependant, les nymphes muant en adultes dans la zone traitée peuvent avoir été touchées par l'IGR et donc voler moins efficacement, ce qui les rend plus facile à attraper que ceux de la zone non traitée.

Conclusion sur les sauteriaux non cibles à Beamalo

Malgré le manque de données avant le traitement, les modifications dans le nombre de sauteriaux capturés au filet fauchoir suggèrent un fort impact négatif dû à la pulvérisation en barrières de Dimilin. Ce fait n'a rien de surprenant, car les sauteriaux sont étroitement apparentés aux acridiens cibles: ce sont des herbivores mandibulés et ils occupent la même niche alimentaire que ces acridiens. Seuls les immatures sont vulnérables aux IGR et pas les adultes.
Les statistiques prouvent que les effets constatés sur les graphiques sont vrais. Cependant, ces données n'expliquent pas la cause des différences enregistrées dans l'abondance relative. Une anomalie méthodologique explique le déclin des captures de sauteriaux dans la zone non traitée. Il est donc difficile d'estimer la durée de l'effet négatif de la pulvérisation sur l'abondance relative des sauteriaux, mais elle semble durer au moins 1 mois.

Tableau 1.7 Signification statistique des ANOVA sur l'abondance relative d'une faune non cible sélectionnée dans différentes zones des sites de Beamalo et d'Antanimieva

	BEAMALO 1993				
	ANOVA à 2 critères	ANOVA à 1 critère			
	Interaction entre temps et traitement	avant traitement	après traitement (durée en semaines)		
Taxon		< 1 semaine	< 1 semaine	2 semaines	3 semaines+
Psoques (Psocoptera)	n.s.				
Sauteriaux non cibles	**	n.s.	***	**	*
Lépidoptères (larves)	n.s.				

	ANTANIMIEVA 1994							
	avant traitement			après traitement				
	ANOVA à 2 critères		ANOVA à 1 critère	ANOVA à 2 critères		ANOVA à 1 critère (durée en semaines)		
		Effet principal			Effet principal			
Taxon	Interaction	traitement	< 1 semaine	Interaction	traitement	< 1 semaine	2 semaines	3 semaines +
Psoques (Psocoptera)	n.s.	n.s.		n.s.	n.s.			
Sauteriaux non cibles	n.s.	n.s.		n.s.	n.s.			
Lépidoptères (larves)	*		*	***		*	**	***

ANOVA à deux critères et ANOVA à un critère pour chaque date d'échantillonnage, avant et après le traitement avec la durée des différences entre les facteurs, pour chaque seuil de signification (* P < 0,05; ** P < 0,01; *** P < 0,001).

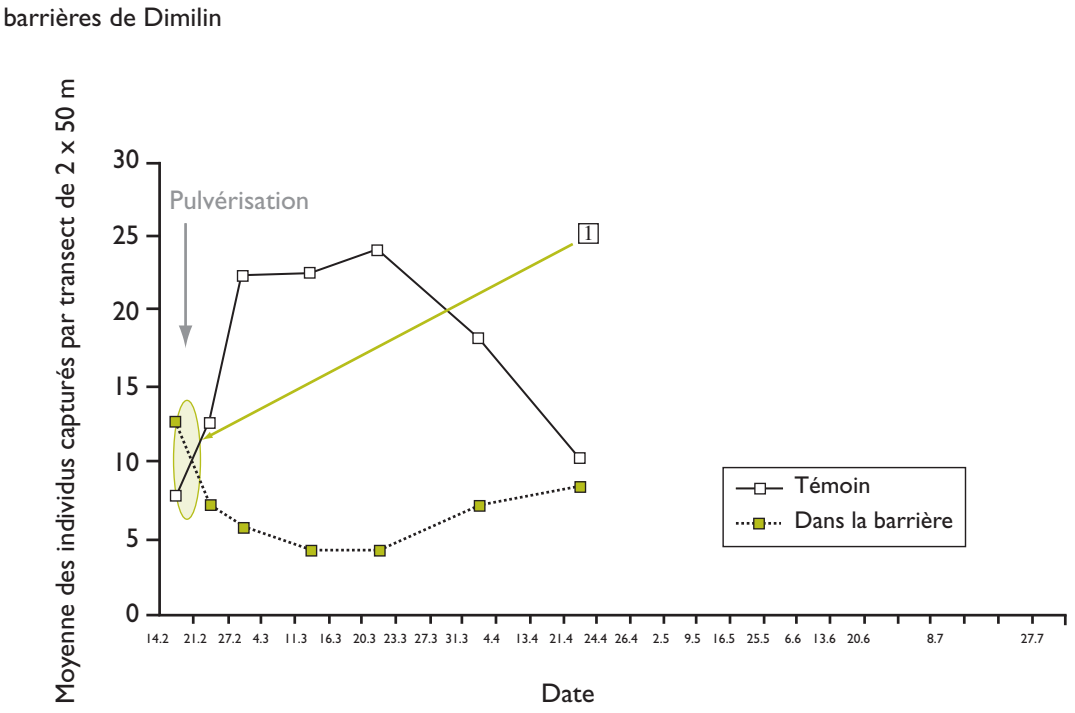


Figure 1.26: Données avant traitement pour les sauteriaux non cibles dans les zones de Beamalo en 1993

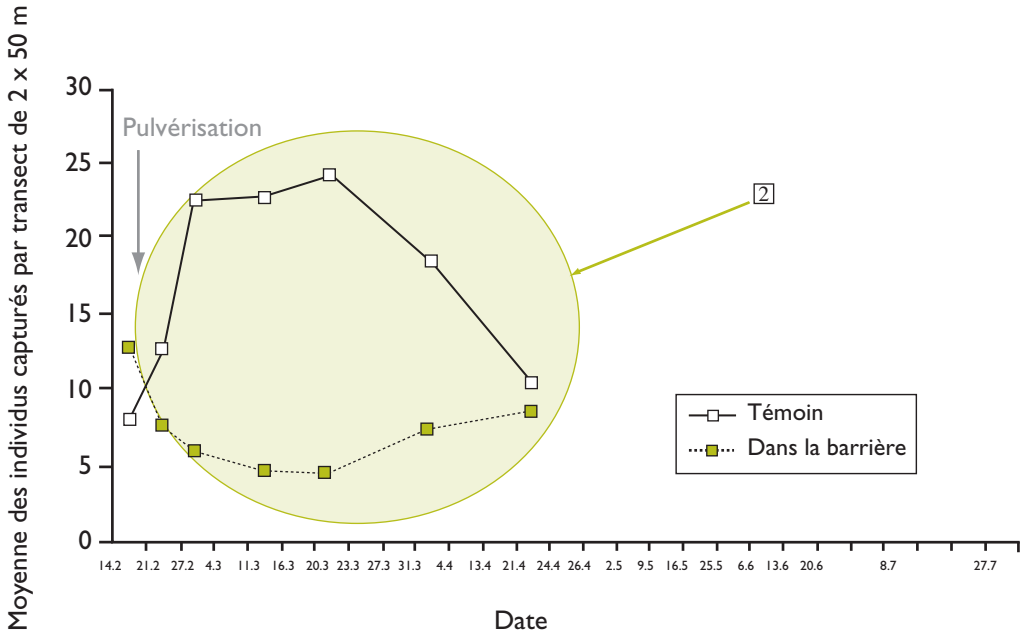


Figure 1.27 Modification après traitement de l'abondance relative des sauteriaux non cibles à Beamalo en 1993

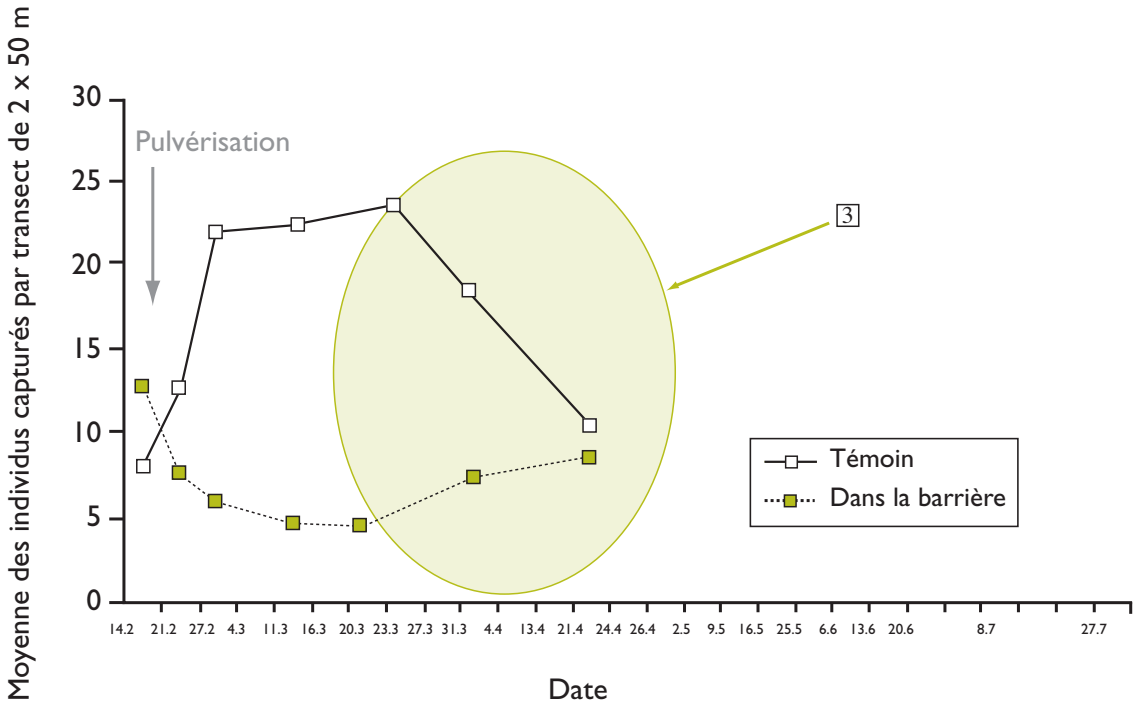


Figure 1.28 Modification dans le nombre de sauteriaux non cibles capturés dans les deux zones traitées à Beamalo en 1993

Chenilles capturées au filet fauchoir à Antanimieva en 1994

1 Étudier les données avant traitement pour les deux zones (Figure 1.29).

Les statistiques attestent d'une interaction significative entre le facteur et la durée et démontrent l'existence d'un effet principal significatif (voir Tableau 1.7). Ceci révèle une assez forte variation naturelle dans les captures de chenilles entre les zones. Le fait d'avoir cinq points de données avant traitement procure un niveau de confiance raisonnablement élevé dans les résultats obtenus avant pulvérisation. Cependant, les différences statistiquement significatives constatées avant traitement réduisent la confiance que l'on peut avoir dans l'attribution à la pulvérisation des différences constatées après traitement.

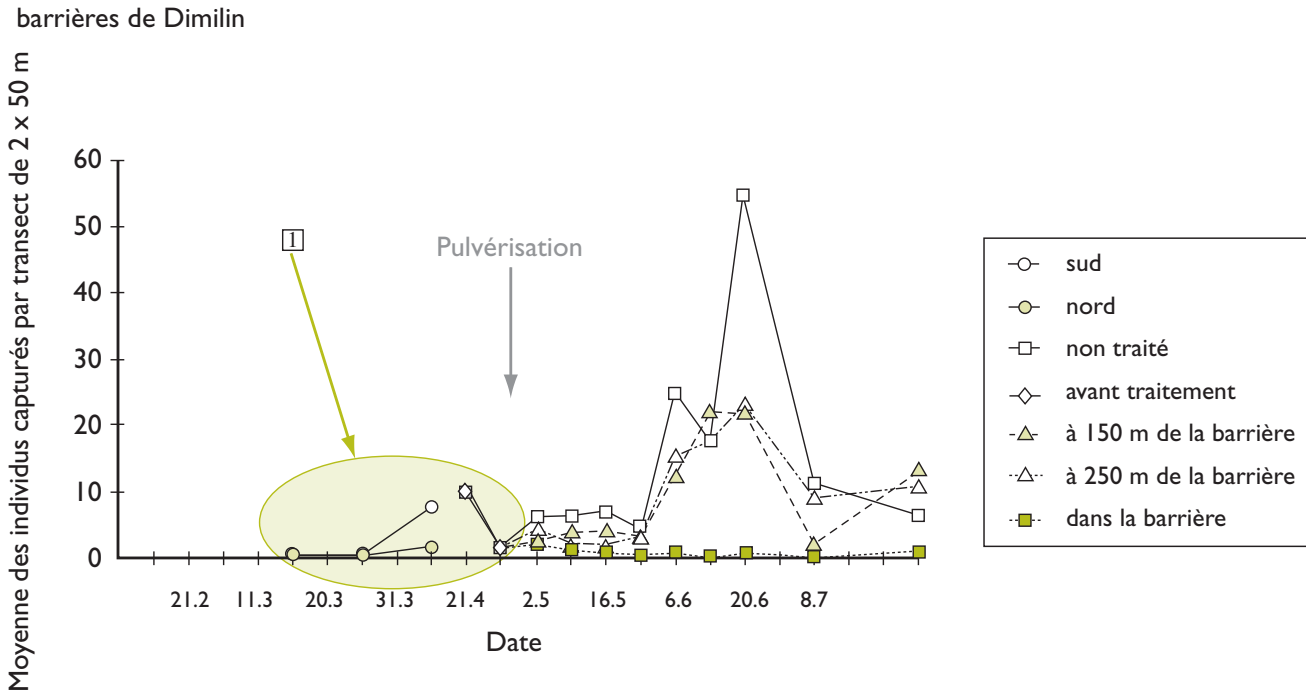


Figure 1.29 Données avant traitement pour les chenilles dans les deux zones à Antanimieva en 1994

2 Étudier les modifications après traitement de l'abondance relative dans le temps (Figure 1.24).

Les statistiques attestent d'une interaction hautement significative entre le traitement et le temps et démontrent l'existence d'un effet principal très hautement significatif (voir Tableau 1.7).

Le graphique (Figure 1.30) indique qu'en mai la différence entre les nombres moyens de chenilles capturées dans les zones se situe dans les limites de la variation naturelle constatée avant la pulvérisation. Bien que le nombre dans la barrière semble décroître, le calcul statistique ne peut affirmer que c'est un effet réel dû à la pulvérisation.

2a Le changement de trajectoire des courbes, qui se produit environ 1 mois après la pulvérisation, indique que le nombre d'individus capturés dans la zone non traitée augmente subitement (Figure 1.31). C'est vraisemblablement un effet saisonnier, où tous les œufs éclosent en même temps. Le nombre de chenilles capturées dans les espaces inter-barrières augmente également à cette période et selon un schéma similaire, comme le nombre d'individus capturés dans la zone non traitée (mais sans le pic du 20 juin).

2b Le nombre d'individus capturés dans les barrières tend vers zéro et reste très bas pendant au moins 3 mois (Figure 1.31). Comme les captures dans les espaces inter-barrières et dans les barrières viennent de la même parcelle, il est fort probable que cette réduction du nombre provienne de la pulvérisation.

3 Le déclin du nombre de chenilles capturées dans la zone non traitée vers la fin juin/début juillet est dû à la transformation des chenilles en nymphes puis en adultes (Figure 1.32). C'est un phénomène normal du cycle biologique de ces insectes: le nombre de chenilles décroît.

Conclusion pour les chenilles à Antanimieva

En dépit des différences statistiquement significatives avant pulvérisation, les schémas des modifications dans le nombre de chenilles non cibles capturées au filet fauchoir suggèrent un impact négatif grave de la pulvérisation de Dimilin en barrières. Ce fait n'a rien de surprenant, car les chenilles sont des herbivores mandibulés, situés dans la même niche alimentaire que les acridiens cibles. Comme ce sont des immatures, ils sont sensibles aux IGR, ce qui n'est pas le cas des adultes. Les statistiques indiquent que les différences constatées après traitement sont vraies et qu'il existe une interaction hautement significative entre le traitement et le temps. Le déclin dans le temps des captures de chenilles dans la zone non traitée est une phase naturelle du cycle biologique, quand la métamorphose en adulte se produit. L'effet négatif de la pulvérisation sur l'abondance relative des chenilles dure au moins 3 mois. Les espaces inter-barrières se comportent comme un vrai refuge pour les chenilles car il semble qu'il y ait aussi peu d'impact à 150 m à l'intérieur de l'espace inter-barrières qu'au milieu de cet espace.

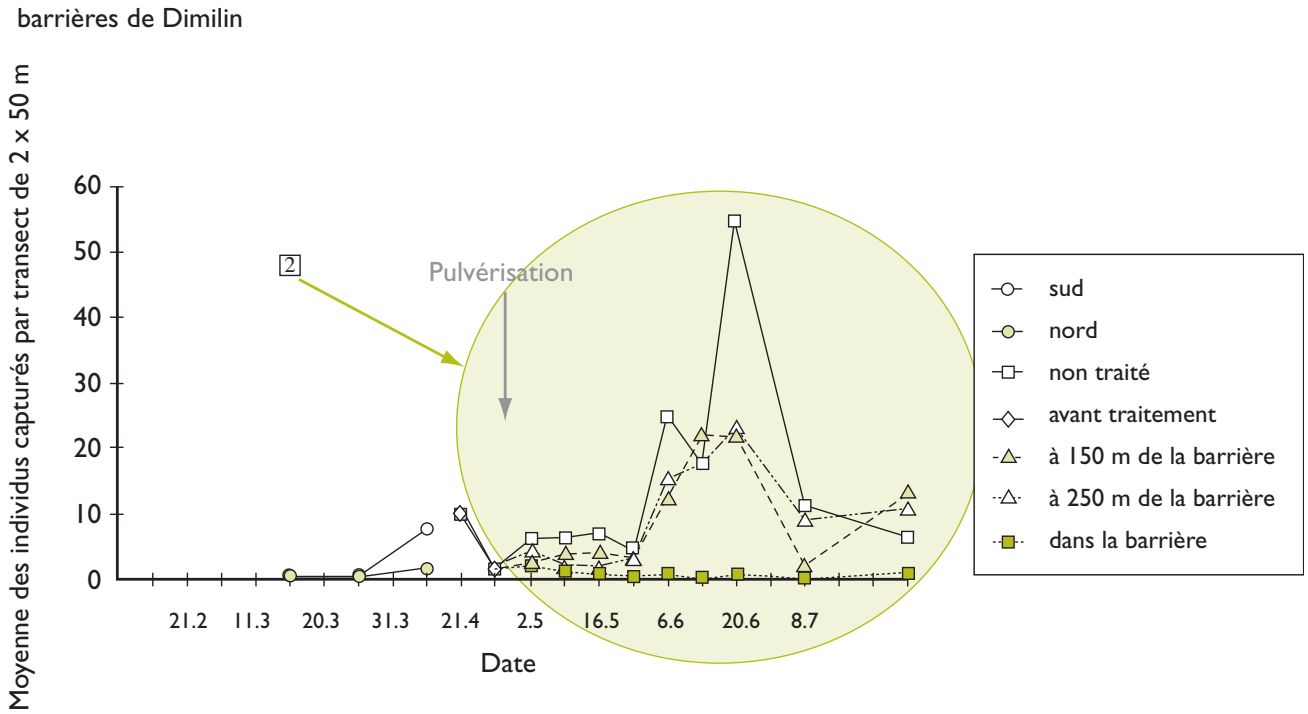


Figure 1.30 Modification après traitement de l'abondance relative des chenilles à Antanimieva en 1994

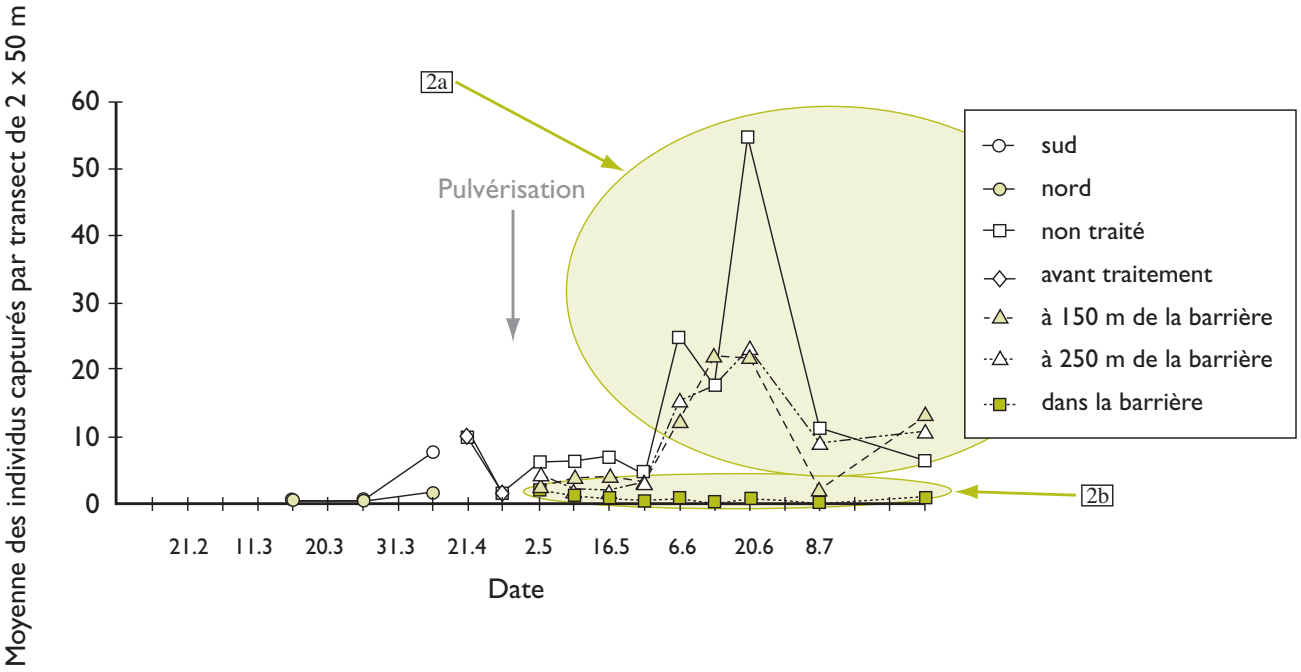


Figure 1.31 Modification après traitement de l'abondance relative des chenilles à Antanimieva en 1994

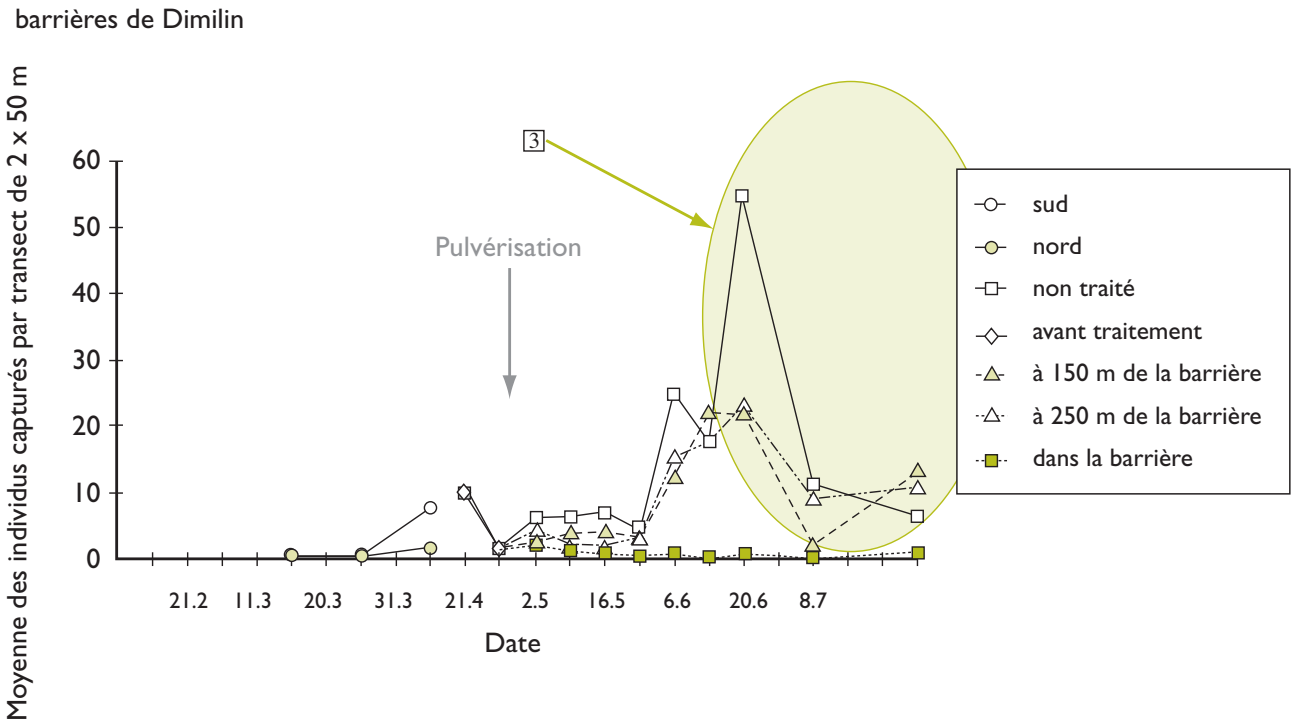


Figure 1.32 Modification après traitement de l'abondance relative des chenilles à Antanimieva en 1994

Psoques capturés au filet fauchoir à Antanimieva en 1994

1 Étudier les données avant traitement pour les deux zones (Figure 1. 33).

Étudier les statistiques (Tableau 1.7). Existe-t-il une différence significative dans l'abondance relative? Dans ce cas les résultats ne sont pas statistiquement significatifs.

La variation naturelle dans les captures de psoques entre les zones semble faible. Le fait d'avoir cinq points de données avant pulvérisation procure un niveau de confiance raisonnablement élevé dans les résultats avant traitement.

2 Étudier les modifications après traitement de l'abondance relative dans le temps (Figure 1.33).

L'abondance relative suit-elle un schéma similaire dans le temps pour les différents cas? Les statistiques permettent de vérifier si les différences apparentes sont réelles. S'il existe une interaction significative entre le temps et le traitement, alors il y aura de réelles différences dans la modification de l'abondance relative.

Dans ce cas, il n'y a pas de résultats statistiquement significatifs. Le graphique indique que toutes les courbes (témoin, dans la barrière et dans les espaces inter-barrières) révèlent un changement de trajectoire similaire dans le temps. Il n'y a pas de différences apparentes.

3 Le déclin du nombre de psoques capturés dans toutes les zones vers la fin juin/début juillet est dû à la modification saisonnière de l'abondance. Le fait que le nombre d'individus capturés à 250 m de la barrière dans l'espace inter-barrières n'ait jamais atteint le même pic d'abondance que dans les autres zones et décroît légèrement plus tôt est probablement dû à une variation naturelle. Les statistiques ne donnent aucune preuve d'une réelle différence. D'un point de vue biologique, de telles différences sont également difficiles à expliquer.

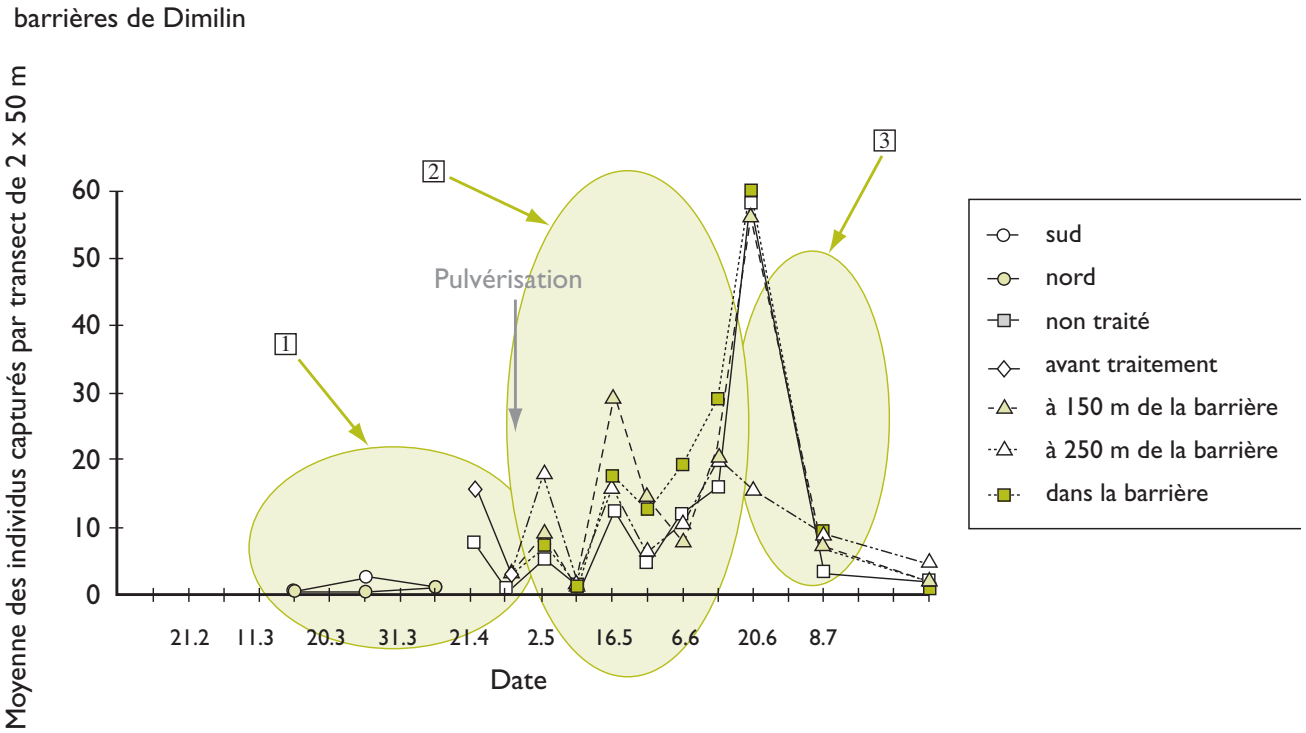


Figure 1.33 Données avant traitement pour les psoques à Antanimieva en 1994

Conclusion pour les psoques à Antanimieva

L'application de diflubenzuron en barrières n'a pas d'effet sur les psoques non cibles, quand la pulvérisation est effectuée à la mi-avril.

Conclusions générales de l'étude

C'est sur peu d'espèces, parmi les 350 espèces capturées lors de l'étude sur les deux sites, qu'une différence statistiquement significative a été constatée entre les zones traitées et non traitées. Les deux exemples présentés ci-dessus (sauteriaux non cibles à Beamalo et chenilles à Antanimieva) ont été les deux seuls taxa qui ont révélé clairement de sévères effets négatifs dûs à l'utilisation des IGR en barrières. Il est intéressant de constater que, pour ces deux groupes, les impacts négatifs n'ont été constatés que sur un seul site de l'étude. Comme l'indique le tableau 1.7, aucune différence significative n'a été constatée dans l'abondance relative des sauteriaux non cibles à Antanimieva. Plusieurs raisons peuvent expliquer ce fait. Premièrement, les compositions en espèces de sauteriaux sur les deux sites étaient différentes. Sept espèces ont été capturées à Beamalo en 1993, alors que 14 ont été capturées à Antanimieva en 1994. Certaines espèces étaient communes aux deux sites, mais les espèces différentes peuvent avoir des réponses différentes à l'IGR. Deuxièmement, et c'est peut être le plus important, la différence de date de pulvérisation a pu être significative. Au moment de la pulvérisation à Beamalo en 1993, une forte proportion de sauteriaux étaient au stade nymphal (immatures vulnérables à l'IGR), alors que la pulvérisation à Antanimieva en 1994 s'est effectuée à une date où la majorité des nymphes avaient déjà mué au stade adulte. Comme les adultes ne sont pas vulnérables aux effets létaux de l'IGR, il est compréhensible, d'un point de vue biologique, que la pulvérisation n'ait pas entraîné de différences de l'abondance relative.

De même, les chenilles étudiées à Beamalo n'ont pas révélé de différences significatives dans l'abondance relative après la pulvérisation de l'IGR. Ceci peut s'expliquer par les différences de la composition en espèces. Les chenilles capturées à Beamalo provenaient de différentes familles et espèces. C'était également le cas à Antanimieva à la même période. Cependant, fin mai début juin, une espèce de papillon de nuit *Mythimna circulus* était prédominante dans les captures de chenilles à Antanimieva. Cette espèce a sans aucun doute été touchée par la pulvérisation, mais trop peu de représentants des autres taxa ont été capturés pour affirmer avec certitude qu'ils ont subi un effet négatif ou non.

Parmi les autres taxa révélant les impacts négatifs de la pulvérisation de diflubenzuron en barrières sur l'un des sites de l'étude, il faut citer: les araignées, les acridiens et les guêpes parasitoïdes. Les résultats étaient cependant peu concluants pour tous les autres taxa.

Conclusions globales de l'étude

La grande majorité des invertébrés terrestres échantillonnés ont semblé peu touchés par l'application de diflubenzuron en barrières. Cependant, au moins deux groupes d'herbivores mandibulés – les sauteriaux non cibles et les chenilles – ont révélé un déclin très hautement significatif de leur abondance relative dans les barrières suite à la pulvérisation. Cet effet a semblé durer un mois pour les sauteriaux et plusieurs mois pour les chenilles. Plusieurs autres groupes d'invertébrés – les araignées, les acridiens et les guêpes parasitoïdes – ont pu également être temporairement touchés.

Les espaces inter-barrières de 500 m se sont révélés être de vrais refuges épargnés par la pulvérisation pour les chenilles et ont permis de réduire l'impact environnemental.

Le suivi du dépôt de gouttelettes a démontré que, par rapport au nombre de gouttelettes tombant dans la barrière, le nombre de gouttes tombant sur le sol décroît d'environ 30% à 100 m sous le vent, à partir de l'extrémité face au vent de la barrière. Le diamètre médian du volume des gouttelettes diminue également d'environ 30% par rapport à celles dans la barrière (Figure 1.19). Si l'on suppose une mortalité de 100% des chenilles dans les barrières, le pire cas suggérerait un déclin d'environ 27% dans la population de la zone traitée dans son ensemble. Il est peu probable que ce fait soit écologiquement significatif, mais l'importance de *M. circulus* dans cet habitat étant peu connue, il est difficile de l'affirmer. *Mythimna circulus* est une espèce endémique à Madagascar et elle a donc une valeur du point de vue de la conservation. Ces chenilles représentent une importante source de nourriture pour de nombreux oiseaux et elles méritent des études plus poussées si l'utilisation des IGR en barrières devait s'étendre.

L'acceptabilité des effets négatifs sur les sauteriaux non cibles et sur les larves de *Mythimna circulus* est difficile à estimer sans une connaissance approfondie de l'écologie des savanes herbacées de Madagascar. Les effets sur une seule espèce de sauteriaux n'ont pas été examinés à Beamalo en 1993. L'espèce de sauteriaux dominante a été *Oedaleus virgula*. Même si cette espèce est celle qui a le plus probablement diminué de manière significative, d'autres ont également pu être touchées. *Oedaleus virgula* est une espèce endémique à Madagascar, mais c'est aussi un ravageur. *Mythimna circulus* est une espèce endémique, mais son importance dans la chaîne alimentaire et l'écologie des prairies est inconnue. Aucune de ces espèces n'entre dans l'une des catégories de l'UICN (voir Tableau 1.1) et elles semblent être toutes deux communes et abondantes.

Au vu des conclusions de cette étude, il est recommandé d'appliquer l'IGR en barrières plutôt que d'effectuer des traitements en couverture totale avec des insecticides organophosphorés, qui touchent de nombreux invertébrés et entraînent une mortalité chez les oiseaux. Les IGR sont également moins toxiques pour les opérateurs de pulvérisation. L'utilisation ultérieure d'IGR en barrières doit être accompagnée d'études de suivi écotoxicologique, jusqu'à ce que l'impact sur les chenilles, les sauteriaux et les vertébrés qui s'en nourrissent soit mieux connu. Un suivi des oiseaux qui sont les prédateurs des chenilles et/ou des sauteriaux doit également être entrepris.

Les décideurs doivent comparer les coûts de cette méthode de lutte antiacridienne avec l'avis des parties prenantes et les avantages et inconvénients environnementaux qui en résultent.

NOTIONS DE STATISTIQUE: PROBLÈMES ET MÉTHODES

2

John Sherington[1] et Ian F. Grant[2]

Natural Resources Institute, University of Greenwich at Medway, Central Avenue, Chatham Maritime, Kent ME4 4TB, Royaume-Uni.

INTRODUCTION

La recherche écotoxicologique comprend la collecte et l'analyse de données telles que l'abondance des insectes et des reptiles, les taux de résidus de pesticides, les températures diurnes, la vitesse des processus biologiques et l'étendue du couvert végétal. Ces informations quantitatives sont utilisées dans le cadre d'un travail sur l'impact des pesticidesiques afin de comparer objectivement et sans biais différentes situations ou différentes périodes. En outre, dans certaines recherches, les relations entre différentes mesures sont intéressantes.

Cependant, le facteur commun à toutes les données dans le domaine des sciences biologiques est la variation naturelle qui existe. Par exemple, si deux cultures identiques sont exploitées de la même façon, il y a peu de chances qu'elles abritent le même nombre d'insectes. D'autres facteurs aléatoires ou inconnus influent également sur l'abondance des insectes.

Des méthodes statistiques existent pour interpréter ces informations quantitatives en présence d'une variation aléatoire. L'analyse des données dépend de la manière dont l'expérience ou le recensement à l'origine des données ont été conçus. Pour tirer des conclusions valables à partir de données et pour atteindre les objectifs fixés, il est essentiel que l'étude soit soigneusement conçue. Les statistiques ont un rôle important à jouer ici. Ce chapitre commence par introduire des idées de base sur le plan d'une étude et les concepts statistiques avant d'aborder des questions de manière plus approfondie et de présenter quelques méthodes simples.

Mais d'abord, un mot sur les précautions à prendre. Avant d'aller sur le terrain pour collecter des données, discutez de vos objectifs et des techniques biométriques à votre disposition avec un statisticien. La plupart des chercheurs utilisent des logiciels informatiques pour analyser leurs données: ils ont rarement recours à des calculs manuels, hormis pour des statistiques très élémentaires, car cela requiert énormément de temps. Bien que l'utilisation de programmes statistiques soit relativement aisée, une mauvaise interprétation des résultats l'est également. Aussi, discutez le plan de votre étude, vos hypothèses et vos interprétations avec un biométricien. Il est également utile de garder à l'esprit que l'analyse initiale des données, qui implique quelques moyennes et variances ainsi qu'une poignée de graphiques élémentaires, peut souvent aider à détecter une éventuelle interférence!

DISPOSITIF EXPÉRIMENTAL

Il est important de bien distinguer la différence entre un essai et un recensement. Dans un essai, le chercheur maintient la plupart des facteurs constants et n'en modifie qu'un ou deux à la fois. Ainsi, tous les effets constants dûs à la variation d'un facteur peuvent être attribués à ce facteur. Par exemple, si un chercheur applique un fongicide donné sur 10 parcelles choisies au hasard dans une zone donnée et n'applique rien sur 10 autres parcelles choisies au hasard dans cette même zone, et si toutes les autres conditions sont identiques, alors toutes les différences relatives, par exemple, à la gravité d'une attaque par un agent pathogène donné, entre les zones traitées et les zones non traitées pourront être attribuées à l'effet du traitement. Cela constitue un essai sur le terrain.

[1]Adresse: Pfizer Global Research & Development, Sandwich, CT13 9NJ, R-U.

[2]Adresse: Cybister Environmental Protection, Oak House, South Street, Boughton, Kent ME13 9PE, R-U. ian.grant@cybister.plus.com

Les recensements, en revanche, ne fournissent pas de 'relations de cause à effet' aussi nettes. Si certains agriculteurs traitent leurs cultures et d'autres pas, et si le chercheur se rend sur place périodiquement pour surveiller la gravité d'une attaque par un agent pathogène donné, alors la différence entre les zones traitées et les zones non traitées risque d'être difficile à interpréter. Un autre facteur pourrait avoir 'poussé' certains agriculteurs à traiter leurs cultures, par exemple, le développement d'une maladie lié à un changement de fongicide au cours d'une saison précédente. Dans le cadre d'une recensement, ces éléments ne sont pas contrôlés.

Objectifs

Le chercheur doit fixer des objectifs clairs avant de commencer toute étude. D'un point de vue statistique, les questions suivantes sont souvent pertinentes:

- Quelles sont les principales comparaisons à faire ou quelles sont les relations d'intérêt?
- Quelles données seront collectées et comment seront-elles collectées?
- Le chercheur imposera-t-il des conditions expérimentales ou se contentera-t-il de faire ses mesures (recensement) en l'état?
- Quelles sont les 'unités expérimentales/du recensement' élémentaires?
- Comment répéter l'essai/le recensement? Si l'essai/le recensement ne peut pas être répété, dans quelle mesure les résultats sont-ils utiles?

Une technique utile, lors de l'élaboration d'une étude, consiste à inclure dans le plan les grandes lignes de l'analyse et de la présentation des résultats. Si vous ne savez pas comment certaines données seront utilisées, alors il ne vaut probablement pas la peine de les collecter.

N'essayez pas de surcharger votre étude. Il est tentant d'essayer de mesurer un grand nombre de variables dans un grand nombre de situations. Mais il vaut souvent mieux mesurer un nombre limité de variables dans un ensemble réduit de circonstances. Cela permettra d'obtenir des informations exploitables sur une situation précise plutôt que des informations vagues sur des situations plus variées. La précision obtenue selon la taille des échantillons est abordée plus loin. Il faut toujours fixer des objectifs réalistes, susceptibles d'être atteints au moyen des ressources disponibles. En essayant d'en faire trop, on risque toujours de ne rien obtenir de vraiment utile.

La section suivante suivante introduit des notions de statistique nécessaires à la compréhension et à l'utilisation des essais et techniques présentés plus loin dans ce chapitre.

NOTIONS DE STATISTIQUE

En général, une série de données comporte une ou plusieurs variables ou mesures (par ex., le nombre de larves de mouche, la quantité de résidus de pesticides, etc.) enregistrées pour chacune des unités (par ex. les parcelles, les quadrats, les points d'échantillonnage, etc.). Les variables peuvent être mesurées sur une échelle continue (par ex. la concentration en pesticide), elles peuvent être dénombrées (par ex. le nombre d'espèces d'insectes capturées ou le nombre de fois où des martins-pêcheurs pie ont été aperçus) ou classées par catégorie (par ex. le type de sol: sable, argile, etc.). Pour une analyse donnée, en fonction de ses objectifs, certaines variables peuvent être considérées comme des variables de réponse: elles représentent les principales variables d'intérêt et sont influencées par d'autres variables appelées explicatives. Par exemple, l'épaisseur des coquilles d'œufs d'oiseaux (variable continue et de réponse) peut être influencée par la présence de résidus de pesticides (variable continue et explicative) et par l'habitat (variable catégorielle et explicative). Dans une autre analyse, la quantité de résidus de pesticides peut être considérée comme la variable de réponse, influencée par d'autres facteurs tels que le climat.

Pour présenter les résultats d'une étude, on fait généralement un résumé des données sous une forme choisie. Pour des données numériques telles que le nombre de mammifères piégés ou le nombre de poissons morts, un bon résumé est à l'évidence la moyenne. Cependant, pour certaines données, en particulier celles dont la distribution est asymétrique (voir ci-dessous), la médiane peut être utile.

- La *moyenne* représente la somme de toutes les valeurs divisée par le nombre de valeurs.
- La *médiane* est la valeur au-dessus de laquelle se situe la moitié des valeurs et en dessous de laquelle se situe l'autre moitié des valeurs.
- Le *mode* est le nombre qui revient le plus souvent.

Deux séries de données artificielles illustrent ces statistiques (Tableau 2.1). La série de données 1 provient d'une distribution symétrique alors que la série 2 provient d'une distribution asymétrique. La médiane (7) est la même pour les deux séries de données (deux points de données sont inférieurs à 7, deux sont supérieurs). La moyenne est très élevée pour la série 2, qui comporte une valeur élevée. Cette moyenne n'est pas une bonne donnée intuitive, car elle est largement supérieure à quatre des cinq valeurs. La médiane est particulièrement utile pour les distributions asymétriques telles que les dénombrements d'insectes/reptiles/oiseaux.

Les différences entre les deux séries de données figurant dans le Tableau 2.1 relèvent d'une différence de distribution entre ces données.

La distribution des données peut être visualisée sous la forme d'un histogramme. Deux exemples d'histogrammes différents sont fournis à la Figure 2.1.

La Figure 2.1a montre une distribution symétrique. Ce type de données est souvent représenté par un modèle mathématique appelé distribution 'normale' (parfois dénommée distribution de Gauss). Certaines procédures et interprétations statistiques standard supposent cette distribution.

Tableau 2.1 Données artificielles pour le dénombrement d'insectes

Échantillon	Série 1	Série 2
1	12	12
2	0	0
3	13	88
4	7	7
5	3	3
Moyenne	7	22
Médiane	7	7

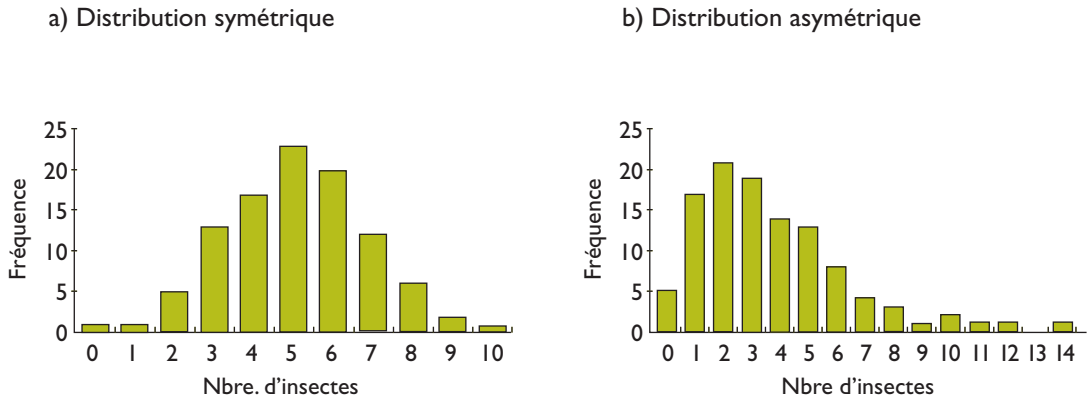


Figure 2.1: Exemples de distributions symétrique (a) et asymétrique (b)

Les distributions asymétriques (Figure 2.1b) se produisent souvent avec des données telles que le dénombrement d'insectes. Parfois, transformer les données, en utilisant le log (dénombrement + 1) ou la racine carrée du dénombrement, peut aboutir à une distribution moins asymétrique. Cela peut permettre d'appliquer de manière valable certaines procédures statistiques, mais rend plus difficile la présentation des résultats. Nous reviendrons sur la transformation plus loin.

Les deux diagrammes ci-dessus montrent une autre caractéristique importante des données: leur variabilité. Dans la Figure 2.1a, les dénombrements varient de 0 à 10. Différentes séries de données peuvent montrer différentes quantités de variation. L'un des rôles importants de l'analyse statistique est de quantifier cette variation.

La mesure la plus simple de la quantité de variation a déjà été démontrée dans le paragraphe précédent. Il s'agit de l'amplitude des données, c.-à-d. la différence entre la valeur la plus élevée et la valeur la plus faible, en l'occurrence 10 (de 0 à 10) dans la Figure 2.1a et 14 dans la figure 2.1b. Cependant, l'amplitude n'est pas très souple et peut aussi être largement influencée par une seule valeur inhabituelle.

La mesure la plus utile de la variation aléatoire est l'écart-type (Standard Deviation). Voir le Tableau 2.2. La formule de l'écart-type est:

$$\mathrm{SD} = \sqrt{\frac{\sum (x - \text{moyenne})^2}{n-1}}$$

où x est une valeur des données, n le nombre d'unités d'échantillons et $\sum$ le symbole de sommation. Une méthode de calcul différente et plus facile est fournie dans les fiches méthodologiques; la plupart des calculatrices de poche et tous les tableurs effectueront ces calculs à votre place. L'unité de l'écart-type est la même que celle des données d'origine.

Remarquez que les deux séries de données du Tableau 2.2 ont la même moyenne des résidus (12 mg/kg^{-1}). La série de données 1 a une variabilité bien inférieure à celle de la série 2: l'amplitude est de 0,5 (12,2-11,7) pour la série 1 et de 5,4 (14,7-9,3) pour la série 2. Les écarts-types respectifs sont 0,23 et 2,28. D'après ces deux critères, la série de données 2 a une variabilité 10 fois plus grande que la série 1.

L'interprétation de l'écart-type est utile dans le cas d'une distribution normale. Dans ce cas, l'intervalle entre (moyenne - SD) et (moyenne + SD) devrait contenir environ 67% des points de données. De même, la moyenne ± 2SD devrait contenir environ 95% des observations. Ces interprétations sont faites à partir de tables qui donnent la proportion (p) d'unités d'une amplitude donnée (moyenne ± zSD), pour différentes valeurs de z ou de p.

Tableau 2.2 Calcul de l'écart-type (SD) pour deux séries de données artificielles (n=5)

	Série 1			Série 2		
Échantillon	**Résidu mg kg^{-1} (x)**	**x-moyenne**	**(x-moyenne)^2**	**Résidu mg kg^{-1} (x)**	**x-moyenne**	**(x-moyenne)^2**
1	11.7	-0.3	.09	9.3	-2.7	7.29
2	12.1	0.1	.01	14.7	2.7	7.29
3	12.2	0.2	.04	13.8	1.8	3.24
4	11.8	-0.2	.04	10.3	-1.7	2.89
5	12.2	0.2	.04	11.9	-0.1	0.01
Moyenne	12.0			12.0		
Total ($\sum$)	60.0		.22	60.0		20.72
SD			.23			2.28

Remarque: ces interprétations ne s'appliquent pas à des distributions asymétriques. Pour ce type de données, d'autres méthodes peuvent être nécessaires ou les données peuvent être transformées (par ex., en utilisant le log (x + 1) ou $\sqrt{x}$) pour leur donner une distribution symétrique.

La moyenne (ou la médiane) et l'écart-type, qui mesurent respectivement la taille moyenne et la quantité de variation, sont souvent les deux résumés les plus utiles d'une série de données. Calculer systématiquement ces statistiques récapitulatives et tracer les histogrammes et les graphiques des données correspondantes constituent une bonne pratique.

DISPOSITIF EXPÉRIMENTAL: INFORMATIONS SUPPLÉMENTAIRES

Souvent, une étude s'attachera à comparer deux situations ou plus. Il peut s'agir de la comparaison entre des zones traitées et des zones non traitées ou entre différents types de végétations ou différentes périodes. Parfois, plusieurs comparaisons différentes peuvent être intéressantes. L'une des techniques fréquemment utilisées, par exemple, lors de la comparaison de zones traitées et de zones non traitées, est de prendre des mesures dans les deux zones avant et après le traitement. Les changements dûs au traitement peuvent alors être distingués des changements dûs à la période.

Pour toutes les comparaisons de ce type, deux critères statistiques sont essentiels: la répétition et la randomisation.

La répétition

Afin d'arriver à des conclusions fiables sur les causes et effets à partir d'une étude, les mesures sont généralement faites sur un certain nombre d'unités expérimentales ou d'unités de recensement. C'est ce que l'on appelle la répétition et elle sous-tend de nombreuses analyses statistiques dans les études comparatives. Mesurer uniquement une unité expérimentale (par ex., une zone traitée) ne permettra pas de généraliser les informations obtenues. Dans de nombreuses études écologiques, la répétition peut devenir complexe et elle est liée à la définition des unités expérimentales/de recensement. L'exemple qui suit illustre ce problème.

Supposons que vous souhaitiez déterminer l'effet d'un traitement sur l'abondance d'une espèce d'invertébrés donnée. Un chercheur peu expérimenté proposera peut-être de traiter une zone et d'en laisser une autre non traitée ('témoin'). (Dans le jargon statistique, on parle de deux 'traitements' - traité et non traité.) Dans chaque zone, les insectes seront dénombrés sur 10 points d'échantillonnage. Voir Figure 2.2a.

Bien qu'il y ait maintenant 10 dénombrements d'insectes dans la végétation traitée et 10 dans la végétation non traitée, cela ne constitue pas une répétition vraie. C'est une forme de pseudo-répétition. Une analyse statistique diagnostique n'est pas appropriée ici, car il n'y a pas de répétition des zones traitées et non traitées. La comparaison entre les échantillons des zones traitées et non traitées ne renseigne que sur la différence entre une zone qui se trouve avoir été traitée et une zone qui se trouve ne pas avoir été traitée: les deux zones auraient peut-être présenté un nombre différent d'insectes même en-dehors de toute expérience.

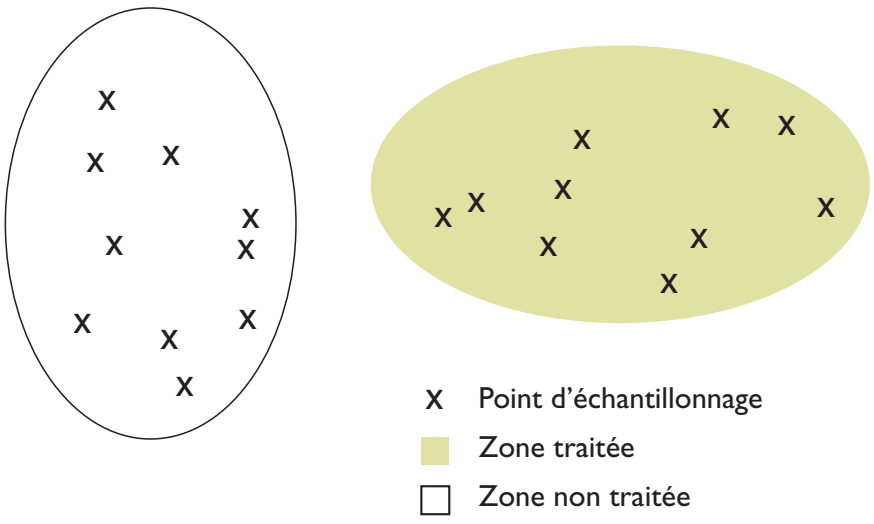


Figure 2.2a: Un essai non répété

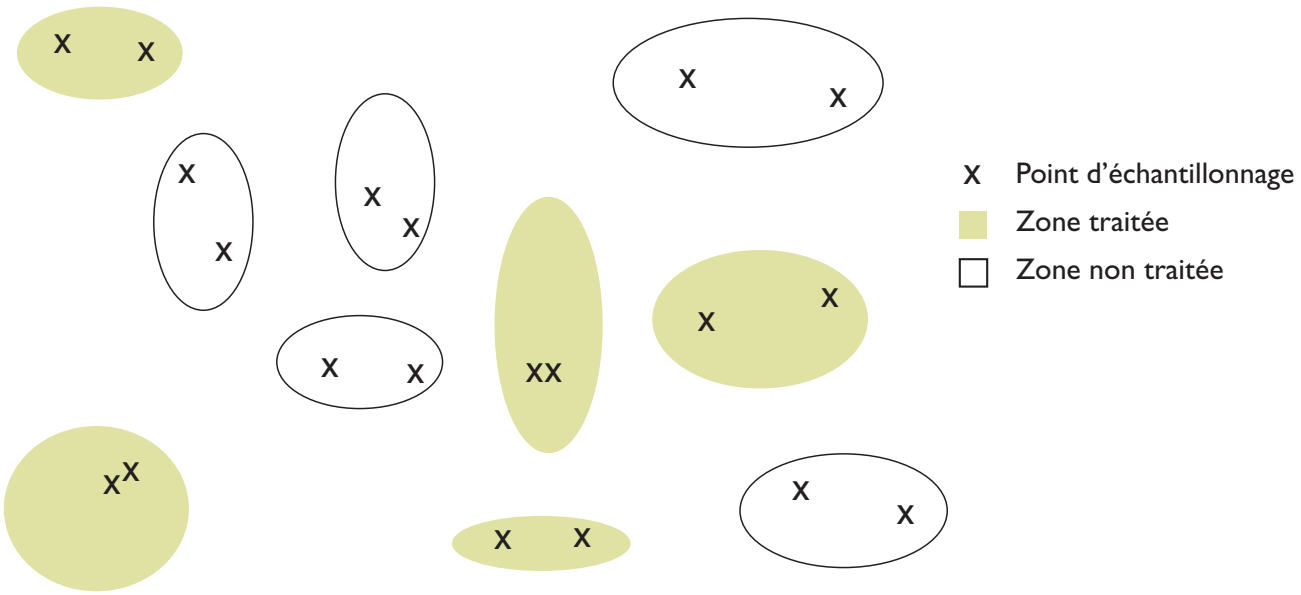


Figure 2.2b: Un essai avec cinq éléments répétés par traitement et deux échantillons par unité expérimentale

Pour obtenir une répétition vraie, un certain nombre de zones traitées doit être comparé à un certain nombre de zones non traitées. Sous la forme d'un diagramme, la Figure 2.2b illustre cette expérience avec cinq zones ("unités expérimentales") pour chaque traitement et deux points d'échantillonnage par zone. Ces "unités" peuvent être, par exemple, des parcelles d'un seul et même champ ou des exploitations différentes.

Une fois encore, il y a 10 points d'échantillonnage pour les zones traitées et 10 pour les zones non traitées, mais dans ce cas, la répétition est vraie. Il y a cinq éléments répétés ('unités expérimentales') pour chaque 'traitement' avec deux échantillons par unité. Ces données doivent être réduites à un point de données par unité expérimentale (en calculant la moyenne ou le total par unité) avant toute analyse statistique formelle. **Remarque:** pour que l'essai soit réaliste, la taille des échantillons doit être plus importante.

Voici une définition formelle d'unité expérimentale: division de la zone expérimentale de sorte que deux unités peuvent recevoir des traitements différents. Un concept identique s'applique aux recensements. Globalement, les 'unités' dans une recensement doivent être indépendantes, c.-à-d. que ce qui se produit et qui est mesuré dans une unité ne doit pas être lié à ce qui se produit dans une autre unité.

Quelle que soit l'application envisagée, tous les chercheurs souhaiteraient savoir combien d'éléments répétés sont nécessaires. Il n'existe pas de réponse simple à cette question. La décision dépend de nombreux facteurs; parmi les plus importants, on peut citer:

- la variabilité des unités expérimentales;
- la façon de traiter;
- l'ampleur de l'effet qui intéresse le chercheur;
- les ressources disponibles pour cette étude.

Une spécification incorrecte des unités expérimentales/de recensement conduit au problème de *pseudo-répétition* susmentionné. La pseudo-répétition peut se produire dans l'espace ou dans le temps.

La pseudo-répétition

La philosophie des comparaisons statistiques repose sur la comparaison de la variabilité entre les traitements (ici, traité/non traité) avec la variation aléatoire entre les unités d'un même traitement. Cela permettra de déterminer si les effets observés relèvent du hasard (en raison de la variation aléatoire) ou s'ils sont suffisamment importants pour être des effets authentiques. Si la variation aléatoire est mesurée sur une mauvaise base, alors les conclusions seront faussées.

Dans la Figure 2.2b ci-dessus, il y a deux niveaux de variation:

(i) valeur globale estimée de la variabilité à l'intérieur d'un traitement (à partir de 5 unités/traitement)
(ii) variation entre les deux échantillons d'une même unité expérimentale.

Pour tirer des conclusions sur l'effet du traitement, la différence entre la moyenne des zones traitées et celle des zones non traitées doit être comparée à la variation aléatoire mesurée au point (i) ci-dessus.

Dans l'essai illustré en Figure 2.2a, où il n'y a pas de répétition des zones, la variation (i) ci-dessus ne peut pas être mesurée. En conséquence, on ne peut pas faire de comparaisons statistiques valables de l'effet du traitement entre les zones traitées et non traitées dans cette expérience. On peut utiliser les statistiques pour déterminer si les différences entre les zones sont significatives, mais pas pour conclure qu'elles sont dues au traitement. Le niveau (ii) ne contient aucune information relative à la variabilité des zones et, en général, sous-estimera la variation aléatoire entre les zones et fournira des résultats faussement précis. (Voir les parties 'Échantillonnage' et 'Estimation, précision et tests statistiques'.) **Remarque:** si les zones de traitement sont très vastes (plusieurs dizaines, centaines ou milliers de kilomètres carrés), alors une répétition vraie risque d'être impossible, en particulier dans le cadre d'un recensement. Les statistiques peuvent être utilisées pour déterminer la signification de toutes les différences, en particulier des données entre les zones soumises à un traitement, mais d'autres données (par ex., les résidus) seront nécessaires pour tirer des conclusions sur les effets des traitements.

La randomisation des traitements

La Figure 2.2b illustre également la randomisation. Pour obtenir une comparaison impartiale, l'allocation des traitements doit être faite de manière aléatoire. Pour ce faire, on peut utiliser des tables de nombres aléatoires (voir fiche méthodologique sur les nombres aléatoires), tirer au sort ou générer des nombres aléatoires avec une calculatrice de poche appropriée.

Il est souvent utile de restreindre la randomisation afin d'augmenter la précision et de garantir un plan plus équilibré. Par exemple, avec deux traitements, les unités expérimentales pourraient être appariées de sorte que deux unités appartenant à la même paire soient aussi similaires que possible. Deux traitements sont alors alloués de manière aléatoire aux unités d'une même paire. Avec plus de deux traitements, on utilise la technique dite des 'blocs'.

TECHNIQUE DES BLOCS

L'idée principale de la technique des blocs est la suivante: l'identification de régions homogènes permet de comparer les traitements avec plus de précision grâce à l'élimination des différences importantes entre les unités des différents blocs. Les unités expérimentales sont regroupées en 'blocs' d'unités identiques et chaque traitement est alloué une fois dans chaque bloc. Les informations issues d'expériences utilisant des blocs sont principalement basées sur les comparaisons qui peuvent être faites entre les observations des traitements au sein d'un même bloc. La technique des blocs n'est donc pas aisée à utiliser dans le cas de pesticides appliqués sur de vastes zones, en raison du risque de contamination par les pesticides des blocs adjacents et de l'hétérogénéité majeure des zones vastes. Si deux traitements ne se produisent pas ensemble dans un bloc, il sera toujours possible de faire une comparaison valable entre ces deux traitements si chacun se produit dans un bloc avec un troisième traitement commun. Lorsque des modes de variation probable sont identifiés parmi les unités, ces dernières sont regroupées en blocs d'unités identiques. Les unités d'un même bloc doivent être aussi homogènes que possible. On utilise habituellement la technique des blocs dans des expériences sur le terrain, en serre ou en laboratoire, où les unités se situent à proximité les unes des autres.

Pour être appropriée et efficace, la technique des blocs doit prendre en compte deux éléments importants:

- le choix de la source de variabilité qui servira de base à la constitution des blocs;
- le choix de la forme des blocs et de leur orientation.

Une source idéale de variation pour servir de base à la constitution des blocs sera une source de grande taille et hautement prévisible, telle que l'hétérogénéité du sol où le comportement du pesticide est le caractère d'intérêt principal, ou bien le gradient dans un champ où l'étude de la respiration du sol sera liée à sa perméabilité à l'eau. Après avoir identifié la source de variabilité qui servira de base à la constitution des blocs, il faut choisir la taille et la forme des blocs pour maximiser la variabilité entre les blocs. N'importe quel ouvrage de recherche agronomique décrit les procédures de constitution des blocs à utiliser dans des expériences à petite échelle sur les pesticides.

ÉCHANTILLONNAGE

L'échantillonnage est utilisé lorsqu'il est inutile, impossible ou trop coûteux de tout mesurer. On ne mesure alors qu'une petite fraction des éléments.

Dans la Figure 2.2b ci-dessus, il était trop difficile de mesurer la zone entière de chaque unité expérimentale; c'est pourquoi deux points d'échantillonnage ont été choisi pour chaque unité. De même, dans la Figure 2.2a, il y avait 10 échantillons par zone.

Chaque échantillon peut être prélevé en des points d'une zone, dans des quadrats, des sections ou d'autres éléments pertinents (par ex., les arbres).

Ce qui est important, c'est d'éviter le biais; cependant, c'est pratiquement impossible subjectivement. Le principe primordial de la sélection d'un échantillon simple est que toutes les unités doivent avoir la même probabilité d'être sélectionnées. Si c'est impossible, alors la population cible (et les objectifs de l'analyse qui s'y rapportent) doivent être redéfinis, par exemple, des zones situées à moins d'1 km de la route ou des arbres situés à moins de 100 m d'un sentier.

L'échantillonnage aléatoire

Une sélection aléatoire des échantillons est l'idéal auquel il faut tendre. Pour ce faire, il faut dresser une 'liste' (au moins au niveau conceptuel) de toutes les unités possibles. Des nombres aléatoires sont ensuite utilisés pour déterminer les unités qui seront mesurées. Par exemple, dans une forêt, chaque arbre pourrait, théoriquement, correspondre à un nombre. En choisissant des nombres aléatoires, on peut obtenir un échantillon aléatoire d'arbres. De la même façon, dans une zone, chaque point possible peut être affecté de coordonnées à deux dimensions. L'utilisation de deux nombres aléatoires permet de choisir un point aléatoire.

Dans la pratique, des schémas purement aléatoires peuvent être difficiles à mettre en œuvre; par exemple, comment déterminer quel arbre correspond au nombre 123? Cependant, si la population est représentée par les 'arbres situés à 10 m maximum d'un sentier', il peut être possible de déterminer quel arbre correspond au nombre 13.

Les nombres aléatoires peuvent être obtenus à partir de tables (voir la fiche méthodologique sur les nombres aléatoires); de nombreuses calculatrices et ordinateurs peuvent également générer des séquences de nombres aléatoires. Si la situation est désespérée, le dernier chiffre des numéros de téléphone d'un annuaire peut être utilisé comme chiffre aléatoire compris entre 0 et 9! (Les premiers chiffres ne sont généralement pas aléatoires.)

Pour allouer des traitements de manière aléatoire dans un essai, il est facile de faire des 'cartes' pour les différents traitements et de les tirer au sort pour chaque unité ou bien de lancer un dé.

L'échantillonnage systématique

Dans le cas où un échantillonnage tout à fait aléatoire est impossible ou difficile à obtenir, l'échantillonnage systématique peut constituer une alternative pratique. Avec ce type d'échantillonnage, un point de départ aléatoire est choisi, puis des échantillons sont prélevés à intervalles réguliers. Pour obtenir des échantillons de faune dans un cours d'eau, on peut les prélever tous les 100 m . Pour obtenir des échantillons d'arbres, le chercheur peut choisir le long de son parcours un arbre d'une espèce donnée tous les dix arbres de cette même espèce. Cependant, dans ce cas, la population implicitement définie est représentée par les "arbres situés à proximité du parcours", ce qui n'est pas forcément représentatif de tous les arbres.

L'échantillonnage stratifié

L'échantillonnage stratifié est utile lorsque la population peut être divisée en sous-populations ou strates. Un échantillon est alors prélevé dans chaque strate. Cette méthode comporte deux avantages:

- elle garantit que chaque strate de la population est correctement représentée dans l'échantillon;
- elle peut être plus efficace, statistiquement, pour estimer les paramètres de la population.

Différentes proportions ou tailles d'échantillons peuvent être prélevées dans chaque strate, bien qu'une analyse plus complexe, prenant en compte différents poids pour différentes strates, puisse être nécessaire dans ce cas. Prenons l'exemple d'un hydrobiologiste qui souhaite évaluer la population d'insectes aquatiques dans le lit d'une rivière. Il peut y avoir différents habitats (par ex., graviers, sable, limon) sur le même site d'échantillonnage. La zone pourrait être stratifiée selon les habitats et des échantillons pourraient être prélevés dans chaque habitat en proportion du type d'habitat. Par exemple, si le lit de la rivière sur un site est composé de 25% d'adventices sur des galets, de 50% de gravier et de 25% de boue et qu'on prélève huit échantillons, alors il faut s'assurer d'en prendre quatre dans le gravier et deux dans chacun des autres substrats. Les résultats des échantillons pourront ensuite être combinés pour donner une estimation globale de la zone. On peut également faire des comparaisons entre le gravier et la boue.

L'échantillonnage à plusieurs degrés

L'échantillonnage à plusieurs degrés est souvent effectué pour des raisons administratives, bien qu'il soit moins efficace, statistiquement parlant, qu'un échantillonnage aléatoire simple. L'exemple qui suit illustre cette idée.

Dans une recensement sur des exploitations, il peut être trop coûteux ou trop long de visiter les exploitations éparpillées sur une vaste zone. Par ailleurs, il se peut que l'on ne dispose pas d'une liste appropriée des exploitations. La première étape consiste donc à choisir au hasard un certain nombre de régions. La deuxième étape consiste à choisir au hasard des villages à l'intérieur de ces régions. Et la troisième étape consiste à choisir, toujours au hasard, des exploitations dans chacun de ces villages. L'avantage de ce système à trois degrés est qu'il réduit le nombre de déplacements nécessaires et qu'il peut faciliter l'obtention d'une liste des exploitations de chacun des villages choisis plutôt que de la population toute entière.

Remarquez que si l'exemple était légèrement modifié de sorte que seules les régions présentant un intérêt particulier soient volontairement choisies, par exemple des zones à haut risque, alors la population serait implicitement redéfinie comme représentant les régions désignées et non le pays tout entier. Pour étudier les régions volontairement choisies, le système d'échantillonnage comporterait deux degrés.

Le sous-échantillonnage

Le sous-échantillonnage est utilisé lorsqu'il est impossible ou inutile de mesurer l'échantillon entier ou l'unité expérimentale entière. Les échantillons sont prélevés dans chaque unité élémentaire pour estimer la moyenne de l'unité toute entière. (Cela peut être considéré comme un exemple d'échantillonnage à plusieurs degrés.) Par exemple, plutôt que de mesurer la biomasse d'un champ entier, on peut mesurer un certain nombre de quadrats, choisis au hasard, pour estimer la biomasse par mètre carré. Pour estimer les résidus de pesticides dans une culture, on peut sélectionner et analyser seulement quelques plants. Dans ce contexte, le sous-échantillonnage constitue simplement un autre niveau dans un système d'échantillonnage à plusieurs degrés. De plus amples informations sont fournies dans la partie relative au sous-échantillonnage (voir page 65).

LA GESTION DES DONNÉES

De nombreux projets consacrent beaucoup de temps et d'argent à toutes les activités décrites précédemment dans ce chapitre et ignorent la gestion des données collectées. L'absence de données de bonne qualité peut rendre une recensement ou un programme de surveillance inutile.

Une base de données telle que Excel ou Access devrait être utilisée pour gérer et stocker les données; c'est encore plus important pour les données destinées à être distribuées à d'autres sites, à l'intérieur d'un même pays ou à l'étranger. Il est extrêmement important de conserver des copies originales de la base de données sur un site et de s'assurer que d'autres sites ne puissent pas les modifier.

ESTIMATION, PRÉCISION ET TESTS STATISTIQUES

La statistique est une science qui porte sur la variabilité et l'incertitude. Pour des essais et recensements simples, la moyenne des données de l'étude est utilisée pour estimer la moyenne "vraie". Cependant, la variation aléatoire et la variabilité de l'échantillonnage signifient que si une recensement ou un essai est répété plusieurs fois, il en résultera des estimations de moyenne ou des pourcentages légèrement différents à chaque fois.

Il est donc utile de prévoir la précision avec laquelle l'échantillon estimera la valeur "vraie". Pour ce faire, la meilleure méthode consiste à calculer l'erreur-type (SE) de l'estimation (par ex., la moyenne), qui peut alors être interprétée à l'aide d'un *intervalle de confiance*.

Dans le cas simple de l'utilisation d'une moyenne calculée à partir d'un échantillon ou d'un essai simple, l'erreur-type de la moyenne est estimée par:

$$\mathrm{SE} = \frac{\mathrm{SD}}{\sqrt{n}}$$

où SD est l'écart-type des données et n le nombre d'unités expérimentales utilisées pour estimer la moyenne.

Comparaison de deux moyennes

Pour comparer deux moyennes, on peut aisément calculer la différence entre les moyennes pour estimer la différence 'vraie'. L'erreur-type de la différence (SED) est donnée par:

$$\mathrm{SED} = \mathrm{SD} \times \sqrt{\frac{1}{n_1} + \frac{1}{n_2}}$$

où n_1 et n_2 correspondent au nombre d'unités expérimentales utilisées pour calculer les deux moyennes. SD est alors l'écart-type moyen ('global', égal à la racine carrée de la moyenne résiduelle au carré, à partir d'une analyse de la variance).

Intervalles de confiance

Les intervalles de confiance peuvent être utilisés lors de la comparaison de deux groupes (par ex., des traitements) chacun ayant une moyenne estimée. La différence entre les moyennes peut être aisément estimée par:

différence = moyenne 1 - moyenne 2

Pour des données ayant une distribution presque "normale", un intervalle de confiance de 95% pour la différence est donné par:

différence± t.SED

où la valeur t est lue dans des tables statistiques (et dépend des 'degrés de liberté' utilisés lors de l'estimation de l'écart-type). Pour des expériences ou recensements de grande envergure (plus de 25 unités), t est environ égal à 2. Pour des échantillons plus petits, t sera plus grand.

Par exemple, si dans un essai de grande envergure (> 30 échantillons), le nombre moyen de nymphes d'éphémères pour deux sites situés dans une rivière est 10,12 et 11,20 avec un SED de 0,22, alors l'intervalle de confiance de 95% pour la différence entre les deux moyennes sera environ de 1,08 ±2*0,22 = 0,64 à 1,52. **Remarque:** les données de dénombrement comme celles-là sont rarement "normales" et doivent être transformées avant de faire des tests statistiques; voir la transformation des données dans la partie suivante (page 64).

Dans un tel cas, on peut dire que la différence entre le nombre de nymphes d'éphémères sur les deux sites est statistiquement significative (au seuil de 5%) parce que l'intervalle de confiance de 95% ne contient pas zéro. Ce concept de signification statistique ne doit pas être confondu avec la signification pratique ni avec la signification biologique. La signification statistique d'une différence signifie simplement que la différence entre deux moyennes est plus grande que celle que l'on attendrait si elle relevait uniquement du hasard; elle est donc 'vraie'.

Probabilités (valeurs de P)

De nombreux programmes informatiques de statistiques fourniront des probabilités de signification. Une probabilité est un chiffre compris entre 0 et 1 qui mesure les chances qu'un événement se produise. Elle est aussi parfois exprimée en pourcentage. Une probabilité de 1 (qui correspond à 100%) implique une certitude absolue - l'événement se produira. Une probabilité de 0 implique une impossibilité totale. Une probabilité de 0,5 (50%) signifie qu'un événement a autant de chances de se produire que de ne pas se produire, par exemple, lorsqu'on tire à pile ou face, il y a une probabilité de 0,5 de tomber sur "face".

L'interprétation d'une probabilité de signification qui émerge d'un test statistique est précise et complexe. Globalement, plus la probabilité est faible, plus la preuve d'une différence vraie ou d'un effet vrai est solide. Une probabilité de 0,05 correspond à la notion dépassée de 'signification au seuil de 5%'. Si la différence entre les moyennes de deux traitements a, par exemple, une probabilité de signification de 0,013 (1,3%), l'interprétation exacte sera la suivante: s'il n'y a pas de différence "vraie" entre les traitements, alors le résultat obtenu lors de cette expérience se produira dans moins de 1,3% des expériences.

Ainsi, plus la probabilité est faible, moins il y a de chances de ne pas être en présence d'une différence 'vraie' (plus il y a de chances d'être en présence d'une différence 'vraie').

Plus l'erreur-type est faible, plus l'estimation de la différence "vraie" par la différence expérimentale sera précise. D'après la formule ci-dessus, on voit que plus la taille des échantillons est grande (n_1, n_2, …), plus l'erreur-type est petite et meilleure est la précision. Il est utile de remarquer ici qu'il existe une limite pratique à la taille des échantillons: être précis au point de détecter des différences trop petites pour être significatives du point de vue pratique ou biologique représente un gaspillage de ressources.

Attention, toutes ces affirmations dépendent des éléments suivants:

(i) les unités expérimentales/de recensement doivent être correctement définies et, en conséquence, la quantité de variation aléatoire et le degré correspondant de répétition doivent être corrects. Globalement, on doit avoir un point de données par unité expérimentale. Si les données proviennent de sous-échantillons de l'unité ou de mesures répétées dans le temps de la même unité, alors des analyses plus complexes à plusieurs degrés doivent être envisagées. En général, on peut utiliser une statistique résumant les données (par ex. la moyenne ou le total) pour réduire l'analyse à un seul degré conventionnel. Ce type d'approche suffira, dans la plupart des cas, pour toutes les analyses où une estimation de la variance n'est pas nécessaire;

(ii) les données doivent avoir (approximativement) une distribution 'normale' ou symétrique;

(iii) l'écart-type doit être le même pour tous les traitements.

Si les conditions (ii) et (iii) ne sont pas remplies, il y a cinq options possibles:

- transformer les données;
- utiliser un modèle linéaire généralisé (logistique ou linéaire-logarithmique, etc.);
- utiliser des tests numériques, tels que les tests de permutation ou les "bootstrapping";
- utiliser un test non paramétrique qui peut être moins puissant;
- ne pas faire d'analyse formelle mais utiliser des statistiques élémentaires et des méthodes graphiques.

Des exemples de deux de ces approches sont fournis dans les fiches méthodologiques, à savoir la transformation avant un test t de Student et un test U de Mann-Whitney (test non paramétrique).

Transformation des données

On peut envisager de transformer des données pour leur donner une distribution symétrique (la transformation est habituellement justifiée lorsqu'elle rétablit la condition de constance de la variance, qui est plus importante que la normalité). Cette transformation est souvent nécessaire pour des données de dénombrement d'animaux terrestres ou aquatiques.

Il s'avère souvent que si une mesure, par exemple, un dénombrement, a une distribution asymétrique, alors √ (dénombrement) ou log (1+dénombrement) aura une distribution symétrique. Une analyse statistique paramétrique standard peut ensuite être faite sur cette base. Cependant, cela pose des problèmes au niveau de la présentation des résultats. Il sera probablement nécessaire de transformer de nouveau les moyennes pour revenir à l'unité de mesure d'origine. Cette nouvelle transformation ne peut pas être faite sur les erreurs-types, mais sur les limites de confiance. On doit utiliser une transformation log (x+1) pour les dénombrements qui comprennent la valeur zéro.

Tests non paramétriques

Les tests non paramétriques sont utiles car ils n'imposent aucune condition (ou alors des conditions très accessibles) concernant les données. Ils n'imposent pas les conditions (ii) et (iii) ci-dessus relatives aux distributions symétriques et à la constance des écarts-types. De nombreux tests non paramétriques reposent sur le tri des données par ordre de grandeur et n'utilisent que le classement qui en résulte. Pour classer les données, la valeur la plus petite doit être affectée du rang 1, la suivante du rang 2, etc. Les valeurs identiques doivent être prises en compte et affectées d'un rang intermédiaire, par exemple, s'il y a deux valeurs identiques pour les rangs trois et quatre, elles seront toutes deux affectées du rang 3,5. Le principal inconvénient des tests non paramétriques est qu'ils n'existent que pour des situations relativement simples, qu'ils ne peuvent être généralisés et qu'ils peuvent perdre en puissance à cause du classement des données qui élimine certaines informations.

Pour comparer deux groupes, on utilise le test U de *Mann-Whitney* (Sprent, 1989). Dans ce test, toutes les données sont triées et affectées de rangs pour voir si ceux d'un groupe tendent à être inférieurs à ceux de l'autre groupe. La somme des rangs du groupe inférieur est comparée à des valeurs tabulaires: si elle est inférieure à la valeur tabulaire, on aura démontré que les deux groupes sont significativement différents (voir fiche méthodologique).

LA TAILLE DES ÉCHANTILLONS

La partie précédente a décrit comment la précision est liée à la variation aléatoire et à la taille des échantillons: si l'on connaît à l'avance la valeur estimée de la variation aléatoire (écart-type), on peut prévoir la précision des résultats pour une taille d'échantillon donnée.

Par exemple, si la moyenne de 20 échantillons de résidus de pesticide dans le foie de poisson est de 5 µg kg^{-1}, avec une variance de 6,27, l'intervalle de confiance de 95% de la moyenne sera de 3,6 à 6,1 µg kg^{-1} (2SE = 2SD/$\sqrt{n}$ = 1,12). De même, la moyenne de 100 échantillons aurait un intervalle de confiance de 95% de 4,5 à 5,5 µg/kg^{-1}. En fonction de la précision souhaitée, on peut estimer une taille d'échantillon appropriée. Des méthodes exactes pour déterminer la taille des échantillons sont fournies dans de nombreux manuels de statistique (par ex., Mead et al., 1993).

Le degré de précision nécessaire dépend des objectifs de l'étude (et, de manière réaliste, des ressources disponibles). Si l'on a besoin de détecter uniquement des effets importants (par ex., une réduction de 50% du nombre d'insectes), alors une précision basse sera acceptable et une petite étude peut suffire pour y arriver. En revanche, si l'on doit détecter des différences minimes, alors une étude précise (et probablement de grande envergure et coûteuse) sera nécessaire.

Le sous-échantillonnage: informations supplémentaires

Comme on l'a vu précédemment, le sous-échantillonnage est utilisé lorsqu'il est impossible ou inutile de mesurer l'unité d'échantillon entière ou l'unité expérimentale entière. Les échantillons sont prélevés dans chaque unité élémentaire pour estimer la moyenne de l'unité toute entière.

Cette distinction est d'une importance cruciale pour l'analyse statistique. Toutes les estimations de variance, d'erreur-type, etc. doivent porter sur les unités expérimentales et non sur les sous-unités. Si les données sont enregistrées à partir de sous-unités ou de sous-échantillons, elles doivent être résumées en valeurs (par ex., moyennes ou totaux) portant sur des unités expérimentales avant toute analyse (ou avant d'utiliser un modèle statistique complexe).

Les analyses statistiques doivent porter sur la valeur pour un échantillon élémentaire ou une unité expérimentale élémentaire et non sur les données issues de chaque sous-échantillon. En conséquence, on doit faire une moyenne des données issues des sous-échantillons de manière à obtenir une valeur pour chaque unité expérimentale afin de procéder à l'analyse statistique. La question qui revient souvent est de savoir combien de sous-échantillons sont nécessaires.

Pour y répondre, il faut connaître la variation aléatoire à deux niveaux: au niveau de l'unité expérimentale et au niveau des sous-échantillons à l'intérieur d'une même unité expérimentale.

La variance par unité expérimentale s^2 dépend de ces deux niveaux de variation et du nombre de sous-échantillons, comme suit:

$$s^2 = Var_u + Var_s/n_s$$

où

Var_u est la variance entre les unités si la valeur "vraie" pour l'unité entière est connue

Var_s est la variance entre les sous-échantillons à l'intérieur d'une même unité expérimentale

n_s est le nombre de sous-échantillons par unité

Remarque: dans la formule de s^2, si n_s devient infini (c.-à-d. que la valeur de l'unité entière est connue), alors $s^2 = Var_u$.

L'avantage d'un sous-échantillonnage intensif dépend de la valeur des deux variances Var_u et Var_s. Si la variation entre les sous-échantillons est petite par rapport à la variation entre les unités, l'augmentation du nombre de sous-échantillons ne présente pas un grand avantage. En revanche, si la variation entre les sous-échantillons est grande par rapport à la variation entre les unités, l'augmentation du nombre de sous-échantillons peut avoir un effet plus important sur la variance globale.

Le nombre optimal de sous-échantillons dépend également des coûts relatifs des sous-échantillons et des unités expérimentales. Si le sous-échantillonnage revient moins cher que des unités supplémentaires, alors l'augmentation du sous-échantillonnage peut être financièrement intéressante. C'est le cas lorsque les déplacements vers des zones éloignées sont coûteux: prélever des sous-échantillons une fois sur place n'engendre pas de surcoûts importants. En revanche, si la mesure réelle de sous-échantillons est coûteuse par rapport au coût des unités, alors prélever plus d'un sous-échantillon ne vaut peut-être pas la peine. C'est le cas lorsque des tests en laboratoire sur des plantes sont coûteux: il vaut mieux disposer d'un maximum de plantes et n'effectuer qu'un test de laboratoire par plante.

Si les coûts ne sont pas pris en compte et que le nombre total de mesures autorisées est fixé, la meilleure stratégie théorique est de prendre un maximum d'unités expérimentales avec un sous-échantillon par unité.

Pour estimer Var_u et Var_s, il faut disposer des données enregistrées à partir des sous-échantillons avec plus d'un sous-échantillon par unité.

Lorsque les deux variances sont connues (ou estimées) et les coûts relatifs des sous-échantillons et des unités sont connus, une stratégie optimale de sous-échantillonnage peut être envisagée.

Les échantillons groupés

Dans certains cas, on recommande de mélanger un certain nombre d'échantillons pour former un échantillon groupé à analyser. Cette pratique peut être risquée si elle détruit la répétition qui a été utilisée dans une expérience ou un système d'échantillonnage. Cependant, si des sous-échantillons sont mélangés, cela n'aura généralement pas d'effets néfastes sur l'analyse statistique étant donné qu'il faudra de toutes façons faire la moyenne des sous-échantillons. Les sous-échantillons de sol et d'eau sont souvent mélangés pour déterminer, par exemple, les résidus de pesticides ou la densité du plancton.

TENDANCES ET RELATIONS

Une autre utilisation courante des statistiques dans la recherche est l'étude des relations et des tendances. Par exemple, l'action d'une enzyme donnée ou d'un insecticide donné peut être liée à la température ou un résidu de pesticide peut se dégrader au cours du temps. La première étape dans la manipulation de données pour déterminer les relations et les tendances est de tracer un graphique (de dispersion). Ce type de graphique permet de voir s'il existe une relation évidente entre deux variables.

La forme mathématique la plus simple pour une relation entre deux variables *X* et *Y* est une ligne droite (voir Figure 2.3).

La formule de cette droite est:

$Y = a + bX$

où les paramètres a et b sont habituellement estimés à partir des données en utilisant la régression linéaire.

La Figure 2.3 illustre la relation entre l'épaisseur des coquilles d'œufs chez l'autour africain et le taux de résidus de DDE dans les œufs. Elle est donnée par:

Épaisseur de la coquille (mm) = 0,24 + (-0,00018 x DDE).

Dans cet exemple, b (appelé coefficient de régression ou pente) a la valeur -0,00018. Cela montre qu'une augmentation de 100 ppm du contenu de DDE dans les œufs donne lieu à une diminution de l'épaisseur des coquilles d'œufs de 0,018 mm . Le paramètre a (appelé constante ou ordonnée à l'origine), qui est de 0,24, est l'épaisseur (théorique) des coquilles d'œufs lorsque le résidu de DDE dans les œufs est égal à zéro. L'équation entière donne des résultats qui sont corrects sur la fourchette des données, ce qui permet de prévoir l'épaisseur des coquilles d'œufs pour un taux de résidu de DDE donné dans les œufs (ou l'inverse) en lisant la ligne droite du graphique. Par exemple, un taux de DDE de 100 ppm en poids sec donnera probablement lieu à une épaisseur des coquilles d'environ 0,22 mm; à un taux de 50 ppm, l'épaisseur sera d'environ 0,23 mm.

Le calcul du coefficient de régression est décrit dans la fiche méthodologique sur la corrélation et la régression linéaire.

Les erreurs-types peuvent être calculées pour les coefficients de régression estimés et utilisées pour déterminer les intervalles de confiance pour ces valeurs estimées.

Avant de tracer une ligne droite sur les données, tracer un graphique montrera s'il s'agit d'une bonne procédure, c.-à-d. si elle permet d'obtenir un bon ajustement. Si la relation est plus compliquée qu'une simple ligne droite, des relations plus complexes peuvent être établies (modélisées) en utilisant la régression non linéaire.

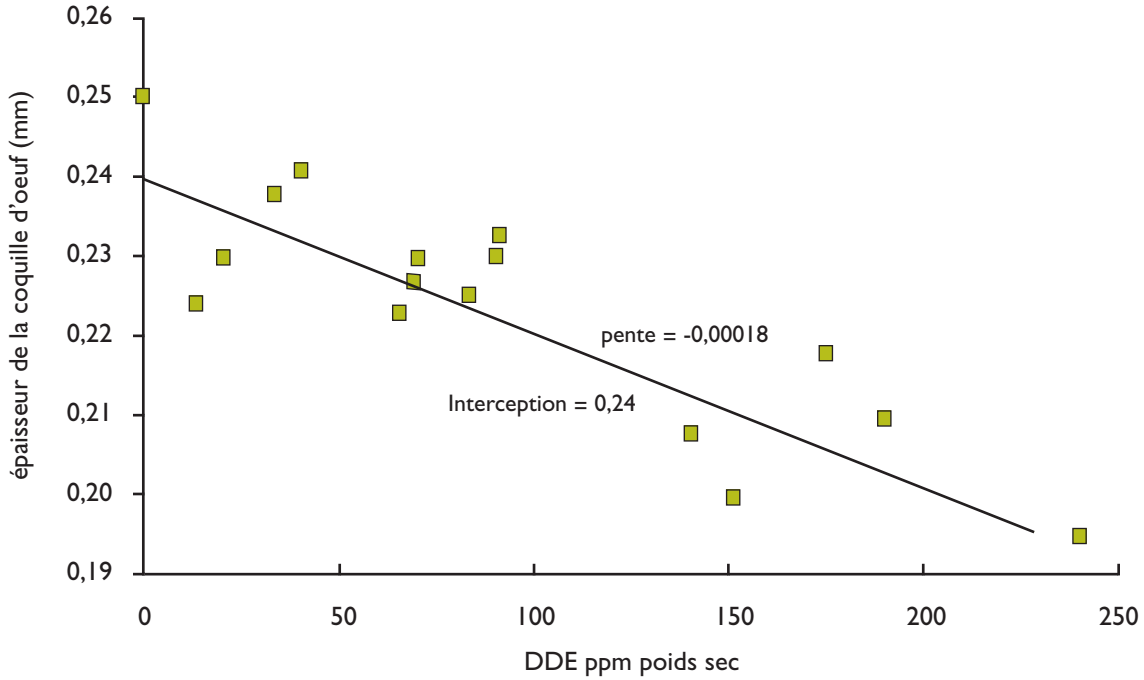


Figure 2.3: Relation entre l'épaisseur des coquilles d'œufs chez l'autour africain et le taux de résidu de DDE dans les œufs

L'une des conditions de l'analyse de la régression (comme pour de nombreuses autres analyses simples) est que les observations soient statistiquement indépendantes les unes des autres. Une attention particulière est nécessaire lorsqu'on étudie les tendances au cours du temps. Par exemple, si un même échantillon est mesuré chaque semaine, le résultat d'une semaine dépendra de celui de la semaine précédente. Une simple analyse de la régression avec, mettons, 10 échantillons, chacun étant mesuré à huit reprises, peut aboutir à des résultats trompeurs.

La *corrélation* entre deux variables mesure le degré d'association (linéaire) entre elles. Le coefficient de corrélation linéaire r est compris entre -1 et +1. La valeur 0 indique qu'il n'y a pas de relation linéaire entre les variables; les valeurs +1 et -1 indiquent une parfaite corrélation positive et négative, respectivement. En d'autres termes, toutes les données se situeront exactement sur une ligne droite. (Une corrélation négative signifie que lorsqu'une variable augmente, par ex. la DDE, l'autre diminue, par ex. l'épaisseur des coquilles.)

La corrélation non paramétrique

Le coefficient de corrélation ci-dessus (appelé coefficient de Pearson) suppose une relation linéaire et, pour les tests de signification, suppose une distribution normale à deux variables, c.-à-d. qu'une normalité conjointe des deux variables est nécessaire. Le coefficient de corrélation de rang de Spearman constitue une alternative non paramétrique qui ne requiert pas ces conditions. Il peut être calculé en changeant les données en rangs (c.-à-d. 1ère, 2e, 3e plus élevée, etc.) pour chaque variable et en calculant le coefficient de corrélation de Pearson à partir de ces données. Une méthode de calcul alternative (lorsque qu'il n'y a pas de liens) est fournie dans la fiche méthodologique. La valeur de la corrélation de rang de Spearman peut ensuite être testée et confrontée aux tables pour lui attribuer une signification.

CORRÉLATION ENTRE CATÉGORIES

Souvent, dans les études écologiques, les observations portent sur des catégories plutôt que sur des valeurs numériques. L'objectif d'une analyse est généralement de déterminer s'il existe une corrélation entre deux variables catégorielles.

Dans les exemples qui suivent, on a étudié un certain nombre de perchoirs de lézards. Ils étaient classés selon qu'ils se situaient à plus ou moins 3 m de hauteur et selon le traitement appliqué au sol de la zone (c.-à-d. pas d'application, deux applications ou plus de deux applications). Dans cette étude, le traitement du sol couvrait les arbres jusqu'à 3 m de hauteur, d'où la classification en fonction de la hauteur des perchoirs. Les données sont fournies dans le Tableau 2.3 ci-dessous.

La zone colorée du tableau contient les données de base du tableau de contingence – dans le cas présent, un tableau 3 x 2 (3 rangs x 2 colonnes). Dans un tableau de contingence, il est important que chaque unité ne figure qu'une seule fois. Dans cet exemple, 428 perchoirs ont été enregistrés et chaque perchoir figure dans l'une des cellules colorées du tableau.

Tableau 2.3 Comparaison de perchoirs de lézards situés à plus ou moins 3 m de hauteur dans des zones traitées et non traitées

Nombre d'applications du traitement	Nombre total de perchoirs de lézards	Nombre de perchoirs < 3 m	Nombre de perchoirs ≥ 3 m	Pourcentage de perchoirs ≥ 3 m
Aucune	197	190	7	3,6
Deux	105	99	6	5,7
Plus de deux	126	110	16	12,7
Total	**428**	**399**	**29**	**6,8**

Le test du χ^2 est utilisé pour savoir s'il existe une corrélation entre la hauteur des perchoirs et la fréquence des traitements. Des explications à ce sujet sont fournies dans la fiche méthodologique. Les calculs reposent sur la comparaison des valeurs observées avec les valeurs estimées en absence de corrélation. Par exemple, en absence de corrélation, on estimerait à 6,8% les perchoirs ≥3 m, sans tenir compte des traitements. Ainsi, sans traitement, on estimerait que 6,8% des 197 perchoirs (soit 13,3 perchoirs) se situent à plus de 3 m de hauteur. Ce pourcentage est comparé à la valeur observée qui est de 7. La valeur du χ^2 est donnée par:

$$\chi^2 = \sum \frac{(\text{Observée} - \text{Estimée})^2}{\text{Estimée}}$$

où les valeurs de toutes les cellules du tableau sont additionnées. Avec les données du Tableau 2.3, la valeur du χ^2 est 10,5. Elle est comparée aux valeurs critiques de la table du χ^2. Les degrés de liberté (d.f.) sont donnés par $(r\text{-}1)\times(c\text{-}1)$ où r et c correspondent au nombre de rangs et de colonnes, respectivement. Dans notre exemple, $r = 3$ et $c = 2$, d'où un d.f. = 2. La valeur correspondante dans les tables (voir page 85) au seuil de signification de 5% est de 5,99. Étant donné que la valeur calculée (10,5) est supérieure à la valeur tabulaire, les valeurs observées sont significativement différentes des valeurs estimées; cela prouve que la hauteur des perchoirs est affectée par la fréquence des traitements.

ANALYSE DE LA VARIANCE

C'est la méthode la plus utilisée pour tester les différences significatives entre plusieurs (plus de deux) populations. L'analyse de la variance détermine la part de la variation due aux différences entre les traitements des populations et la part de la variation due à la variation aléatoire. Elle peut être utilisée pour des expériences ou des recensements spécialement conçues pour comparer les effets de ces traitements. Cette méthode ne peut être utilisée qu'avec des variables qui présentent une distribution normale, portant sur des observations indépendantes et les variances issues des échantillons pour les différents traitements doivent être égales.

L'analyse de la variance, ou ANOVA, la plus simple porte sur des plans expérimentaux complètement randomisés; cependant, toute une gamme de plans expérimentaux plus complexes est possible: par exemple, ceux qui utilisent la technique des blocs ou divers facteurs ou traitements (voir chapitre 1, Exemple concret). L'utilisation de l'ANOVA est mieux illustrée à travers un autre exemple concret (voir page 71).

RÉFÉRENCES

MEAD, R., CURNOW R.N. and HASTED, A. (1993) *Statistical Methods in Agriculture and Experimental Biology.* Second Edition. London: Chapman and Hall.

NEAVE, H.R. (1981) *Elementary Statistical Tables*. London: George Allen and Unwin.

PEARSON, E.S and HARTLEY H.O. (1966) *Biometrika Tables for Statisticians*. Cambridge: Cambridge University Press.

SPRENT, P. (1989) *Applied Nonparametric Statistical Methods*. London: Chapman and Hall.

POUR EN SAVOIR PLUS

CAMPBELL, R.C. (1974) *Statistics for Biologists*. Second edition. Cambridge: Cambridge University Press.

Sites web et livrets

http://www.rdg.ac.uk/ssc/dfid/booklets.html
Une série de livrets sur l'analyse quantitative dans les sciences naturelles, financée par le Department for International Development (DFID), Royaume-Uni, dont l'auteur est le Département de statistique appliquée de l'Université de Reading, Royaume-Uni. Des publications papier sont disponibles sur simple demande auprès du département.

http://www.statsoft.com/textbook/stathome.html
Livre statistique électronique donnant beaucoup de détails.

http://www.stat.ufl.edu/vlib/statistics.html
Liste mondiale des départements de statistique.

RÉSUMÉ DES MÉTHODES DE BASE

Analyse souhaitée	Paramétrique[1]	Non-Paramétrique
Comparaison de deux groupes	Test *t*-de Student[2] (page 80)	Test U de Mann-Whitney[2] (page 79)
Comparaison d'échantillons appariés	Test *t* pour échantillons appariés[3]	Test de Wilcoxon[3]
Comparaison de plus de deux groupes	Analyse de la variance[2] (pages 71 à 74)	Test de Kruskal-Wallace[3]
Comparaison de plus de deux groupes (en blocs)	Analyse de la variance[3]	Test de Friedman[3]
Expérience avec plan de traitement factoriel (si possible non équilibré)	Analyse de la variance[4] (pages 36 à 44)	Aucune
Expérience/recensement avec variables explicatives supplémentaires	Analyse de la covariance[3]	Aucune
Tableau de contingence	Modèles linéaires logarithmiques[3]	Test χ^2 (see page 84)[2]
Relation entre deux variables	Régression linéaire[2] et corrélation[2] (pages 81 et 82) Régression non linéaire[3]	Corrélation de rang de Spearman[2] (page 83) Test Tau de Kendall[3]
Relation entre une variable et deux autre variables au moins	Régression multiple[3]	Aucune

[1] Étant donné que la plupart des procédures paramétriques énumérées ici (tests t, analyse de la variance, régression linéaire et multiple et analyse de la covariance) relèvent toutes de modèles linéaires généraux (GLM), elles fournissent une approche unifiée et puissante pour analyser les données. Cependant, elles requièrent des conditions qui ne seront peut-être pas toujours remplies.

[2] Ces méthodes sont décrites dans le présent chapitre.

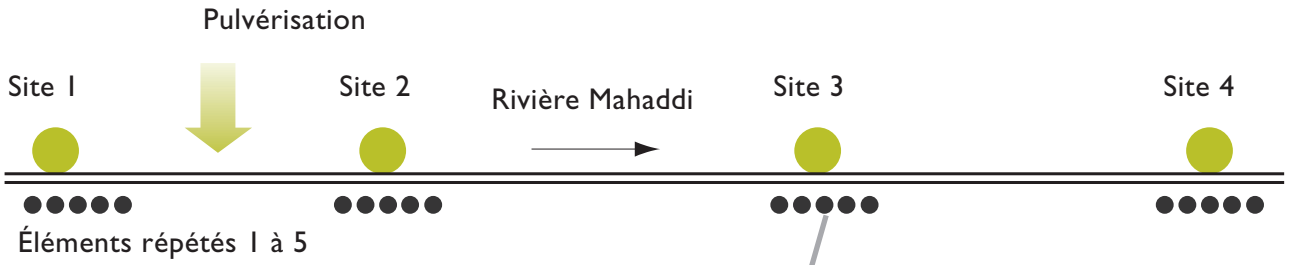
[3] Voir les références pour une description des autres méthodes.

[4] Un exemple d'analyse de la variance à deux critères est fourni dans l'Exemple concret du chapitre 1.

EXEMPLE CONCRET

ANALYSE DE LA VARIANCE A UN CRITÈRE

Le développement d'une hypothèse sur l'impact probable d'un insecticide organophosphoré utilisé à proximité d'un cours d'eau a été illustré au chapitre 1, Figure 1.1. L'hypothèse nulle était l'hypothèse selon laquelle l'organophosphoré ne modifiait pas l'abondance des invertébrés benthiques dans le cours d'eau. Supposons qu'un exercice de suivi ait été conçu, qui consiste à prélever cinq échantillons quantitatifs (échantillons cylindriques de 0,05 m^2) sur quatre sites situés dans le cours de la rivière Mahaddi. L'un des sites (Site 1) se situe en amont de la source de pollution, un autre immédiatement en aval (par ex., la Zone d'Impact dans la Figure 9, chapitre 9) et les deux derniers (Sites 3 et 4) se situent bien plus loin en aval dans la Zone de récupération. Tous les échantillons ont été prélevés le même jour.



Les échantillons ont été triés, identifiés et dénombrés, et les résultats ont été présentés sous forme de tableau. Les espèces sensibles aux organophosphorés ont été identifiées au cours de l'analyse. Elles comprenaient notamment les éphémères (Ephemeroptera). La densité des dénombrements et des moyennes d'une espèce de la famille des éphémères, dénommée Baetidae, indique que: (i) l'espèce (*Centroptilum* sp.a) est distribuée par contagion dans le substrat; et (ii) son abondance diminue en aval de la source de contamination.

Dénombrements des nymphes de *Centroptilum* sp.a à partir de cinq échantillons (éléments répétés) prélevés sur quatre sites d'échantillonnage

Site	Description	Dénombrement 1	Dénombrement 2	Dénombrement 3	Dénombrement 4	Dénombrement 5	Moyenne	Variance
1	En amont de la pollution	102	93	21	223	69	101,6	5592
2	En aval de la pollution	10	13	15	25	48	22,2	239
3	Plus loin en aval	60	33	14	51	15	34,6	431
4	Plus loin en aval	92	14	23	19	88	47,2	1538

Remarque: lorsque les variances sont supérieures aux moyennes, cela indique que la dispersion spatiale est contagieuse.

Récapitulation	Statistique
Moyenne	51,4
Médiane	29,0
Variance	2609,0

Centroptilum sp.a a été choisie pour le test statistique, c.-à-d. l'analyse de la variance à un critère (ANOVA), pour accepter ou rejeter l'hypothèse nulle. L'utilisation de ce test paramétrique suppose que les échantillons sont prélevés dans la même population à distribution normale; les dénombrements ci-dessus suggèrent d'emblée un groupement (probablement une distribution par contagion). Cependant, ils doivent être transformés pour obtenir une distribution normale et établir l'indépendance de la variance par rapport à la moyenne.

Les transformations logarithmiques sont normalement adaptées à des échantillons de petite taille à partir d'une distribution par contagion. (Étant donné que le log de zéro n'existe pas, les échantillons dont le dénombrement est égal à zéro sont transformés en utilisant log (x+1), une variante qui doit être appliquée à tous les dénombrements.)

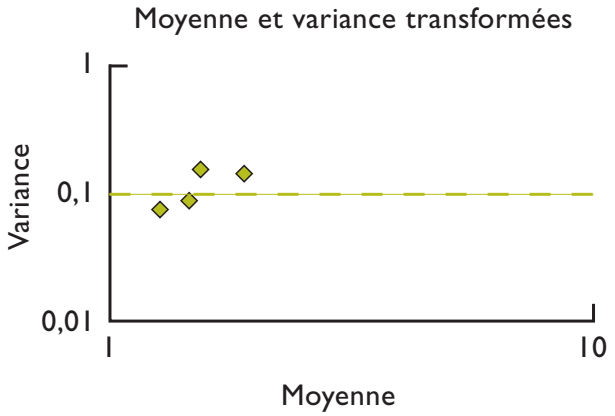
Dénombrements transformés par Log_{10} des nymphes de *Centroptilum* sp.a

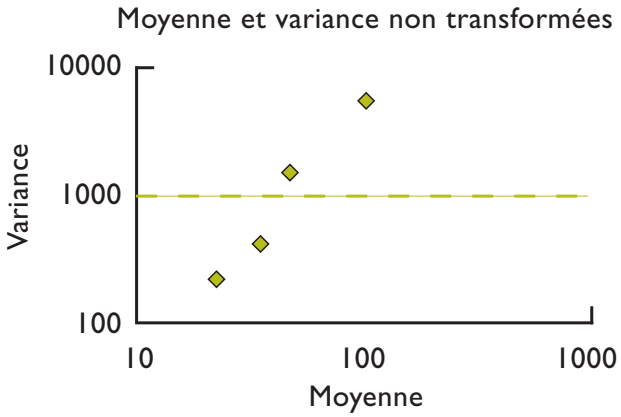
Site	Description	Dénombrement 1	Dénombrement 2	Dénombrement 3	Dénombrement 4	Dénombrement 5	Moyenne	Variance
1	En amont de la pollution	2,0086	1,96385	1,3222	2,3483	1,8389	1,890	0,139
2	En aval de la pollution	1	1,1139	1,1761	1,3979	1,6812	1,274	0,073
3	Plus loin en aval	1,7785	1,5185	1,1461	1,7076	1,1761	1,465	0,086
4	Plus loin en aval	1,9638	1,1461	1,3617	1,2788	1,9445	1,539	0,150

Remarque: toutes les variances sont supérieures aux moyennes.

Récapitulation	Statistique
Moyenne	1,544
Médiane	1,458
Variance	0,148

La relation entre la moyenne et la variance dans les dénombrements non transformés est claire (à droite). Bien qu'il n'y ait que quatre points, l'indépendance de la moyenne par rapport à la variance est visible dans le graphique des dénombrements transformés (ci-dessous): la pertinence de la transformation est donc validée. (Des tests non paramétriques peuvent être appliqués lorsque ces statistiques ne sont pas indépendantes.)





Les valeurs du tableau des dénombrements transformés peuvent maintenant être entrées dans un programme de statistique pour effectuer l'analyse de la variance. La forme des données entrées dans les tableaux varie selon les programmes; il n'y a pas de format standard.

La façon dont les données ci-dessus ont été entrées dans Genstat figure ci-après. Seules les données relatives aux *sites* et aux dénombrements *transformés* ont été utilisées pour l'ANOVA. La variable y représente les dénombrements transformés de *Centroptilum* sp.a et les traitements représentent les Sites.

L'analyse de la variance peut être calculée manuellement, mais cela demande beaucoup de temps et c'est particulièrement décourageant lorsque les données sont nombreuses. La plupart des gens utilisent des logiciels spécialisés.

ANOVA manuelle

Site	Dénombrements 1,2,3,4,5,etc.	Nombre de dénombrements	Total	Moyenne
1		n_1	T1	x1
2		n_2	T2	x2
3		n_3	T3	x3
4		n_4	T4	x4
Total		$n = \sum n_i$	$\sum T_i = \sum x$	$\bar{x} = \frac{\sum x}{N}$

Somme des carrés totale: moyenne globale

$$S_t = \sum (x - \bar{x})^2 = \sum (x^2) - \frac{(\sum x)^2}{N}$$

Sommes des carrés entre les échantillons

$$S_2 = \sum \left(\frac{(T_i^2)}{n_i} - \frac{(\sum x)^2}{N} \right) = \left[\frac{T_1^2}{n_i} + \frac{T_2^2}{n_2} + \cdots \frac{T_i^2}{n_i} \right] - \frac{(\sum x)^2}{N}$$

Somme des carrés: variation résiduelle

$$= \sum \left[\sum (x_i^2) - \frac{(T_i^2)}{n_i} \right]$$

Carré moyen:

entre les échantillons **résiduel** *test F (v.r.)*

$$S_2^2 = \frac{S_2}{i\text{-}1} \qquad S_2^2 = \frac{S_2}{N\text{-}i} \qquad F = \frac{S_2^2}{S_1^2}$$

i = nombre de sites (4)
n = nombre de dénombrements (5)
N = nombre total de dénombrements (20)

Saisie de données dans le programme informatique

Site	Dénombrement	Transformé
1	102	2.0086
1	93	1.96848
1	21	1.32222
1	223	2.34830
1	69	1.83885
2	10	1.00000
2	13	1.11394
2	15	1.17609
2	25	1.39794
2	48	1.68124
3	60	1.77815
3	33	1.51851
3	14	1.14613
3	51	1.70757
3	15	1.17609
4	92	1.96379
4	14	1.14613
4	23	1.36173
4	19	1.27875
4	88	1.94448

Analyse de la variance à un critère, sans blocs

Source de variation	d.f.	Somme des carrés	Carré moyen	*v.r.*	prob. *F*
Entre les sites	3	1,0201	0,3400	3,04	0,05
Entre les échantillons (résiduelle)	16	1,7898	0,1119		
Total	**19**	**2,8098**			

d.f.= degrés de liberté; *v.r.*= rapport des variances; prob. *F* = probabilité de la statistique *F*.

L'ANOVA des observations des dénombrements de *Centroptilum* sur les sites de la rivière est présentée ci-dessous. Les estimations de la variance (le carré moyen) sont testées en utilisant le test du rapport de la variance (test *F*) pour établir si les échantillons aléatoires de *Centroptilum* à chaque site sont issus des mêmes populations à distribution normale (mêmes moyennes et variance). Si les variances sont significativement différentes, alors la probabilité *F* montrera que ce n'est pas le cas et on pourra en conclure que la pollution de l'eau par l'insecticide en est probablement la cause. La colonne prob. *F* fournit la probabilité du *v.r.* calculé (3,04) d'être dû au hasard. Dans ce cas, la probabilité *P* est égale à 0,05, ce qui signifie qu'il y a une chance sur 20, soit 5% de chances, que la différence de moyennes au sein de la population soit due au hasard. Ainsi, il y a une différence statistiquement significative de l'abondance de *Centroptilum* sp.a entre les sites d'échantillonnage. L'hypothèse nulle, selon laquelle l'insecticide organophosphoré dans l'eau n'affecte par l'abondance des éphémères, est rejetée. Des seuils de signification plus élevés tels que $P<0,01$ ou $P<0,001$ augmenteraient les chances à 1 sur 100 et à 1 sur 1000, respectivement, et renforceraient la conclusion selon laquelle les organophosphorés ont un impact. (À ce stade, on a accepté le fait qu'il n'y a aucune autre source de pollution le long de cette étendue de rivière.)

Dans l'ANOVA manuelle, on regarde la valeur tabulée de *F* à différents seuils de probabilité (*P*) dans une table (par ex., Pearson et Hartley, 1966). Les degrés de liberté (v_1) entre les sites sont de 3, et ceux (v_2) entre les échantillons sont de 16. Le chiffre tabulaire est comparé avec la valeur calculée (*v.r.*). Si le chiffre tabulé est inférieur au chiffre calculé, l'hypothèse nulle est rejetée au seuil de signification tabulée.

Les conclusions à tirer de ce suivi et des séries ultérieures (étant donné qu'on s'intéresse à la durée de l'impact dans le temps) font appel à des analyses statistiques permettant de rendre compte, avec certitude:

- des effets observés;
- de la vitesse de récupération;
- de la signification biologique globale de l'utilisation de l'insecticide.

Ces informations et ces données aideront à faire des hypothèses sur le fait que l'impact (ou les impacts) observé est acceptable ou non.

FICHE DE TRAVAIL POUR DES STATISTIQUES UTILES

Échantillonnage aléatoire

Ces méthodes se basent sur l'utilisation de tables de nombres aléatoires. Des méthodes identiques sont utilisées si les nombres aléatoires sont générés par une calculatrice ou par un ordinateur. L'exemple utilise la table ci-contre et commence en haut à gauche de la table des nombres aléatoires.

Dans la pratique, un point de départ doit être sélectionné au hasard.

Pour sélectionner des coordonnées aléatoires dans une zone, on peut choisir des paires de nombres aléatoires.

Différentes méthodes	Exemple
1. Pour sélectionner un échantillon dans une population comptant jusqu'à 100 unités, il suffit de choisir des paires de chiffres (avec 00=100), en laissant de côté les nombres trop grands. Pour sélectionner un échantillon dans une population comptant jusqu'à 1000 unités, choisir des triplets de chiffres à affecter à l'échantillon.	Pour sélectionner un échantillon de 10 unités dans une population de 65 unités, choisir des paires de chiffres en laissant de côté les nombres > 66. La séquence est 3 2 1 6 6 4 3 5 6 9 0 3 1 5 2 2 8 1 6 5 6 8 1 7 7 8 9 0 6 0 9 4 ... Les unités échantillonnées sont 32, 16, 64, 35, (laisser de côté 69), 3, 15, 22,(laisser de côté 81), 65, (laisser de côté 68), 17, 60.
2. Pour éviter de "gaspiller" trop de chiffres, la méthode au point 1 ci-dessus peut être modifiée. Si la taille de la population est inférieure à 200 unités, on peut soustraire 200 et choisir un nombre entre 1 et 200 (au lieu de le choisir entre 201 et 400). De même pour les choix entre 401 et 600, ou entre 601 et 800, ou encore entre 801 et 1000. Si la taille de la population est inférieure à 300 unités, on peut soustraire 300 ou 600 et choisir un nombre entre 1 et 300 (au lieu de le choisir entre 301 et 600 ou entre 601 et 900). Les choix entre 901 et 1000 sont laissés de côté.	Pour sélectionner un échantillon dans une population de 175 unités, le nombre arrondi maximum, à savoir 200 (ou 400, 600, 800), peut être soustrait des triplets supérieurs à 200. Les triplets en séquence sont 321 664 356 903 152 281 656 817 789 060 944… Les unités échantillonnées sont 121 64 156 103 152 81 56 17 (laisser de côté 789 et 189) 60 144...

Conseil: *Copiez les méthodes de l'"Échantillonnage aléatoire" et de l'"Allocation aléatoire des traitements" à droite du livre si vous utilisez une table des nombres aléatoires sur le terrain.*

Table des nombres aléatoires

(les deux premier rangs correspondent à l'exemple de la page suivante)

3	2	1	6	6	4	3	5	6	9
0	3	1	5	2	2	8	1	6	5
6	8	1	7	7	8	9	0	6	0
9	4	2	5	0	6	4	6	9	5
8	6	6	1	8	6	7	2	0	9
9	0	2	0	6	3	1	1	3	5
8	4	1	0	4	9	4	7	0	2
3	5	2	4	5	0	0	0	4	0
8	5	4	3	2	1	2	2	3	6
6	0	6	1	8	7	0	9	2	8
6	8	0	8	4	1	0	0	2	2
0	2	2	1	0	7	1	7	0	1
0	5	9	6	4	1	9	0	2	5
2	0	4	5	8	7	2	1	5	7
2	3	1	0	0	7	2	1	8	4
6	4	7	5	6	3	5	0	1	1
8	9	4	5	8	5	6	0	9	8
3	1	4	1	0	5	4	5	1	3
4	6	8	1	7	3	1	1	1	7
5	1	1	7	4	6	1	9	2	7
8	0	6	8	1	8	9	2	9	4
5	4	8	5	1	2	9	2	0	6
9	5	9	1	5	6	5	7	6	8
6	1	0	8	0	5	3	1	2	3
7	4	5	1	8	9	5	2	4	1
7	8	5	2	2	9	3	3	0	6
2	6	0	7	7	7	6	2	8	3
0	3	6	3	0	5	9	8	6	1
7	8	7	2	0	6	8	4	6	7
5	2	7	4	1	6	9	6	1	1
3	9	2	2	7	9	8	2	3	4
6	6	7	8	2	6	0	7	4	5
8	5	6	1	2	8	9	5	6	8
7	6	8	0	4	0	9	8	9	7
3	6	4	8	0	7	9	0	6	6
9	3	0	4	3	4	8	1	7	7
3	2	4	7	8	1	6	8	2	3
5	2	7	0	7	3	6	3	9	9
3	2	8	6	6	3	6	7	5	2
7	7	3	5	7	6	1	5	5	9
6	9	0	5	5	3	0	7	2	5
2	5	4	9	3	3	7	3	4	9
7	3	1	0	6	3	1	5	1	2
9	3	0	4	8	5	4	9	6	7
3	5	9	5	8	3	9	3	9	0
5	3	6	0	8	0	8	5	7	1
8	6	9	2	1	5	4	4	8	7
5	3	0	4	7	9	9	7	4	5
1	8	4	2	6	9	0	1	1	1
8	9	3	8	7	9	5	2	3	1
5	8	3	6	7	1	6	6	7	4
3	3	4	8	3	8	3	2	1	2

Allocation aléatoire des traitements

Les deux premières méthodes ci-dessous se basent sur l'utilisation de tables de nombres aléatoires. Des méthodes identiques sont utilisées si les nombres aléatoires sont générés par une calculatrice ou par un ordinateur. Les exemples commencent en haut à gauche des tables de nombres aléatoires dans les méthodes d'"Échantillonnage aléatoire".

Dans la pratique, un point de départ doit être sélectionné au hasard.

Méthodes différentes	**Exemple**
1. Pour une allocation aléatoire de huit traitements, on choisit un chiffre aléatoire à la fois, en laissant de côté 0 et 9, ainsi que toutes les répétitions.	La séquence est 3 2 1 6 6 4 3 5 6 9 0 3 1 5 2 2 8;1 L'allocation est 3 2 1 6 - 4 - 5 - - - - - - - - 8 7;1 (Le signe - indique que le chiffre est laissé de côté car il correspond à la répétition d'un traitement déjà choisi ou à 0 ou 9. Le 7 en fin de série peut être choisi étant donné que c'est le dernier traitement restant.)
2. Pour une allocation aléatoire de trois traitements, la méthode au point 1 ci-dessus peut être modifiée pour éviter de "gaspiller" trop de chiffres. Les chiffres 1, 2 et 3 donnent le traitement 1; les chiffres 4, 5 et 6, le traitement 2; les chiffres 7, 8 et 9, le traitement 3. Le chiffre 0 est laissé de côté. Remarquez qu'un même nombre de chiffres doit être alloué à chaque traitement.	La séquence est 3 2 1 6; 6 4 3; 5 6 9; 0 3 1 5 L'allocation est 1- - 2 3; 2 - 1 3; 2 - 3 1; - 1 - 2 3; (Le signe - indique que le chiffre est laissé de côté car il correspond à la répétition d'un traitement déjà choisi ou à 0. Le dernier traitement de chaque groupe peut être choisi sans utiliser les nombres aléatoires étant donné que c'est le dernier traitement restant.)
3. Cette méthode alloue *n* traitements en utilisant une feuille de calcul sur un ordinateur (ou une calculatrice). Générez *n* nombres aléatoires dans la colonne 1, l'autre colonne comportant les nombres de 1 à *n*. Triez les deux colonnes et les nombres de 1 à *n* se retrouveront dans un ordre aléatoire.	Pour allouer cinq traitements, on a généré les cinq nombres aléatoires suivants: .321.166 .435 .690 .315 1 2 3 4 5 Le tri donne: .166 .315 .321 .435 .690 2 5 1 3 4, le dernier rang correspondant à l'ordre d'allocation des traitements aux unités.

Calcul de l'écart-type (SD)

L'écart-type est une mesure de la variation aléatoire. De nombreuses calculatrices scientifiques effectueront ce calcul statistique sans passer par les étapes décrites ci-dessous. (Le bouton correspondant sur la calculatrice est souvent affecté du symbole s ou s or $s_{(n-1)}$ or $\mathrm{SD}_{(n-1)}$.)

Les données représentent le nombre de larves de lépidoptères échantillonnés (sur neuf sites).

Site	Nombre de larves	Site	Nombre de larves
A	13	F	68
B	13	G	86
C	10	H	6
D	9	I	44
E	45		

La formule de l'écart-type est:

$$\mathrm{SD} = \sqrt{\frac{\sum (x - \text{moyenne})^2}{n-1}}$$

où x est une valeur des données, n le nombre d'unités et $\sum$ le signe de sommation (addition). Une formule alternative, peut-être plus facile à calculer est:

$$\mathrm{SD} = \sqrt{\frac{\sum x^2 - \frac{(\sum x)^2}{n}}{n-1}}$$

Le calcul de SD utilisant la seconde formule est présenté ci-dessous.

Méthode	Exemple
1. Calculer $\sum x$ $(= \alpha)$	$13 + 13 + 10 + \ldots + 44 = 294$
2. Calculer $\sum x^2$ $(= \beta)$	$13^2 + 13^2 + 10^2 + \ldots + 44^2 =$ $169 + 169 + 100 + \ldots 1936 = 16536$
3. Calculer $\beta - \frac{\alpha^2}{n}$ $(= \gamma)$	$16536 - \frac{294 \times 294}{9} = 6932$
4. Calculer la variance $= \frac{\gamma}{n-1}$	$\frac{6932}{8} = 866.5$
4. Calculer $\mathrm{SD} = \sqrt{\text{Variance}}$	$\sqrt{866.5} = 29.4$

Test U de Mann-Whitney pour comparer deux échantillons

Les données suivantes représentent le nombre de larves de lépidoptères sur neuf sites non traités et sept sites traités. Ces données ne remplissent pas les conditions nécessaires pour utiliser un test statistique paramétrique standard; la variance des échantillons pour les deux traitements, par exemple, est différente.

Traités	10	2	10	1	0	4	7		
Non traités	13	13	10	9	45	68	86	6	44

Méthode	**Exemple**
1. Trier toutes les données, en marquant (soulignant) celles provenant des sites traités.	0 1 2 4 6 7 9 10 10 10 13 13 44 45 68 86
2. Affecter des rangs aux données (par ex. 1ère, 2e, 3e, etc.)	1 2 3 4 5 6 7 9 9 11 11 13 14 15 16
3. Additionner les rangs soulignés (= S)	1 + 2 + 3 + 4 + 6 + 9 + 9 = 34
4. Calculer $U_1 = S - (\frac{1}{2} \times n_1 \times (n_1 + 1))$ où n_1 est la taille de l'échantillon pour l'échantillon souligné (traité)	$U_1 = 34 - \frac{1}{2}(\times 7 \times 8) = 34 - 28 = 6$
5. Déterminer U en tant que la valeur la plus petite de U_1 et $(n_1 \times n_2) - U_1$ (où n_2 est la taille de l'échantillon pour l'échantillon non souligné).	$U_1 = 6$ et $(n_1 \times n_2) - U_1 = (7 \times 9) - 6 = 57$ donc , U = 6
6. Comparer la valeur avec les tables (voir page 86)	Les valeurs tabulées pour $n_1 = 7$ et $n_2 = 9$ sont de 12 (niveau de signification de 5%). La valeur calculée, U = 6 est inférieure à ce chiffre, ce qui indique une différence significative entre les deux groupes (P<0,05).
7. Interpréter les résultats	Il existe une différence significative entre l'abondance de larves de lépidoptères dans les sites traités et non traités, un moins grand nombre étant capturé dans les sites traités.

Test *t* de Student pour comparer deux échantillons

Les données de cet exemple sont les mêmes que celles utilisées pour le test U de Mann-Whitney, sauf qu'elles ont été transformées en utilisant le log e (1 + nombre de larves) afin d'obtenir les mêmes écarts-types pour les deux groupes et des distributions symétriques. Par exemple, un dénombrement de 10 larves devient $\log_e$ (1 + 10) = $\log_e$ (11) = 2,40

Dénombrements	Traités	10 2 10 1 0 4 7
	Non traités	13 13 10 9 45 68 86 6 44
Dénombrements transformés	Traités	2.40 1.10 2.40 0.69 0.00 1.61 2.08
	Non traités	2.64 2.64 2.40 2.30 3.83 4.23 4.47 1.95 3.81

Méthode	Exemple
1. Calculer les moyennes (m_1 et m_2) et les écarts- types (SD_1 et SD_2) pour chaque groupe.	m_1 = 1.47; SD_1 = 0.915; n_1 = 7 m_2 = 3.14; SD_2 = 0.939; n_2 = 9
2. Calculer l'écart-type moyen. $SD=\sqrt{\frac{((n_1-1)\times SD_1^2)+((n_2-1)\times SD_2^2)}{n_1+n_1-2}}$	$SD=\sqrt{\frac{(6\times 0.915^2)+(8\times 0.939^2)}{14}}$ = 0.929
3. Calculer la différence entre les deux moyennes ($m_1 - m_2$).	Différence = 1.47 - 3.14 = -1.67
4. Calculer l'erreur type pour la différence $SED= SD \times\sqrt{\frac{1}{n_1}+\frac{1}{n_2}}$	$SED= 0.929 \times\sqrt{\frac{1}{7}+\frac{1}{9}}$ = 0.468
5. Calculer $t=\frac{m_1 - m_2}{SED}$ et (en ignorant tout signe moins) comparer avec la valeur tabulée, $t_{0,05}$ pour $n_1 + n_2 - 2$) d.f. (voir page 85)	$t=\frac{-1.67}{0.468}$ = 3.57 (en ignorant le signe moins) Cette valeur est plus grande que la valeur tabulée pour 14 d.f. ($t_{0,05}$ = 2,14; $t_{0,01}$ = 2,98) par conséquent, la différence est significative du point de vue statistique (P<0,01).
6. Interpréter les résultats à l'aide d'un intervalle de confiance (différence ± $t_{0,05}$ x SED)	Un intervalle de confiance de 95% pour la 'vraie' différence est -1,67 ± (2,14 x 0,468), c'est ± dire -2,67 ± -0,67. Par conséquent le nombre de larves dans les sites traités est inférieur d'environ 1,67± 1,00* (sur une échelle logarithmique) au nombre de larves dans les sites non traités.

*L'interprétation de ce chiffre lorsque les données sont de nouveau transformées pour retrouver l'échelle d'origine est difficile. Mais les moyennes 1,47 et 3,14 peuvent être de nouveau transformées pour donner 3,3 et 22,1 larves, respectivement. Les intervalles de confiance peuvent aussi être "de nouveau transformés".

Corrélation et régression linéaire

Le coefficient de corrélation r mesure l'association linéaire entre deux variables. De nombreuses calculatrices scientifiques effectueront ce calcul statistique sans passer par les étapes décrites ci-dessous. La régression linéaire estime la "meilleure" ligne droite (Y = a + b.X) correspondant à la relation.

Les données sont issues d'une étude sur la relation entre le taux de DDE présent dans les œufs d'oiseaux et l'épaisseur de leurs coquilles.

Taux de résidu de DDE (X) (ppm en poids sec)	0	10	20	33	40	65	69	70	83	90	91	140	151	175	190	240
Épaisseur des coquilles (mm) (Y)	.25	.225	0,23	0,238	0,241	0,223	0,227	0,23	0,225	0,23	0,233	0,208	0,2	0,218	0,21	0,195

Il existe des programmes informatiques et des calculatrices qui permettent d'éviter le recours au calcul manuel. Les colonnes contenant des statistiques de base ci-dessous ont été générées par MS Excel.

Méthode des moindres carrés

1. Tracer un graphique à l'aide des données pour vérifier si l'hypothèse d'une ligne droite est raisonnable.
2. Calculer les moyennes de X et de Y; les écarts par rapport à la moyenne

   $x = X - \overline{X}$ $\quad y = Y - \overline{Y}$

   et les carrés et produits croisés des écarts (x^2, y^2 and xy).

	DDE	mm	Écart par rapport à la moyenne		Carré des écarts		Produit des écarts
	X	Y	x	y	x^2	y^2	xy
	0	0,250	-91,6875	0,0260625	8406,597656	0,000679254	-2,389605469
	10	0,225	-81,6875	0,0010625	6672,847656	1,12891E-06	-0,086792969
	20	0,230	-71,6875	0,0060625	5139,097656	3,67539E-05	-0,434605469
	33	0,238	-58,6875	0,0140625	3444,222656	0,000197754	-0,825292969
	40	0,241	-51,6875	0,0170625	2671,597656	0,000291129	-0,881917969
	65	0,223	-26,6875	-0,0009375	712,2226563	8,78906E-07	0,025019531
	69	0,227	-22,6875	0,0030625	514,7226563	9,37891E-06	-0,069480469
	70	0,230	-21,6875	0,0060625	470,3476563	3,67539E-05	-0,131480469
	83	0,225	-8,6875	0,0010625	75,47265625	1,12891E-06	-0,009230469
	90	0,230	-1,6875	0,0060625	2,84765625	3,67539E-05	-0,010230469
	91	0,233	-0,6875	0,0090625	0,47265625	8,21289E-05	-0,006230469
	140	0,208	48,3125	-0,0159375	2334,097656	0,000254004	-0,769980469
	151	0,200	59,3125	-0,0239375	3517,972656	0,000573004	-1,419792969
	175	0,218	83,3125	-0,0059375	6940,972656	3,52539E-05	-0,494667969
	190	0,210	98,3125	-0,0139375	9665,347656	0,000194254	-1,370230469
	240	0,195	148,3125	-0,0289375	21996,59766	0,000837379	-4,291792969
Somme	1467	3,583			72565,4375	0,003266938	-13,1663125
Moyenne	91,6875	0,224					
Racine carrée					269,379732	0,057157677	

3. Calculer b (la pente)

$$b = \frac{\sum_{i=1}^{n} (X_i - \bar{X})(Y_i - \bar{Y})}{\sum_{i-1}^{n} (X_i - \bar{X})^2} = \frac{\Sigma xy}{\Sigma x^2} = \frac{-13,1663125}{72565,4375} = -0,0001814$$

4. Calculer a (l'ordonnée à l'origine) d'après $Y = a + b.X$ $\left\{ \begin{array}{l} a = \quad Y \quad - (b \times X) \\ a = 0,2239375 - (-0.0001814 * 91,6875) \end{array} \right\} = 0,24$

   (Voir Figure 2.3.)

5. Calculer le coefficient de corrélation linéaire simple r en utilisant la formule

$$r = \frac{(\Sigma xy)}{\left(\sqrt{\Sigma x^2}\right) \times \left(\sqrt{\Sigma y^2}\right)}$$

{r = (13,1663125/269,379732 * 0,057157677) = -0,855}

La valeur -0,86 de r étant proche de -1, les résidus de DDE dans les œufs et l'épaisseur des coquilles d'œufs chez l'autour africain sont solidement et négativement corrélés - plus le taux de résidu est élevé, plus l'épaisseur des coquilles diminue.

Corrélation de rang de Spearman

Le coefficient de rang de Spearman ne requiert pas la condition de normalité, qui est nécessaire pour la validité des tests de signification dans le calcul du coefficient de corrélation paramétrique de Pearson. La méthode fournie ci-dessous pour calculer le coefficient de corrélation de rang de Spearman utilise certaines données sur le taux de résidu de DDE et sur l'épaisseur des coquilles d'œufs de l'autour africain précédemment utilisées (voir la fiche de travail Corrélation et régression linéaire et page 81).

Données: corrélation entre le taux de résidu de DDE dans les œufs et l'épaisseur des coquilles d'œufs chez l'autour africain.

DDE (X) (ppm) dans les œufs	0	20	40	70	90	140	190
Épaisseur des coquilles d'œufs (Y) (mm)	0,250	0,230	0,241	0,230	0,230	0,208	0,210

Méthode

1. Affecter un rang séparément aux variables X et Y.
2. Pour chaque unité, calculer la différence entre les deux rangs (d) et élever ces différences au carré (d^2).
3. Calculer la somme de d^2, $T = Ed^2$
4. Calculer la corrélation de Spearman

$$r = 1 - \frac{6T}{n^3 - n}$$

5. Comparer avec les valeurs du coefficient de corrélation dans les tables et interpréter les résultats.

Exemple

DDE		mm			
X	Rang	Y	Rang	d	d^2
0	1	0.250	1	0	0
20	2	0.230	4	-2	4
40	3	0.241	2	1	2
70	4	0.230	4	0	0
90	5	0.230	4	1	1
140	6	0.208	7	-1	1
190	7	0.210	6	1	1
				Somme	T = 9

$$r = 1 - \frac{6 \times 9}{7^3 - 7} = 0.84$$

Coefficient = 0.786 pour $P = 0.05$
= 0.929 pour $P = 0.01$

(Nombre de paires = 7)
Significatif à un niveau de 5%

Test du χ^2 pour les tableaux de contingence

Les données de cet exemple sont issues d'une étude sur l'effet d'un traitement du sol (jusqu'à 3 m de hauteur) sur la hauteur des perchoirs de lézards (voir Tableau 2.3).

Nombre d'applications du traitement	Nombre total de perchoirs de lézards	Nombre de perchoirs < 3 m	Nombre de perchoirs ≥ 3 m	Pourcentage de perchoirs ≥ 3 m
Aucune	197	190	7	3,6
Deux	105	99	6	5,7
Plus de deux	126	110	16	12,7
Total	**428**	**399**	**29**	**6.8**

Les principales données sont contenues dans un tableau de contingence 3 x 2 correspondant à trois fréquences de traitement et à deux hauteurs, ce qui donne six "cellules" avec les valeurs observées dans la zone colorée du tableau.

La formule pour un test du χ^2 est:

$$\chi^2 = \sum \frac{(\text{Observé} - \text{Estimé})^2}{\text{Estimé}}$$

où les valeurs estimées sont calculées en supposant que le nombre d'applications du traitement n'a pas d'effet, et les valeurs des six cellules sont additionnées.

Méthode	Exemple
1. Calculer la valeur probable pour chaque cellule suivant la formule suivante: Estimé = $\frac{\text{total de la rangée x total de la colonne}}{\text{total global}}$	Valeur probable, c'est-à-dire Pas de traitement, ≥3 m = 197 x 29/428 = 13,3 (= 6,8% de 197) Les valeurs pour les 6 cellules sont 183,7 13,3 / 97,9 7,1 / 117,5 8,5
2. Calculer (Observé - Estimé) pour chaque cellule.	Les valeurs pour les 6 cellules sont 6,3 -6,3 / 1,1 -1,1 / -7,5 7,5
3. Calculer $\chi^2 = \sum \frac{(\text{Observé} - \text{Estimé})^2}{\text{Estimé}}$	χ^2 = 6,32/183,7 + (-6,3)2/13,3 + 1,12/97,9 + (-1,1)2/7,1 + (-7,5)2/117,5 + 7,52/8,5 = 10,5
4. Comparer χ^2 avec la valeur des tables (voir page 85) (avec (r - 1) x (c-1) degrés de liberté, où r et c sont le nombre de rangées et de colonnes, respectivement.)	La valeur de la table pour 2 d.f. (= (3-1) x (2-1)) au niveau de probabilité de 5% est $\chi^2_{0,05}$= 5,99 ; $\chi^2_{0,01}$= 9,21 La valeur calculée de 10,5 est plus élevée que ces valeurs, par conséquent, l'association entre la hauteur des perchoirs et le nombre de traitements est significatif du point de vue statistique (P<0,01).
5. Interpréter les résultats.	La proportion de perchoirs de lézards au-dessus de 3 m s'accroît avec un nombre accru de traitements.

ANNEXE DES TABLES STATISTIQUES

Test t de Student et test du χ^2

Coefficients de corrélation de Pearson et de Spearman

Degrés de liberté	Test t de Student		Test du χ^2		Nombre de paires	Pearson (normale)		Spearman (rangs)	
	P = 0.05	*P* = 0.01	*P* = 0.05	*P* = 0.01		*P* = 0.05	*P* = 0.01	*P* = 0.05	*P* = 0.01
1	12.71	63.66	3.84	6.63	1	-	-	-	-
2	4.30	9.92	5.99	9.21	2	-	-	-	-
3	3.18	5.84	7.81	11.34	3	0.997	1.000	-	-
4	2.78	4.60	9.49	13.28	4	0.950	0.990	-	-
5	2.57	4.03	11.07	15.09	5	0.878	0.959	1.000	-
6	2.45	3.71	12.59	16.81	6	0.811	0.917	0.886	1.000
7	2.36	3.50	14.07	18.48	7	0.756	0.875	0.786	0.929
8	2.31	3.36	15.51	20.09	8	0.707	0.834	0.738	0.881
9	2.26	3.25	16.92	21.67	9	0.666	0.798	0.700	0.833
10	2.23	3.17	18.31	23.21	10	0.632	0.765	0.649	0.794
11	2.20	3.11	19.68	24.73	11	0.602	0.735	0.618	0.755
12	2.18	3.05	21.03	26.22	12	0.576	0.708	0.587	0.727
13	2.16	3.01	22.36	27.69	13	0.553	0.684	0.560	0.703
14	2.14	2.98	23.68	29.14	14	0.532	0.661	0.539	0.679
15	2.13	2.95	25.00	30.58	15	0.514	0.641	0.521	0.654
16	2.12	2.92	26.30	32.00	16	0.497	0.623	0.503	0.635
17	2.11	2.90	27.59	33.41	17	0.482	0.606	0.488	0.618
18	2.10	2.88	28.87	34.81	18	0.468	0.590	0.472	0.600
19	2.09	2.86	30.14	36.19	19	0.456	0.575	0.460	0.584
20	2.09	2.85	31.41	37.57	20	0.444	0.561	0.447	0.570
25	2.06	2.79	37.65	44.31	25	0.396	0.505	0.398	0.511
30	2.04	2.75	43.77	50.89	30	0.361	0.463	0.362	0.467
35	2.03	2.72	49.80	57.34	35	0.334	0.430	0.335	0.433
40	2.02	2.70	55.76	63.69	40	0.312	0.403	0.313	0.405
45	2.01	2.69	61.66	69.96	45	0.294	0.380	0.295	0.382
50	2.01	2.68	67.50	76.15	50	0.279	0.361	0.279	0.363
60	2.00	2.66	79.08	88.38	60	0.254	0.330	0.255	0.331
70	1.99	2.65	90.53	100.43	70	0.235	0.306	0.234	0.307
80	1.99	2.64	101.88	112.33	80	0.220	0.286	0.220	0.287
90	1.99	2.63	113.15	124.12	90	0.207	0.270	0.207	0.271
100	1.98	2.63	124.34	135.81	100	0.197	0.257	0.197	0.257

Test U de Mann-Whitney: valeurs seuils de U pour un test bilatéral avec *P* = 0,05

n_1 \ n_2	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20
2	-																		
3	-	-																	
4	-	-	0																
5	-	0	1	2															
6	-	1	2	3	5														
7	-	1	3	5	6	8													
8	0	2	4	6	8	10	13												
9	0	2	4	7	10	12	15	17											
10	0	3	5	8	11	14	17	20	23										
11	0	3	6	9	13	16	19	23	26	30									
12	1	4	7	11	14	18	22	26	29	33	37								
13	1	4	8	12	16	20	24	28	33	37	41	45							
14	1	5	9	13	17	22	26	31	36	40	45	50	55						
15	1	5	10	14	19	24	29	34	39	44	49	54	59	64					
16	1	6	11	15	21	26	31	37	42	47	53	59	64	70	75				
17	2	6	11	17	22	28	34	39	45	51	57	63	69	75	81	87			
18	2	7	12	18	24	30	36	42	48	55	61	67	74	80	86	93	99		
19	2	7	13	19	25	32	38	45	52	58	65	72	78	85	92	99	106	113	
20	2	8	14	20	27	34	41	48	55	62	69	76	83	90	98	105	112	119	127

Plus de nombres aléatoires

32	16	64	35	69	03	15	22	81	65	68	17	78	90	60	94	40	76	43	95
91	50	53	94	09	37	29	05	22	93	05	60	72	05	38	90	10	61	94	32
65	95	52	85	98	07	35	64	52	51	53	49	15	32	51	88	19	55	49	63
75	93	67	49	81	22	25	02	92	67	10	96	99	41	96	49	00	80	22	42
08	89	85	92	89	95	91	80	61	03	98	71	58	72	88	67	86	10	26	91
73	77	19	68	49	28	48	95	41	65	85	60	38	29	57	07	97	20	71	05
54	52	88	27	05	55	24	78	18	00	71	97	62	87	56	65	83	74	79	30
32	56	68	15	73	94	09	87	75	19	65	64	18	66	56	40	01	06	03	13
10	16	17	75	21	35	37	71	75	87	92	74	37	86	89	71	51	07	12	48
14	52	25	25	76	97	65	42	85	30	36	65	01	69	47	94	66	96	52	38
01	66	16	63	70	33	50	56	09	72	67	15	52	16	81	20	56	89	12	75
54	72	11	99	30	66	76	39	67	91	71	79	37	98	09	49	04	12	25	64
88	91	00	32	88	51	43	47	88	76	16	99	52	19	93	41	41	99	45	11
44	79	42	77	67	66	56	99	59	78	70	56	36	55	66	57	70	35	98	70
06	85	29	90	78	98	28	83	80	55	24	27	74	59	91	78	75	38	72	96
13	31	19	57	99	41	50	65	98	88	13	20	46	29	27	38	85	77	37	85
98	09	10	19	84	71	24	93	50	75	98	40	93	07	82	59	29	23	63	47
30	72	27	90	46	16	19	49	78	64	21	70	48	27	28	35	56	95	21	03
81	29	07	44	83	84	49	19	80	60	44	07	70	87	65	42	52	42	36	47
18	07	57	28	84	66	33	38	25	55	43	49	65	43	93	38	18	84	87	57
11	08	62	67	82	76	25	03	07	95	43	67	14	96	03	14	67	75	07	09
77	12	29	40	97	49	87	67	85	64	43	64	80	07	12	64	79	20	85	63
60	53	30	65	32	62	92	48	58	91	58	40	55	67	95	53	80	70	41	93
28	27	39	92	53	90	19	51	29	42	01	81	65	84	15	09	89	74	39	19
23	44	27	43	50	65	38	27	16	21	37	93	38	12	77	61	96	85	35	96
51	07	07	81	76	50	45	82	59	46	33	76	31	53	78	44	12	91	29	67
11	06	88	60	66	01	39	56	79	05	40	82	21	18	14	50	52	97	95	86
64	27	45	41	52	28	08	84	39	68	19	48	75	21	32	01	12	16	81	29
76	54	43	10	62	21	13	44	54	70	68	37	82	11	21	93	62	69	37	21
84	61	38	04	24	52	36	39	29	21	41	93	63	29	80	93	58	01	72	82
46	97	95	66	45	31	85	84	39	69	18	28	56	78	93	40	70	74	95	14
26	19	31	32	19	18	17	63	39	83	38	52	96	02	37	20	34	61	44	28
63	10	28	91	13	63	70	24	36	57	34	80	61	53	46	93	26	97	46	66
92	37	36	03	76	95	79	61	88	16	76	04	19	63	74	18	66	06	32	89
42	57	03	10	49	11	55	90	70	35	87	65	56	68	66	52	58	81	38	69
96	50	43	59	93	93	92	27	82	31	21	37	14	23	81	88	57	15	08	02
42	89	92	36	24	25	12	82	21	55	57	37	02	60	82	06	77	54	46	52
81	10	56	32	80	92	77	17	04	32	30	70	31	11	36	72	41	95	31	43
44	98	08	74	01	81	09	19	64	89	26	46	35	49	37	06	74	97	28	13
61	70	28	08	33	37	25	84	05	11	61	47	11	88	91	06	43	90	18	43
50	34	51	74	66	01	38	54	29	57	94	10	56	75	84	89	46	02	92	94
68	39	16	74	07	90	34	74	30	07	80	85	35	16	70	21	56	52	15	40
83	83	71	56	68	35	60	56	72	23	01	44	36	91	90	70	23	59	93	34
19	87	48	22	22	49	58	81	34	37	98	91	78	76	78	17	29	79	95	15
15	14	38	88	65	19	55	45	52	43	53	58	17	31	48	89	16	42	19	70
86	25	00	02	58	30	63	71	24	76	07	38	82	76	23	98	67	15	59	75
88	79	26	35	86	77	87	96	28	91	83	18	48	29	08	31	70	25	03	14
90	36	89	63	85	05	03	62	07	10	32	03	32	96	52	66	42	07	52	11
68	87	14	67	13	02	89	03	65	36	02	58	22	09	19	95	37	80	50	80
00	76	77	35	85	12	01	72	53	40	03	71	54	07	97	78	23	37	88	08

PRÉCAUTIONS D'UTILISATION ET DE MANIPULATION DES PESTICIDES ET DES RÉACTIFS CHIMIQUES

3

John R. Cox[1]

Natural Resources Institute, University of Greenwich at Medway, Central Avenue, Chatham Maritime, Kent ME4 4TB, Royaume-Uni.

INTRODUCTION

Les chapitres de ce manuel traitent des techniques utilisées pour évaluer l'impact des pesticides sur la faune sauvage et les autres composantes de l'environnement, et ils mentionnent l'utilisation de diverses substances chimiques pour nettoyer le matériel d'échantillonnage ou pour conserver les échantillons recueillis. Il faut garder à l'esprit que la plupart de ces pesticides et un grand nombre de ces substances chimiques sont des produits dangereux qui doivent être traités comme tels. Ce chapitre fournit des conseils élémentaires sur les propriétés d'une liste de substances chimiques (Tableau 3.1) sur les procédures à respecter pour une utilisation sûre, et aussi sur la manipulation soit des pesticides eux-mêmes soit des matériaux contaminés.

Certains de ces réactifs sont utilisés seuls ou en mélange pour préparer des réactifs portant un nom, par ex. le liquide de Gilson. Lorsqu'on manipule ces substances chimiques (ou d'autres produits), il faut toujours porter une blouse de laboratoire, une combinaison ou d'autres vêtements de protection et ne pas manger, fumer ni boire pendant l'opération.

Tableau 3.1 Produits chimiques autres que les pesticides dont l'emploi est suggéré dans ce manuel

Solvants	Acides	Réactifs généraux
Éthanol	Nitrique	Chlorure de mercure
Acétone	Acétique	Formol (solution de formaldéhyde)
Xylène	Picrique	Lactophénol
Méthanol		Glycérol
		Gel de silice
		Liquide de Gilson

SOLVANTS

- L'éthanol, le méthanol, l'acétone et le xylène sont tous des produits inflammables et doivent être tenus éloignés de flammes nues ou d'autres sources d'ignition à la vapeur. **Ne fumez pas lorsque vous manipulez ces produits.**
- Les vapeurs émanant de ces solvants peuvent être nocives et ne doivent pas être inhalées. Les opérations dans lesquelles interviennent des solvants doivent se dérouler dans des zones bien aérées ou à l'extérieur. Il est à noter que l'utilisation du **xylène** requiert des précautions particulières car c'est une substance potentiellement cancérigène.
- Il faut éviter de renverser ces produits sur la peau et porter des gants résistants aux solvants (en caoutchouc nitrile) lorsqu'on les manipule. Le xylène est particulièrement nocif quand il est absorbé par la peau et toutes les zones touchées doivent être immédiatement lavées à fond au savon et à l'eau.
- Si des émanations de solvants atteignent les yeux, ou si les yeux reçoivent des éclaboussures de solvants, rincez bien avec de l'eau. En cas d'éclaboussure, consultez un médecin.

[1]Adresse: 42 Boughton Lane, Maidstone, Kent ME15 9QP, R-U. john_coxuk@btopenworld.com

AVERTISSEMENT

L'éthanol et le méthanol ont des propriétés toxiques notoires et, sous leur forme concentrée, ils peuvent être particulièrement nocifs. Conservez l'éthanol et le méthanol sous clé pour empêcher tout mésusage.

LES ACIDES

- L'acide acétique et l'acide nitrique sont des liquides: l'acide acétique glacial en principe est pur à plus de 99 %; l'acide nitrique concentré l'est en principe à 68-72%.
- Tous deux sont des substances corrosives qui peuvent provoquer des brûlures sur la peau; utilisez toujours des gants résistants à l'acide (caoutchouc nitrile) lorsque vous manipulez ces produits. Les yeux sont particulièrement vulnérables s'ils reçoivent des éclaboussures; il faut porter des lunettes de protection dans la mesure du possible.
- **L'acide picrique est un solide, qui doit être conservé humide en toutes circonstances; sec, il peut devenir explosif.**
- La solution d'acide picrique est également corrosive et nocive pour les yeux, et elle passe à travers la peau qui l'absorbe. Portez toujours des gants de caoutchouc nitrile lorsque vous manipulez cette substance et portez aussi des lunettes de protection ou des lunettes à coques.
- Quels que soient les acides, la peau atteinte doit être immédiatement rincée à fond à l'eau. Les vêtements touchés doivent être ôtés et trempés dans l'eau.
- Les émanations d'acide acétique et d'acide nitrique sont irritantes et si le système respiratoire y est exposé, il peut en résulter des lésions; n'utilisez ces produits que dans une zone bien aérée ou à l'extérieur.
- En cas d'ingestion par inadvertance, boire de l'eau en abondance et consulter un médecin immédiatement.
- L'acide renversé sur les plans de travail doit être soigneusement traité à grande eau; son mélange à du sable ou de la terre peut également aider à le contenir. Lorsque de grandes quantités d'acide sont renversées, on peut les neutraliser en y ajoutant du carbonate de sodium en poudre solide.
- Lors des préparations de solutions d'acide dilué, ajoutez toujours l'acide à l'eau, jamais l'eau à l'acide.

LES RÉACTIFS GÉNÉRAUX

La solution de formaldéhyde

- La solution de formaldéhyde (formol) contient généralement 37 à 41% de formaldéhyde et 11-14% de méthanol. C'est une solution inflammable dont la vapeur est irritante pour les yeux et le système respiratoire. Tout produit renversé sur la peau doit être traité à l'eau courante; si les yeux sont atteints par des émanations, il faut les rincer à l'eau. La solution de formaldéhyde doit être utilisée dans une zone bien aérée. Attention à ne pas inhaler de vapeurs directement. Elle est également cancérigène et par conséquent, il faut prendre toutes les précautions possibles lorsqu'on l'utilise.
- En cas d'ingestion de cette solution, il faut boire de grandes quantités d'eau et consulter un médecin.
- C'est une solution irritante pour la peau, sur laquelle elle a un effet durcissant. Il faut donc porter des gants résistants aux solvants (caoutchouc nitrile) lorsqu'on en manipule.

Le liquide de Gilson

Le liquide de Gilson est composé de 100 ml d'éthanol à 80%, de 880 ml d'eau distillée, de 15 ml d'acide nitrique à 80%, de 18 ml d'acide acétique glacial et de 20 g de chlorure de mercure. Il faut faire attention lorsque l'on prépare ce réactif, car il est corrosif, toxique et irritant; les propriétés de chacune des substances chimiques qui entrent dans sa préparation sont abordées dans une autre partie de ce chapitre.

Le chlorure de mercure

- Les sels de **mercure sont un poison** et doivent être traités avec la plus grande précaution. Il faut éviter la contamination de la peau et des yeux, et les endroits atteints doivent être immédiatement rincés à l'eau courante. On veillera à éviter de respirer la fine poussière qui se dégage du produit sec.
- En cas d'ingestion de solution de sel de mercure, il faut boire de grandes quantités d'eau et consulter un médecin de toute urgence.
- Dans la mesure du possible, on s'abstiendra de se débarrasser des déchets solides du produit sur le terrain, par exemple en les enfouissant; l'élimination des déchets de mercure et de sels de mercure doit toujours être confiée à des entreprises agréées.

Le gel de silice

- Le gel de silice est d'une manipulation relativement sûre mais pas avec des mains mouillées; il faut toujours éviter aussi d'en inhaler de la poussière. Le port d'un masque facial est recommandé.

Le glycérol

- Le glycérol est un composé relativement inoffensif mais comme pour toutes les substances chimiques, on veillera à éviter le contact avec la peau ou l'ingestion de cette substance.

Le lactophénol

- Le lactophénol est un composé toxique qui doit être manipulé avec d'infinies précautions. Utilisez-le dans une zone bien aérée et portez des gants jetables lorsque vous manipulez ce produit.

LES VÊTEMENTS DE PROTECTION

Généralités

Dans l'introduction de ce chapitre, nous avons insisté sur le fait que lors de la manipulation des substances chimiques figurant dans la liste, le port d'une blouse de laboratoire, d'une combinaison ou d'autres vêtements de protection était de rigueur. Des gants résistants aux solvants et à l'acide (des gants de caoutchouc nitrile peuvent servir pour les deux types de produits) sont également recommandés pour la manipulation de ces substances. On utilise parfois des masques faciaux mais il faut se souvenir que la plupart ne sont guère que des masques antipoussières ou antiparticules (Figure 3.1); ils n'ont pas grand effet pour empêcher l'inhalation de solvants ou de vapeurs d'acide. Pour assurer une protection contre les solvants ou les émanations des pesticides, il faut porter des masques filtrants spéciaux ou des masques à gaz (Figure 3.2);

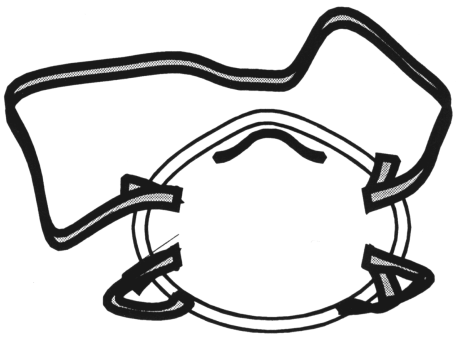


Figure 3.1: Masque facial



Figure 3.2: Masque à gaz

Mais les normes ou les références des modèles de masque diffèrent selon les fabricants et il n'est pas facile de donner des recommandations spécifiques. La plupart des fournisseurs ont des catalogues détaillés avec des listes de masques bien particuliers destinés à des usages précis, où l'on trouvera les renseignements nécessaires. En l'absence de catalogues, ces entreprises devraient normalement fournir les informations recherchées par téléphone/fax.

Les pesticides

Au cours d'exercices de suivi écotoxicologue, il se peut qu'il faille procéder à un échantillonnage dans des zones qui viennent juste d'être traitées ou sur lesquelles une pulvérisation est en cours; dans ce cas, il faudra décider du moment où on pourra à nouveau pénétrer dans la zone. Il s'agira de l'intervalle de temps qui devrait s'écouler entre l'application et la pénétration dans la zone traitée et le laps de temps pendant lequel le plus gros des dépôts de pesticide sur la culture est absorbé, ou bien n'est plus retenu à la surface des végétaux. Le moment d'accès autorisé ne doit pas être confondu avec l'intervalle de récolte, période entre le moment de l'application du traitement et celui auquel la plante qui a été cultivée peut être manipulée et consommée en toute sécurité. **Ces périodes d'accès autorisé peuvent être spécifiées par le fabricant du produit, mais dans la plupart des cas, elles vont de 1 à 3 jours.**

En pratique, la durée de cette période dépend de nombreux paramètres, comme la nature et la toxicité du produit, son taux d'application, les conditions météorologiques et la nature de la culture traitée. S'il est nécessaire de pénétrer dans une zone traitée avant la fin de la date limite définie par la période d'accès autorisé, il faut alors porter des vêtements de protection appropriés. Leur type dépendra de la toxicité et du mode d'action du pesticide appliqué. Dans certains cas, une combinaison et des gants pourront suffire, et dans d'autres cas, une protection pour la tête, le visage et les voies respiratoires pourra être essentielle. Les informations sur l'étiquette des produits indiquent généralement le niveau de protection requis. Dans les pays tropicaux, le port de ces vêtements peut être déplaisant en raison de la chaleur. L'emploi de tenues en coton fabriquées selon le modèle du GIFAP (aujourd'hui CropLife International) est recommandé, sauf lorsque ces vêtements risquent de devenir particulièrement mouillés (dans ce cas, le produit de traitement passera à travers et trempera la peau) et il faudra alors porter des tenues du type Tyvek® (figure 3.3). **Lorsque l'on porte des vêtements de protection, il faut aussi mettre des bottes en caoutchouc avec les pantalons recouvrant les bottes, et non l'inverse, comme on le voit parfois.**

N.B.: dans le doute, et si l'on n'a pas facilement accès aux conseils d'un professionnel, il faut toujours faire preuve de prudence et porter plutôt davantage de vêtements de protection que trop peu.



Figure 3.3: Personnel de suivi d'une application de traitement et d'écotoxicologie, portant des combinaisons Tyvek® en coton et s'apprêtant à travailler dans une zone récemment traitée

Nettoyage et entretien des vêtements de protection

Les vêtements de protection portés sur le terrain nécessitent des lavages réguliers pour réduire l'accumulation des résidus susceptibles d'entraîner une contamination par transmission ou, dans des cas extrêmes, une contamination corporelle et éventuellement des maladies. De plus, le contrôle fréquent et l'entretien des vêtements de protection est indispensable à une protection des individus. Il est recommandé d'instaurer une routine et de prévoir que les différents éléments de la tenue de protection qui peuvent se laver sans équipements spéciaux (par ex. les bottes, les gants, les protections pour le visage, etc.) soient nettoyés avant de quitter le site d'échantillonnage et qu'on se débarrasse des eaux de rinçage sur ce site. **Un opérateur qui travaille à un échantillonnage ne pourra sous aucun prétexte être admis à bord d'un véhicule sans avoir d'abord ôté sa combinaison, ses bottes et ses gants.** Une fois enlevées, les combinaisons portées doivent être mises dans un sac en plastique pour empêcher toute contamination du véhicule. En outre, il est conseillé que les articles éventuellement contaminés que l'on s'apprête à jeter soient endommagés ou détruits pour éviter que d'autres personnes soient tentées de les prendre pour les utiliser elles-mêmes ou que des enfants les trouvent et s'amusent avec.

Tenues/combinaisons en coton

Les tenues en coton doivent être lavées à l'eau chaude contenant un détergent puissant, puis rincées à l'eau claire. Dans les cas où l'on soupçonne le niveau de contamination d'être élevé, il faut répéter ce lavage à l'eau chaude et au détergent. La personne chargée de cette lessive devra porter des gants nitriles pendant le lavage. Les eaux usées devront de préférence être jetées dans un trou creusé à 30-40 cm de profondeur et éloigné de cours d'eau ou de puits.

À noter: les tenues Tyvek® sont destinées à être jetées et doivent être détruites après usage. Dans certains cas, en fonction du degré de contamination et de la nature du pesticide, il sera possible de remettre la tenue encore une ou deux fois. Mais lors de l'échantillonnage sur le terrain, on aura porté la tenue en pénétrant dans une zone récemment traitée et lorsque les résidus du produit seront à leur niveau maximum. Par conséquent, il existe un risque important de contamination croisée des échantillons et malgré les coûts que cela suppose, il est **recommandé** pour l'échantillonnage sur le terrain de porter une nouvelle tenue à chaque fois, obligatoire en tout cas lors des inspections des différentes zones d'échantillonnage. On éliminera les tenues contaminées en les brûlant dans un feu ardent; on se tiendra à distance des flammes et on veillera à ne pas respirer les émanations produites par le feu (porter si possible un masque à gaz).

Gants

En dehors des cas les plus extrêmes où l'on s'attend à des niveaux élevés de contamination et où il faut porter des gants de travail, les personnes participant à l'échantillonnage dans des zones contaminées par des pesticides porteront généralement des gants jetables (latex ou nitrile). Après usage, on les enfermera dans un sac et on les rapportera à la base de travail pour procéder correctement à leur élimination (en les enfouissant ou en les brûlant). Pour minimiser le risque encouru par d'autres personnes, il est recommandé de laver les gants jetables à l'eau et au détergent avant de les ôter et de les découper pour que personne ne puisse les réutiliser. Il faut également nettoyer les gants de travail à l'eau et au détergent avant de quitter le site d'échantillonnage et jeter les eaux usées dans un trou peu profond qu'on recouvrira de terre.

Bottes en caoutchouc

Les bottes en caoutchouc doivent être ôtées, lavées à l'eau et au détergent et nettoyées à la brosse avant de quitter le site d'échantillonnage (cela empêche que des produits circulent de la zone traitée au véhicule, etc.). On jettera les eaux usées sur le site d'échantillonnage; pour cela, creuser un petit trou, y verser l'eau et recouvrir de terre. On vérifiera que les bottes ne sont pas endommagées après les avoir nettoyées; des déchirures ou des trous peuvent être des voies de contamination pour les pieds et il faut remplacer les bottes qui sont en mauvais état.

Masques faciaux

Les masques faciaux jetables (contre la poussière et les émanations légères, selon le modèle) doivent être considérés comme à usage unique et ne doivent pas être réutilisés. On éliminera le masque en le brûlant ou en l'enfouissant après l'avoir coupé en deux. Si on porte un écran facial, il faudra le laver à l'eau et au détergent avant de quitter le site et jeter les eaux usées dans un trou peu profond (voir plus haut).

Masques à gaz

Si l'on doit porter des masques à gaz, il faudra ôter les cartouches et laver le masque à l'eau et au détergent puis le rincer à l'eau claire avant de laisser le site. La durée de vie des cartouches du masque sera spécifiée (par ex. x heures - consulter la documentation du fabricant fournie avec le produit). Si la date limite est atteinte, la cartouche devra être jetée et remplacée si le lendemain le masque à gaz s'impose sur un autre site. Les cartouches ouvertes ont une durée de vie réduite et elles doivent être changées régulièrement même lorsqu'elles n'ont pas été utilisées. La meilleure façon de procéder est d'ouvrir et d'insérer une cartouche dans le masque juste avant de s'en servir. Les cartouches usagées doivent être rapportées à la base pour y être convenablement éliminées; dans le cas où l'on ne dispose pas des dispositifs appropriés, on peut les enfouir dans un trou d'au moins 50 cm de profondeur.

POUR EN SAVOIR PLUS

GIFAP/CropLife International Guidelines and Technical Monographs. Disponibles auprès de CropLife International, Avenue Louise 143 – B-1050 Bruxelles. On peut se procurer une liste de guides et de monographies par courrier, par courrier électronique (info@gcpf.org) ou en se rendant sur la page du site CropLife International (www.gcpf.org).

Les fabricants fournissent des fiches de données sur la sécurité des produits avec tous les produits chimiques, qu'il faut lire et retenir pour s'y référer par la suite. http://www.quickfds.com

TRAITEMENTS AVEC DES PESTICIDES: MAÎTRISE ET SUIVI

4

Hans Dobson et William King[1]

Natural Resources Institute, University of Greenwich at Medway, Central Avenue, Chatham Maritime, Kent ME4 4TB, Royaume-Uni.

INTRODUCTION

Une bonne gestion des pesticides peut améliorer leur efficacité et diminuer leurs effets négatifs sur l'environnement. Les problèmes soulevés par la gestion des pesticides vont de leur conditionnement, leur étiquetage, leur transport, leur entreposage, leur manipulation, à leur mélange dans la cuve, jusqu'à leur application, au nettoyage et à l'élimination des eaux de rinçage et des récipients qui s'en suivent. Mais nombre de ces questions dépassent le cadre de ce manuel et ce chapitre traitera avant tout des processus d'application des produits, ainsi que des méthodes de suivi nécessaires pour fournir un retour d'information essentiel sur leur devenir dans l'environnement. Nous mettrons surtout l'accent sur la pulvérisation des formulations liquides.

Une fois que le choix d'un pesticide est fait - de préférence un produit et une formulation qui soient aussi ciblés que possible sur un ravageur particulier - le but est de se rendre sur le lieu où ce dernier sévit avec juste la bonne quantité de matière active pour l'éliminer. Un surdosage et une pulvérisation imprécise risquent plus d'avoir des effets négatifs sur l'environnement. Par conséquent, il importe de mesurer et d'ajuster la quantité appliquée pour arriver à la dose recommandée; de mener le traitement de façon à parvenir à une uniformité de dépôt maximale, pour présenter la matière active sous forme de gouttelettes de la bonne taille (ou de granulés/particules de poudre), de diriger si possible le produit vers le lieu ciblé et de l'appliquer dans les bonnes conditions météorologiques et de s'assurer qu'il n'y ait pas de pertes excessives de la zone traitée par dérive, évaporation, lessivage, etc.

La précision lorsqu'on procède à une application est une tâche difficile qui demande une attention continuelle au réglage des équipements, aux conditions météorologiques, et à des variables dynamiques comme la vitesse d'avancement du pulvérisateur, sa hauteur et l'espacement entre les passages du véhicule. Une application parfaite est chose peu fréquente. Un manque d'uniformité dans le dépôt peut entraîner par endroits de forts surdosages (ou sous-dosages,) et des gouttelettes dérivantes trop petites pour être vues à l'œil nu peuvent continuer à avoir un impact important sur l'environnement. C'est pourquoi il importe de disposer d'outils pour suivre le devenir des pesticides, tant dans le périmètre de la zone cible qu'à l'extérieur. Ces outils sont les "yeux" de l'applicateur, puisqu'en pratique, le devenir de ces produits ne se voit pas immédiatement.

L'aptitude à caractériser le devenir d'un traitement, par exemple être capable de dire quelle quantité s'est déposée et à quel endroit, et quelle quantité on a perdu depuis la zone cible, aidera également à déterminer si des effets observés sur une zone non cible ont un rapport avec le produit en soi ou s'ils résultent d'un autre paramètre d'application susceptible d'être modifié lors des opérations par la suite.

TYPES DE FORMULATION DES PESTICIDES

Dans la plupart des activités de lutte contre les ravageurs, des quantités relativement faibles de matière active du produit doivent être dispersées uniformément sur une zone étendue, par exemple, dans une application d'herbicide sur de la végétation ou d'insecticide sur le couvert végétal d'une culture sur le terrain. Pour permettre à cette matière active d'être répartie de manière égale sur la cible par le matériel de pulvérisation et pour la présenter de telle sorte qu'elle ait le plus de chances d'éliminer le ravageur cible, on la prépare généralement en une formulation. Il s'agit d'associer la matière active à divers agents inertes liquides ou solides, ainsi qu'à d'autres matériaux lui conférant des propriétés utiles telles que l'allongement de la durée de conservation, l'aide à la dispersion lorsqu'on la mélange à de l'eau ou l'évitement de l'agglutination (pour les granulés). Le type de formulation peut avoir une incidence sur la toxicité d'un produit, sa rémanence dans l'environnement et la vitesse à laquelle il se répand dans l'environnement depuis le site où il s'est déposé.

Adresse: Omega, Mill Lane, Hartlip, Sittingbourne, Kent ME9 7TB, Royaume-Uni. wk5346@yahoo.co.uk

Concentration d'un produit

La quantité de matière active d'une formulation, proportionnellement à la quantité des autres composés, peut être exprimée de plusieurs façons. Pour les solides, elle s'exprime en général en pourcentage du poids (% m/m) ou en grammes pour 100 g. Pour les liquides, il y a plusieurs possibilités:

- en pourcentage du poids, % m/m
- en g pour 100 g
- en pourcentage par volume, % m/v
- en g par 100 cm^3
- en g par litre, g l^{-1}

Pour les liquides ayant une gravité propre de 1,0, le m/m et le m/v sont identiques, mais c'est assez rare et d'habitude il est essentiel de faire la différence entre les deux expressions. Par exemple, une formulation de fénitrothion à 98% w/v contient plus de 1,2 kg de matière active par litre. C'est la raison pour laquelle on préfère l'expression g l^{-1}, car elle risque moins de prêter à confusion.

Types de formulations

Solutions

La plupart des pesticides sont insolubles dans l'eau et il faut des solvants organiques pour les dissoudre. Ces solvants doivent être fournis sous forme de produits chimiques en vrac, être sans danger, ils ne doivent pas altérer l'insecticide, le récipient ou le matériel de pulvérisation et ils doivent dissoudre des concentrations élevées d'insecticide. Les solvants les plus couramment utilisés sont les hydrocarbures aromatiques.

Les solutions de pesticides constituent le type de formulation le plus simple, par ex. la formulation d'endosulfan à ultra bas volume (UBV). Les concentrations vont généralement de 200 g l^{-1} à 500 g l^{-1}. En plus de la matière active et du solvant, les formulations peuvent également contenir des huiles à faible volatilité pour réduire l'évaporation des gouttelettes pulvérisées, ainsi que des stabilisants pour empêcher la décomposition chimique. Les solutions s'emploient généralement à bas volume (50-200 l ha^{-1}) ou à des doses d'application en UBV (0,5 à 3,0 l ha^{-1}). Pour des raisons de coût et de sécurité, elles ne sont pas utilisées à des doses plus élevées.

Les concentrés émulsionnables

Les concentrés émulsionnables (CE) sont constitués d'une matière active dissoute dans un solvant avec des agents émulsifiants (des matières semblables aux détergents). Ceux-ci permettent à l'insecticide de former une émulsion laiteuse opaque lorsqu'on l'ajoute à de l'eau, constituée de toutes petites gouttelettes de solution insecticide en suspension dans l'eau. Dans les formulations de moyenne qualité, il arrive que ces gouttelettes se déplacent vers le haut ou vers le bas pour former une couche distincte (plissement) ou bien qu'elles fusionnent pour donner une couche d'huile (rupture). En principe, les concentrés émulsionnables sont dilués dans de l'eau pour former des solutions à 1-5% qui sont appliquées à des doses de moyen volume ou de volumes élevés (>200 l ha^{-1}), mais la tendance actuelle est à la réduction des volumes.

Les poudres dispersables dans l'eau ou poudres mouillables

Les poudres mouillables (PM) contiennent de fines particules d'insecticide solides ou des particules d'un support absorbant inorganique inerte (par ex. du talc) capable de porter une matière active liquide, plus des agents de surface actifs (surfactants), qui favorisent le mouillage et la dispersion dans l'eau. Ces poudres peuvent contenir jusqu'à 85% de matière active. La taille des particules doit être suffisamment petite pour maintenir la vitesse de sédimentation dans la cuve de pulvérisation à un niveau acceptable, et les PM ne doivent pas faire de grumeaux (s'agglutiner) lors du stockage. Les poudres mouillables s'appliquent aux mêmes doses et aux mêmes concentrations que les concentrés émulsionnables.

Autres formulations

D'autres formulations ont été mises au point pour des usages précis, comme les liquides miscibles dans l'eau, les suspensions liquides, les poudres, les granulés, les aérosols, les fumigants et les capsules.

Normes de formulation

L'Organisation mondiale de la santé (OMS, 1992) et l'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO, non daté) ont publié des normes de formulations d'insecticide qui détaillent le type et la quantité de matière active, ses propriétés physiques, des remarques sur sa stabilité et ainsi de suite. Ces normes sont conçues pour garantir aux acheteurs d'insecticides qu'ils en auront pour leur argent et, aspect capital, que les caractéristiques des formulations resteront inchangées d'un produit à l'autre. Il faut toutefois garder à l'esprit que deux formulations répondant à la même norme peuvent ne pas être identiques pour tous leurs ingrédients, car le type précis d'émulsifiant, le solvant, le mouillant etc. peuvent varier en fonction de leur disponibilité ou de leur coût.

Observations sur le terrain concernant la qualité des formulations

Les ressources dont dispose un laboratoire de pesticides bien équipé sont essentielles pour le genre d'analyse requis afin de déterminer si un échantillon de produit donné est ou non conforme aux exigences fixées par les normes. Mais il est possible de mener quelques tests simples sur le terrain avant d'utiliser un lot de produit et, étant donné que celui-ci peut se détériorer si les conditions de transport ou de conservation ne sont pas satisfaisantes, il vaut mieux procéder à ces tests pour éviter des difficultés en cours d'application, ou de mauvais résultats suite à cette application.

Il faut examiner les formulations de solution pour s'assurer que la matière active ne s'en est pas échappée; les CE doivent s'émulsionner facilement dans l'eau et, si une couche crémeuse se forme, elle doit se former lentement et se ré-émulsionner facilement lorsqu'on l'agite. Les poudres mouillables ne doivent pas comporter de grumeaux ni contenir de particules grossières, et elles doivent se mouiller facilement et ne pas sédimenter ni floculer (former des grumeaux dans le mélange de pulvérisation). Certains effets inacceptables par exemple sont des dépôts cristallisés sur les buses de pulvérisateurs, une corrosion des éléments du pulvérisateur et la détérioration des récipients et de leurs revêtements.

Compatibilité des formulations

Il peut parfois être souhaitable d'appliquer deux produits en même temps, en mélange. Les fabricants fournissent parfois ces mélanges (par ex. le carbaryl-endosulfan et l'endosulfan-triazophos sont des mélanges qui s'utilisent parfois pour traiter les cultures) et lorsqu'ils sont disponibles, il ne devrait pas y avoir de problème. En général, on peut mélanger deux insecticides différents ayant la même formulation, par exemple deux PM ou deux CE. Cependant il faut toujours mélanger de petites quantités pour confirmer leur compatibilité avant de fabriquer un lot important de mélange. Il risque plus facilement d'y avoir des problèmes lorsqu'on mélange deux formulations différentes, par exemple une poudre dispersable dans l'eau (WDP) et un CE. En général, cette pratique est déconseillée, mais si c'est nécessaire, n'oubliez pas de la tester d'abord sur une petite quantité. Si ça a marché avec un lot de produits chimiques, on ne doit pas supposer que ça marchera avec d'autres; il se peut que des changements dans les composants de la formulation (dont il a déjà été question plus haut) aient une incidence sur la compatibilité des formulations. Certains insecticides interagissent parfois avec comme résultat des effets négatifs sur leurs performances biologiques. Si cela se produit, on dit qu'ils sont incompatibles.

MATÉRIEL D'APPLICATION

Les buses de pulvérisation

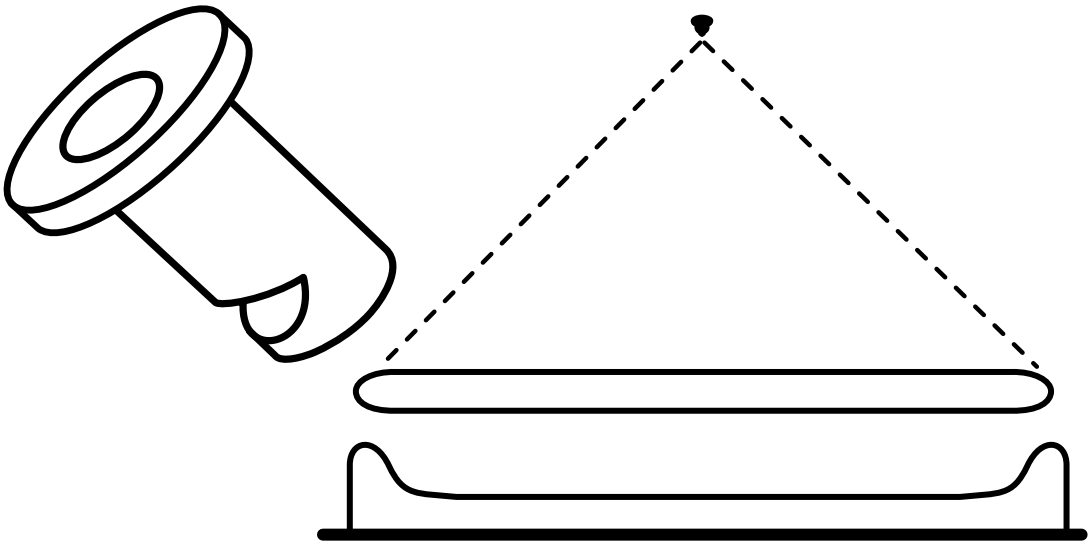
Buses hydrauliques

Les buses hydrauliques sont conçues de manière à ce qu'un liquide propulsé par pression dans l'ouverture de la buse, ou orifice, forme une très fine nappe qui se désagrège en gouttelettes de différentes tailles. Le spectre de gouttelettes produites par les buses hydrauliques se situe généralement dans une fourchette de diamètre médian de volume (DMV) de 200 µm à 400 µm. Une pression de liquide plus élevée produit des gouttelettes plus fines. Les buses hydrauliques sont courantes en raison de leur construction simple et de leur prix peu élevé et on les trouve le plus souvent sur les rampes de tracteurs et les pulvérisateurs à dos à pression entretenue actionnés par levier. Une caractéristique importante des buses hydrauliques est qu'elles confèrent aux gouttelettes pulvérisées une vélocité qui facilite leur transport et leur dépôt. En général, les buses hydrauliques sont constituées d'un corps, d'un écrou, d'un filtre et d'une pointe de buse. L'écrou s'adapte sur le corps de la buse pour maintenir la pointe de buse et le filtre en place. Les buses ne sont pas toujours équipées de filtres mais étant donné que le liquide de pulvérisation peut être contaminé par de la poussière susceptible de bloquer, voire d'endommager la pointe, il vaut mieux en prévoir. Les pointes de buse peuvent être en cuivre, en plastique, en acier inoxydable ou en céramique. Les matériaux les plus courants pour le corps et l'écrou de buse sont le cuivre ou le plastique. Le cuivre et le plastique, lorsqu'ils sont utilisés pour la pointe de buse, sont sensibles à l'abrasion et s'endommagent assez facilement, à la différence des pointes en acier et en céramique, plus aptes à résister à une détérioration, mais plus coûteuses.

On utilise couramment divers types de buses hydrauliques.

Buse à miroir

La buse à miroir (Figure 4.1), parfois appelée buse inondante, possède un orifice relativement large par lequel passe le liquide qui vient percuter à grande vitesse une surface lisse se trouvant en face de la sortie de l'orifice. Le liquide est défléchi à un angle qui évoque un éventail. Les gouttelettes produites ont des tailles de toutes grosseurs. Ce type de buse est utilisé généralement à faible pression et pour des doses d'application à volume élevé afin de produire de grosses gouttelettes (qui ne risquent pas de dériver) dans le cadre d'une application d'herbicide. Le large orifice réduit la fréquence des obstructions, mais il existe toutefois des buses à miroir (conçues pour des applications à faible volume) qui ont de petits orifices.

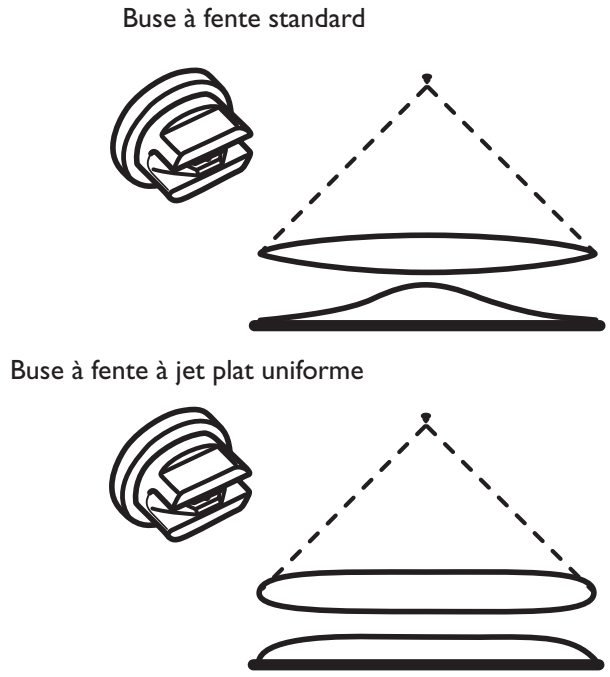


Croquis reproduit avec l'autorisation de Zeneca

Figure 4.1: Buse à miroir

Buse à fente

La forme des buses à fente est conçue de telle sorte que lorsque le liquide de pulvérisation sort de l'orifice, il forme une nappe plate qui se désintègre ensuite en gouttelettes. En principe, plus l'angle de la nappe de liquide est large, plus la taille des gouttelettes est petite. Ce type de pulvérisation donne normalement un dépôt moins important sur les côtés, en raison de la forme de l'orifice mais il existe des buses à fente à jet plat uniforme dont le jet produit une pulvérisation plus homogène (Figure 4.2). Lorsqu'on se sert de buses à fente normales sur une rampe, il est important de s'assurer qu'elles ont bien toutes le même angle de pulvérisation et que leurs émissions se chevauchent légèrement pour compenser le dépôt moins important aux bords de l'éventail. On parvient de cette manière à un dépôt plus uniforme. Il faut que chaque "éventail" soit disposé de manière à ce que son axe long soit orienté à environ 5° de l'axe de la rampe afin de garantir qu'il n'y ait ni interférence ni fusion dans les zones de chevauchement. Les buses à fente sont les plus indiquées pour le traitement de surfaces "planes" comme le sol ou des murs. La buse à fente à jet plat uniforme s'utilise pour les traitements par bandes, par exemple lorsqu'une buse unique applique une discrète bande d'herbicide entre les rangées d'une culture.



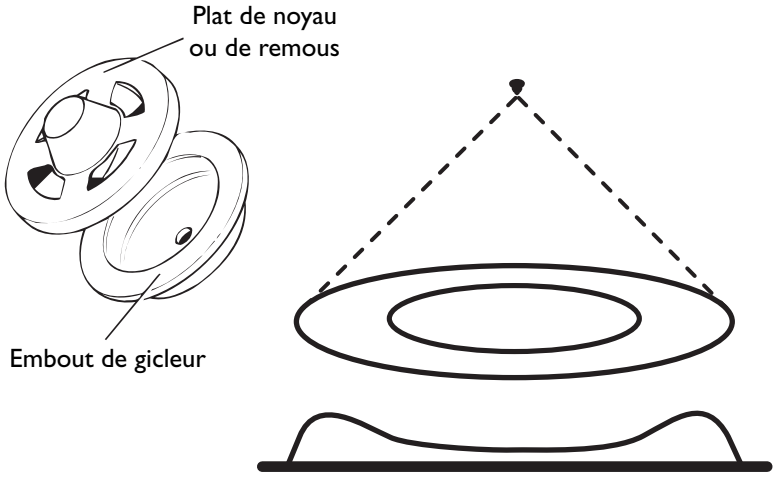
Croquis reproduit avec
l'autorisation de Zeneca

Figure 4.2: Buse à jet plat

Buse à turbulence

L'architecture interne d'une buse à turbulence précipite le liquide à travers des fentes en angle disposées sur une hélice, ce qui confère au liquide un mouvement circulaire dans la chambre de turbulence (Figure 4.3). Le liquide sort ensuite par l'orifice circulaire de la buse. Si les fentes sont pratiquées seulement sur le bord de l'hélice, la pulvérisation prend la forme d'un cône. Et si du liquide passe également par le centre de l'hélice, c'est alors un cône solide qui se forme, dont les gouttelettes sont normalement plus grosses que celles du cône creux.

Plus la pression à laquelle on opère est élevée, plus le volume délivré par la buse est important, et plus les gouttelettes produites sont fines. Il est possible de recourir à n'importe quelle combinaison de tailles d'orifices, de quantités et de tailles des fentes de l'hélice afin de disposer d'une gamme étendue de volumes délivrés, de tailles de gouttelettes et d'angles de pulvérisation. Les buses à turbulence produisent une pulvérisation multidirectionnelle, qui offre une meilleure couverture que les buses à fente sur une cible complexe telle que du feuillage. Ces buses sont rarement utilisées sur des surfaces "planes" comme les murs, étant donné qu'elles donnent un dépôt plus important sur les bords et que le chevauchement des dépôts n'est pas un moyen d'obtenir un dépôt plus homogène.



Croquis reproduit avec
l'autorisation de Zeneca

Figure 4.3: Buse à turbulence

Buse à jet bâton

Il s'agit d'une buse qui n'a pas de chambre de turbulence et qui produit un jet continu de liquide (dit "jet bâton") plutôt que des gouttelettes. Elle s'utilise principalement dans les applications localisées d'herbicides et dans les applications de pesticide sur des cours d'eau ou des canaux d'irrigation.

Divers

On trouve d'autres types de buses hydrauliques, notamment des buses à débit variable (celles qui se trouvent souvent sur les petits pulvérisateurs à main dont se servent les jardiniers amateurs) et des buses à jet d'air qui servent à produire des gouttelettes à inclusion d'air. Quoique plus légères que les gouttelettes de liquide pures, les grosses gouttelettes que produisent ces types de buses ont prouvé qu'elles dérivaient moins.

Buses au gaz

Buses pneumatiques

Du liquide se déverse d'un tuyau ou d'un tube dans un flux d'air qui diffuse le liquide en gouttelettes à travers l'action cisaillante du jet d'air. Ces buses sont souvent utilisées sur des nébuliseurs à dos et sur de gros atomiseurs à air comprimé montés sur véhicule. On peut introduire le liquide de pulvérisation dans le jet d'air soit à l'intérieur soir à l'extérieur du tube d'air comprimé. La forme la plus simple d'énergie gazeuse se trouve dans le pistolet 'Flit', dans lequel de l'air qui passe sur un tube de siphon crée une pression négative (connue sous le nom d'effet venturi), qui fait monter le liquide du réservoir et qui le cisaille en gouttelettes.

Les pulvérisateurs à air comprimé plus rapides produisent des gouttelettes plus fines. L'effet venturi joue aussi quand l'orifice de sortie du liquide se trouve à l'intérieur du corps de la buse, mais ici, le débit de liquide qui arrive dans la buse est plus souvent réglé au moyen de restricteurs. Ce type de buse s'adapte d'ordinaire à des nébuliseurs à dos motorisés. La taille des gouttelettes est fonction d'un rapport air/force de débit du liquide. Une augmentation de la force du débit du liquide ou une réduction de l'air comprimé donne lieu à la formation de gouttelettes plus grosses, alors qu'une baisse du débit du liquide ou un accroissement du débit d'air produit des gouttelettes plus fines.

Les nébuliseurs à dos motorisés maintiennent un débit d'air constant, ce qui signifie que la taille des gouttelettes est déterminée par la force du débit du liquide.

Buse à énergie thermique

Ce type de buse fonctionne sur un principe très similaire à la buse au gaz. L'orifice par lequel sort le liquide se trouve à l'intérieur de la tuyère, mais l'air ou le gaz qui passe par l'orifice est brûlant, d'une température supérieure à 500 °C. Le liquide de pulvérisation se transforme en gouttelettes par l'action cisaillante du jet de gaz, puis en vapeur par la chaleur du gaz. La vapeur est emportée dans l'atmosphère par le jet de gaz et se condense au contact de l'air froid, formant un brouillard de gouttelettes extrêmement fines, d'un diamètre généralement inférieur à 15 µm. Avec ce type de buse, il ne faut pas que la force du débit du liquide soit trop élevée, sinon la vaporisation complète ne se produit pas.

Le pulvérisateur monté sur échappement est un type de buse où la propulsion est fournie par les gaz d'échappement que produit le véhicule de pulvérisation. Il est possible d'obtenir de petites gouttelettes (40-200 µm de DMV) avec ce type de pulvérisateur, mais le spectre de gouttelettes reste assez large et, par conséquent, ce type d'atomiseur n'est pas efficace pour un traitement en UBV.

Atomiseurs rotatifs (disques rotatifs, coupelles et cages)

Avec ce type de buse, l'alimentation en liquide de pulvérisation se fait sur une surface en rotation, généralement à proximité du centre, et se propage vers le bord par la force centrifuge. Sur le bord, à faible débit, le liquide est éjecté de la surface sous forme de gouttelettes simples ou bien, à des débits plus élevés, sous forme de longs fils ou ligaments courbes, qui se désagrègent en gouttelettes à cause de la tension de surface. La surface rotative de la buse centrifuge peut être un disque plat ou une surface en forme de coupelle, ou encore une cage ou un panier pivotant. La taille des gouttelettes est déterminée par la force du débit du liquide et la vitesse de rotation de la surface de la buse, c'est-à-dire que plus la rotation est rapide, plus les gouttelettes sont fines.

Les gouttelettes produites simplement par une combinaison de la force du débit et de la vitesse de rotation sont comprises dans une étroite fourchette de tailles. Certains disques sont munis d'une surface interne rainurée qui offre une meilleure maîtrise du débit sur la surface du disque, et d'un bord denté pour lui donner des points de sortie et améliorer l'uniformité de la taille des gouttelettes du spectre. D'autres atomiseurs rotatifs possèdent des cages ou des cylindres pivotants et, bien que le spectre des gouttelettes ne soit souvent pas aussi bon qu'avec des disques rotatifs, ils arrivent à traiter des débits plus élevés et peuvent être plus robustes (résistants et fiables) sur le terrain que les disques. Les atomiseurs rotatifs sont couramment utilisés pour les applications de produits en UBV, autant depuis des équipements au sol que de pulvérisateurs portés sur aéronefs.

ÉTALONNAGE DU PULVÉRISATEUR

L'étalonnage est l'opération qui consiste à faire coïncider les pièces qui composent le pulvérisateur avec un mode d'utilisation permettant de parvenir au niveau de résultat désiré de manière efficace et en toute sécurité. Il est indispensable quel que soit le type de matériel d'application et de pesticide. Les principes de l'étalonnage sont exactement les mêmes pour les pulvérisateurs portés, sur véhicule et sur aéronefs. Si on néglige l'étalonnage, il se peut que la quantité de matière active appliquée (la dose) soit trop élevée: non seulement c'est du gaspillage et c'est coûteux, mais cela peut résulter en des niveaux de résidus inacceptables dans les denrées produites ou en un impact négatif sur l'environnement. Ou bien la dose risque aussi d'être trop faible et de ne pas éliminer le ravageur ciblé. De plus, il est possible que le dépôt ne soit pas uniforme et donne lieu par endroits à des surdosages ou des sous-dosages se traduisant par la suite par une efficacité inégale et à une probabilité accrue d'affecter des organismes non cibles. Il faudra peut-être ensuite répéter le traitement, entraînant une perte d'argent et de temps, ce qui fera peser sur la zone cible un nouveau fardeau de produits chimiques. Faute de calibrer correctement les pulvérisateurs, les produits appliqués risquent aussi de rater leur cible, exposant l'utilisateur, l'environnement et la population en général à un risque hors du périmètre de la cible.

L'étalonnage est souvent négligé (généralement à cause d'une mauvaise compréhension des raisons qui le justifient et des méthodes à suivre) ou relégué au rang de tâche accessoire au moment où il faut procéder à des vérifications urgentes. Il n'y a pas de règle en matière de fréquence de l'étalonnage, mais plus souvent on le fait, mieux c'est. Pour vérifier rétrospectivement l'étalonnage, il faut prendre suffisamment de notes sur les traitements effectués, de façon à ce que les doses d'application de volume et les doses de matière active puissent être calculées à la fin de chaque journée ou de chaque semaine en divisant les volumes et les quantités de produit utilisés par la superficie traitée.

Les dégâts potentiellement occasionnés par les applications de pesticides peuvent être réduits à condition de prendre en compte un ensemble de facteurs d'étalonnage avant le début de chaque traitement. Trois facteurs sont importants dans l'étalonnage: la taille des gouttelettes, la hauteur d'émission et la dose de matière active.

La taille des gouttelettes

Le diamètre des gouttelettes se mesure d'ordinaire en micromètres ou 'microns', ce qui s'écrit µm. Un micromètre est égal à 1 millionième de mètre (0,000001 m). Une gouttelette de 100 µm de diamètre peut se voir à l'œil nu; des gouttelettes d'un diamètre inférieur sont difficiles à voir. La taille d'une gouttelette est importante, parce qu'elle détermine ce qui suit.

- Le volume de pesticide dans la gouttelette et, par conséquent, la quantité de matière active qu'elle contient. Il existe une relation cubique entre le diamètre de la gouttelette et son volume. Par exemple, si on réduit de moitié le diamètre des gouttelettes dans un nuage de pulvérisation, on diminuera le volume de chacune des gouttelettes (et la quantité de matière active) d'un facteur de 8.
- La quantité de gouttelettes produites par un volume de liquide donné. Il existe une relation cubique inverse entre la taille des gouttelettes d'un nuage de pulvérisation et le nombre qui en est produit à partir d'un volume donné de liquide de pulvérisation. Par exemple, si l'on réduit de moitié le diamètre des gouttelettes d'un nuage de pulvérisation, on augmente leur nombre d'un facteur de 8. La distance entre les gouttelettes déposées sera moindre, augmentant d'autant la probabilité d'un dépôt sur un insecte ravageur ou d'un contact avec lui.
- Le comportement de la gouttelette, c'est-à-dire l'endroit où elle est emportée et l'endroit où elle se dépose le cas échéant. On peut ajuster la taille des gouttelettes produites par la plupart des pulvérisateurs. Il est essentiel de vérifier que le pulvérisateur est réglé pour produire une taille de gouttelettes qui donneront une bonne répartition de la pulvérisation sur la zone cible et une élimination efficace des ravageurs. Il n'y a pas beaucoup d'études sur la taille optimale de gouttelettes pour différentes cibles mais l'état de la réflexion actuelle sur les meilleures pratiques est illustré par les exemples suivants.

- Une fourchette étroite, comprise entre 15 µm et 30 µm pour des insectes comme les moustiques et les mouches tsé-tsé, en vol ou posés dans la végétation. Des gouttelettes de cette taille doivent être libérées dans des conditions d'inversion, de manière à dériver pendant longtemps sans être emportées vers le haut par la convexion. On peut se servir de brumisateurs et de certains atomiseurs rotatifs pour produire des gouttelettes de cette taille.
- Une fourchette étroite comprise entre 50-100 µm de diamètre pour l'élimination en UBV des ravageurs migrants, acridiens, sauteriaux ou chenilles défoliantes, afin d'avoir une bonne dispersion sur la zone cible. Seuls les atomiseurs rotatifs peuvent produire efficacement des gouttelettes d'aussi petite taille.
- Un spectre plus large de tailles moyennes, entre 150 et 300 µm, pour les traitements aqueux d'insecticides et de fongicides. Elles constituent un bon compromis, car elles sont suffisamment fines pour produire une certaine dérive par endroits ainsi qu'un mélange du nuage de pulvérisation une fois que sa vitesse d'émission s'est dissipée, mais sans être fines au point de s'évaporer rapidement ou de produire une dérive excessive hors de la zone. Elles sont généralement générées par les buses hydrauliques au gaz.
- Des gouttelettes plus grosses, d'une taille comprise entre 250-400 µm pour les applications d'herbicides aqueux. Elles retombent rapidement et réduisent les risques de dégâts dûs à une dérive vers d'autres cultures ou sur la végétation alentour. Elles sont généralement produites par des buses à miroir ou des buses à fente à basse pression. Il faut toutefois éviter les pulvérisations excessivement grossières car les grosses gouttelettes rebondissent ou s'écrasent lors de l'impact et les feuilles des adventices ne les retiennent pas.

Il faut garder à l'esprit qu'il n'existe aucun pulvérisateur du commerce capable de produire des gouttelettes qui aient toutes le même diamètre - il y a toujours une fourchette de tailles, que l'on appelle le spectre de gouttelettes. Ceci est souvent représenté synthétiquement par un histogramme donnant le pourcentage de gouttelettes pour chaque catégorie de taille de diamètre. Il est difficile de mesurer la taille des gouttelettes d'une pulvérisation émise, et il se peut que certains fabricants aient des graphiques ou des illustrations des spectres produits par leurs équipements qui ne soient pas précis. La plupart des chiffres cités s'appliquent à de l'eau, ce qui ne donne pas forcément le même spectre de gouttelettes qu'une formulation de pesticide.

Pour ces spectres, on utilise souvent deux types de médiane pour décrire la fourchette des tailles de gouttelettes. Le diamètre médian du volume (DMV) est le diamètre tel que la moitié du volume total de pulvérisation se retrouve en gouttelettes plus petites et que la moitié se retrouve en gouttelettes plus grosses; le diamètre médian du nombre (DMN) est le diamètre tel que la moitié du nombre total de gouttelettes présentes a un diamètre plus petit et l'autre moitié a un diamètre plus large (voir Figure 4.4).

Le rapport entre le DMV et le DMN (qu'on appelle souvent le rapport 'R') fournit une mesure brute de l'homogénéité ou de l'uniformité du spectre des gouttelettes; plus il s'approche de 1,0, et plus le spectre des gouttelettes est uniforme. Plus la valeur de R est importante, plus le spectre des tailles de gouttelettes est étendu.

Les valeurs que l'on a en général pour le rapport 'R' sont:

- la buse hydraulique, par ex. pulvérisateur à dos à pression entretenue actionné par levier: 2,7
- le pulvérisateur à disque rotatif, par ex. l'ULVA ou l'Herbi: 1,5
- le pulvérisateur à cage rotative, par ex.. pulvérisateurs Micronair: 1,9
- buse à air comprimé, par ex. atomiseurs motorisés: 2,3

Mesure de la taille des gouttelettes

Des outils d'analyse au laser peuvent déterminer les tailles des gouttelettes de pulvérisations aériennes et il existe des appareils d'analyse par image pour mesurer l'importance du dépôt. Les deux coûtent cher. Des lames enduites d'oxyde de magnésium ou d'autres surfaces de collecte calibrées peuvent servir à obtenir la taille des gouttelettes, ainsi que le DMV et le DMN, de leur spectre. Il faut garder à l'esprit que ceci ne donnera que la taille au niveau du dépôt, et non de l'émission. En pratique, plutôt que de mesurer chaque gouttelette séparément, il est plus commode (quoique légèrement moins précis) de les ranger par catégories de taille: par ex. une gouttelette pourra tomber entre les limites de catégories de 50 µ et 71 µM. Le réticule Porton (voir fiche méthodologique) possède une échelle très fine gravée sur une lentille plane qui s'adapte à un microscope oculaire. Sa surface est délimitée en catégories de taille, et chaque limite de catégorie est supérieure à celle qui la précède d'un facteur de 1,414 (qui est la racine carrée de 2, de sorte que l'on dit du réticule qu'il a une progression de racine 2). Par exemple, on a une catégorie de taille qui englobe les diamètres de 75 µm à 106 µM: ainsi, toutes les gouttelettes comprises entre ces limites (disons 83, 90 ou 106 µm) seront réparties dans cette catégorie, tandis que les gouttelettes de diamètre 107 µm relèveront de la catégorie suivante.

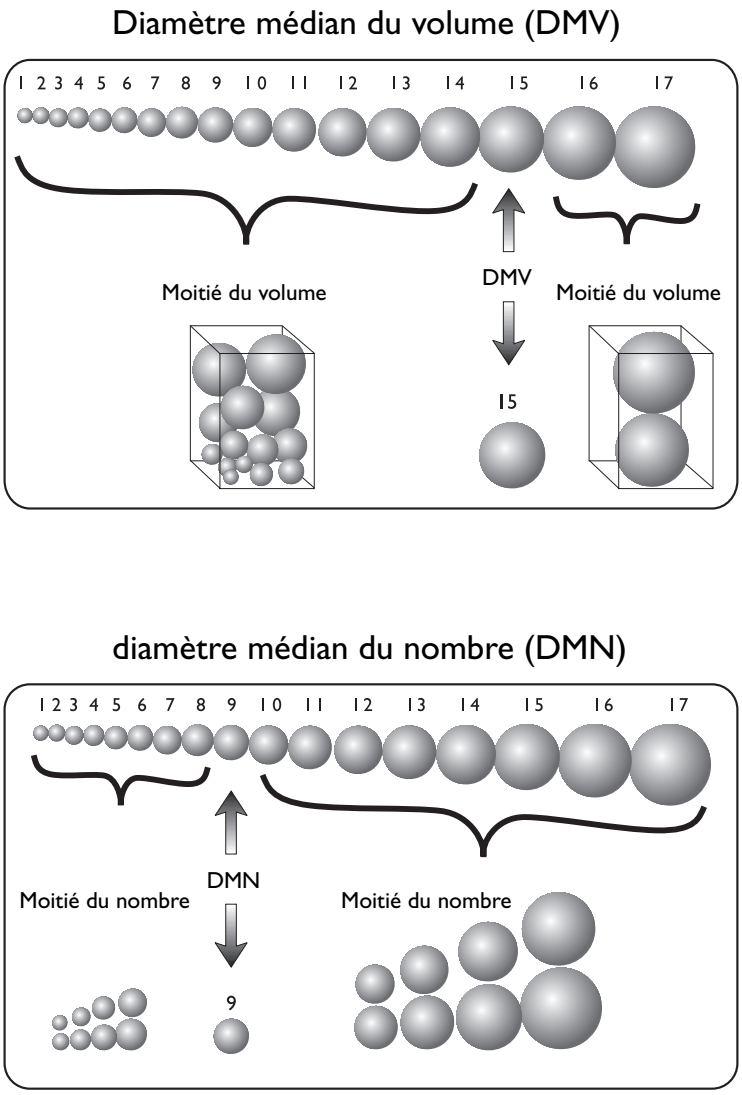


Figure 4.4: Diamètre médian du volume et diamètre médian du nombre

Hauteur du point d'émission

La hauteur à laquelle les gouttelettes de pulvérisation sont lâchées aura une incidence sur la largeur de l'andain, c'est-à-dire la distance du pulvérisateur sur laquelle il y a un dépôt significatif, ainsi que la proportion de produit déposé sur la zone cible. En général, plus la hauteur d'émission est importante, plus l'andain est large. Si le point d'émission est trop élevé, les gouttelettes risquent de ne pas retomber dans la zone cible voulue: elles constitueront alors un risque de dérive. La pulvérisation d'un gros volume dépend généralement de la vélocité initiale de la pulvérisation pour l'emporter jusqu'à sa cible: processus connu sous le nom de traitement localisé. En conséquence, si la hauteur d'émission est trop importante, la vélocité se sera dissipée avant que la pulvérisation n'atteigne la cible et c'est l'influence du vent qui commencera à prendre le dessus. Par contre, les pulvérisations en UBV ont peu de vélocité initiale et la technique dépend du vent pour les disperser au-dessus de la zone cible - un processus connu sous le nom de dérive de pulvérisation. Cela rend les pulvérisations en UBV très sensibles à la hauteur d'émission: par exemple un pulvérisateur à main en UBV dont la hauteur d'émission est d'environ 1 m peut donner un andain d'environ 25 m de large, comparé à un aéronef volant à 10 m de hauteur qui pourra couvrir une largeur d'andain de 250 m. La fiche méthodologique indique un procédé pour vérifier la largeur des andains couverts depuis les pulvérisateurs UBV, afin d'aider les opérateurs à mieux comprendre les caractéristiques des dépôts sous le vent qui ne sont pas visibles à l'œil nu.

Dosage de pesticide

Il s'agit de la quantité de matière active (composé toxique du liquide de pulvérisation) appliquée par hectare ou par une autre unité de surface. Le fabricant recommande normalement une dose pour chaque combinaison de pesticide/culture pour laquelle il est homologué. Ces dosages sont le résultat d'essais d'efficacité menés pendant la procédure d'homologation. Certains opérateurs les modifient en fonction de leurs propres essais de terrain ou de leur expérience personnelle. Les recommandations de certaines formulations en CE sont exprimées en volume de pesticide concentré par hectare (voir plus loin les méthodes pour calculer les réglages de ces différents types de recommandations).

Quelle que soit la dose requise, la méthode pour l'ajuster lorsqu'on pulvérise n'est pas directe puisqu'on applique des liquides, et non des solides. Pour parvenir à la dose souhaitée, il faut prendre en compte deux facteurs distincts, à savoir la concentration de la formulation (la quantité de matière active par litre de liquide de pulvérisation) et le volume d'application (VA), c'est-à-dire le volume de liquide de pulvérisation appliqué par hectare.

Concentration du liquide de pulvérisation

Les formulations en ultra bas volume sont fournies prêtes à l'emploi et la concentration est indiquée sur l'étiquette. Toutefois, les pesticides conçus pour être pulvérisés en gros volumes sont fournis en formulations concentrées qui sont mélangées à de l'eau avant utilisation en traitement. Ce processus de mélange est une étape importante car c'est lui qui détermine la concentration de matière active dans le liquide de pulvérisation et qu'il faudra ajuster en même temps que le VA pour parvenir à la dose souhaitée. Certains fabricants font des recommandations d'étalonnage sous la forme de conseils sur la quantité de concentré à mélanger à 10 litres d'eau (ou une autre quantité).

Dose d'application

Après avoir recommandé une concentration de mélange extemporané, il se peut alors que le conseil en matière d'application soit de pulvériser de façon à couvrir le feuillage de la culture; ou bien il peut aller jusqu'à conseiller une quantité de volume d'application (VA) sur une culture donnée. Par exemple, certains fabricants recommandent pour les pulvérisateurs à dos à pression entretenue sur le coton un VA de 200 l ha^{-1}, mais en pratique il est difficile de descendre aussi bas. Pour les pulvérisations UBV, le VA requis est parfois indiqué sur l'étiquette du pesticide; mais lorsque ce n'est pas le cas, il peut être calculé à partir de la dose recommandée et de la concentration de la formulation UBV.

Même dans les cas où il n'y a pas de VA recommandé pour une opération donnée, il est recommandé que les opérateurs en déterminent un eux-mêmes, car il n'existe pas d'autre façon de maintenir un dosage constant. Si l'opérateur n'est pas sûr du VA à utiliser, il peut faire un essai de pulvérisation sur sa cible avec de l'eau d'une façon qu'il juge satisfaisante, et mesurer le VA réel qu'il utilise. Les réglages du pulvérisateur peuvent ensuite se faire à partir de ce VA et on peut par la suite mener toutes les opérations de manière à le répéter.

Une fois qu'on connaît le VA pour parvenir à la dose recommandée, les réglages du pulvérisateur et les paramètres d'application pour parvenir à ce VA (et à cette dose) dépendent de trois variables du traitement, à savoir: l'espacement entre les passages, la vitesse de déplacement et le débit.

Facteurs affectant le volume d'application

Espacement entre les passages

L'espacement entre les passages est la distance entre les passages successifs du pulvérisateur, soit au sol, soit dans l'air. Dans les cultures en rangées traitées avec des pulvérisateurs portés, l'espacement entre les passages est habituellement un nombre de rangées déterminé. Dans les cultures semées à la volée, comme les céréales ou les herbages traités par tracteur ou par aéronef, on le mesure en mètres. Sa valeur est importante lorsqu'on calcule le VA et la dose et qu'on les ajuste. Dans les traitements localisés à gros volume, la pulvérisation se dépose idéalement juste en dessous des buses de sorte que la largeur d'andain est presque identique à l'espacement entre les passages que l'on utilise. Cependant, dans les traitements en UBV, la dérive de pulvérisation ne se dépose pas uniformément sur la largeur de l'andain: le dépôt commence à un niveau faible, il augmente et atteint son maximum à une brève distance de l'arrière du pulvérisateur, puis il décroît peu à peu sur une distance croissante du pulvérisateur. Cette longue 'traîne' contient une quantité importante de pesticide mais qui n'est pas forcément suffisante pour éliminer le ravageur cible. Pour compenser, et pour arriver à une plus grande uniformité de dépôt sur la zone cible, on fait délibérément se chevaucher chaque andain en réduisant nettement l'espacement du passage par rapport à la largeur de l'andain, généralement entre la moitié et le tiers de la largeur de l'andain. Le dépôt cumulé de ces andains qui se chevauchent est bien plus uniforme (voir Figure 4.5), et si le pulvérisateur a été correctement calibré, cela constituera une dose suffisante pour éliminer le ravageur.

Des contraintes pratiques régissent l'espacement entre les passages. On peut le déterminer d'avance en lui assignant des limites étroites, par exemple la largeur d'une rampe de tracteur ou le nombre de rangées qu'un opérateur peut traiter sans se fatiguer. Dans les pulvérisations en UBV, il sera déterminé par la force du vent et la distance à laquelle il peut emporter le produit.

Vitesse de progression du pulvérisateur

La vitesse de progression est principalement déterminée par la vitesse à laquelle le pulvérisateur peut avancer. Il faut que cela soit une vitesse qui puisse se maintenir sans fatigue et sans risque, par exemple la vitesse à laquelle un homme peut marcher sans se fatiguer est d'environ 1,5 m s^{-1} ou 5 km h^{-1}, la vitesse à laquelle un véhicule peut avancer sans risque sur terrain accidenté est généralement de 7 à 10 km h^{-1}, et la vitesse normale de vol d'un aéronef est habituellement entre 140 km h^{-1} et 200 km h^{-1}. Il faut donc vérifier la vitesse du pulvérisateur en convenant d'une distance et en utilisant un chronomètre, avant de procéder à des calculs. Pour les traitements par voie aérienne, on peut consulter le pilote pour savoir à quelle vitesse il a l'habitude de voler lorsqu'il traite.

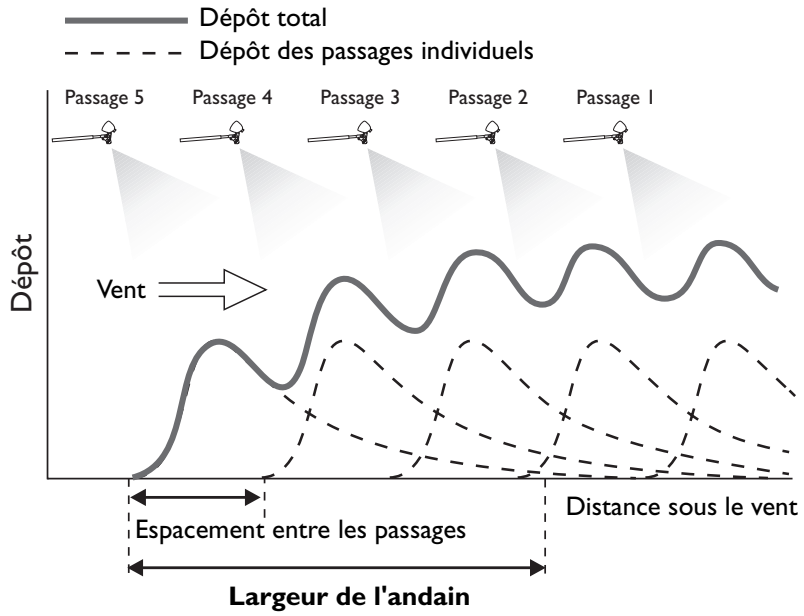


Figure 4.5: Constitution d'un dépôt relativement uniforme à partir d'andains de pulvérisation UBV

Débit

Le débit est généralement le facteur le plus facile à ajuster et il est déterminé de façon à ce que lorsqu'on utilise l'espacement entre les passages et la vitesse de progression choisis, on applique le bon VA (et la bonne dose).

Il existe diverses méthodes pour calculer les réglages du pulvérisateur de manière à ce qu'en plus de la vitesse de progression et de l'espacement entre les passages définis pour l'opération de traitement, on applique le bon volume et la bonne dose de pesticide. Certaines différences entre ces méthodes sont dues au fait qu'une pulvérisation aqueuse doit composer avec l'étape supplémentaire que constitue la dilution adéquate de concentré; d'autres viennent des différentes formes que prennent les conseils d'étalonnage sur l'étiquette du pesticide. On trouvera dans les fiches méthodologiques des procédés pour résoudre la plupart des problèmes qui se posent couramment aux opérateurs. Les contrôles de débit doivent être faits avec la formulation du produit insecticide lui-même, étant donné que l'eau, le carburant et même différents pesticides ont des viscosités différentes (mesure de l' "épaisseur" du liquide) et différentes tensions de surface et tous ont des débits différents. Les principes qui sous-tendent les mesures de débit sont les mêmes pour tous les types de pulvérisateurs. Mais un traitement par aéronef peut être plus facile (s'il est équipé d'un débitmètre électronique) ou plus difficile (s'il a une pompe de traitement actionnée par hélice).

Certains pulvérisateurs fonctionnent de façon à permettre à l'opérateur de récupérer le liquide émis et de le mesurer sur une certaine durée: par exemple, cette technique de "récupération" peut être employée avec un pulvérisateur à dos et un pulvérisateur à disque rotatif dont le disque ne bouge pas. Elle est plus difficile avec d'autres pulvérisateurs, par ex. un pulvérisateur à air comprimé, étant donné que le jet sort avec l'air et ne peut pas être récupéré facilement. Dans ces cas, la méthode la plus facile est de mesurer la quantité qui manque dans la cuve au bout d'un certain temps: c'est la technique de la 'perte'.

Les méthodes de réglage du débit varient d'un pulvérisateur à l'autre. On peut ajuster le débit en adaptant un té de restriction différent, ou une nouvelle buse, en modifiant le réglage d'un robinet à pointeau ou la pression de la pompe à insecticide. Consultez les manuels des fabricants pour connaître le détail exact.

Instructions de dosage

Les dosages sont généralement indiqués sur l'étiquette du produit et peuvent être exprimés de l'une des nombreuses façons suivantes:

- Dose de matière active: indique le poids de matière active par hectare. Par exemple, on pourra lire sur une étiquette: "Utilisez 400 grammes de matière active par hectare (400 g m.a. ha^{-1})". Ce type d'instruction n'est pas très courant pour des pulvérisations aqueuses, parce que la plupart des agriculteurs et des opérateurs la trouvent difficile à mettre en œuvre.
- Dose de produit concentré: indique le volume (ou le poids) de pesticide concentré à appliquer par hectare. Par exemple, "utilisez 1 litre de produit à l'hectare (1 l ha^{-1}). C'est un peu plus facile à comprendre, mais il faut faire des calculs pour savoir quelle quantité de pesticide et d'eau on doit mélanger.
- Dose dans la cuve: il s'agit du volume (ou du poids) de pesticide concentré à ajouter pour 10 litres d'eau (correspondant au volume que contiennent certains pulvérisateurs à dos). Par exemple: "utilisez 20 ml de produit par 10 litres d'eau (20 ml /10 l)". Cette "dose dans la cuve" est la méthode la plus simple pour recommander une dose, bien qu'il faille faire des calculs élémentaires pour les cuves faisant plus ou moins de 10 litres.

Lorsque la dose dans la cuve est indiquée, certaines étiquettes mentionnent également la superficie que doit couvrir chaque charge d'un réservoir de pulvérisateur à dos, ou encore un volume indicatif à appliquer sur une superficie donnée, le VA. La méthode de la dose dans la cuve présuppose un certain VA, et la dose de matière active par superficie n'est correct qu'à ce VA.

PULVÉRISATION

Les instructions de base destinées aux opérateurs de traitement concernant leur cible (c'est-à-dire les ravageurs, les cultures, les superficies) et les conditions environnementales sont résumées ci-dessous. Vues sous l'angle du suivi, elles peuvent servir de contrôle du bon respect des procédures (contrôles de sécurité et contrôles techniques) et aider à mettre au point des dispositifs de suivi biologique.

Caractéristiques de la cible et météorologie

L'opérateur doit avoir connaissance de toutes les conditions de culture susceptibles d'avoir une incidence sur l'opération de pulvérisation. Par exemple, si la surface de feuillage de la culture paraît plus importante que celle d'une culture typique du même genre, il pourra décider d'augmenter le VA. Si des maladies ou des ravageurs n'affectent la culture que partiellement, par exemple le dessus de tous les plants, ou qu'ils n'y sont que par endroits et discrètement, l'opérateur pourra alors décider de diviser le traitement en strates (de ne pulvériser qu'une seule couche) ou de traiter de façon localisée (en ne pulvérisant que les parties atteintes). De la même façon, l'opérateur devra s'efforcer d'atteindre correctement la cible, par exemple en dirigeant le jet vers le haut pour les ravageurs qui se trouvent surtout sur l'envers des feuilles.

Il faut aussi que l'opérateur tienne soigneusement compte de divers facteurs météorologiques.

Précipitations

Vérifier l'étiquette du produit pour voir s'il y a des recommandations à propos de la pluie. Ne jamais pulvériser s'il pleut ou si la pluie est imminente, parce que cela peut lessiver une partie de produit de la végétation. On trouvera sur l'étiquette du produit des informations sur l'application des pesticides qui sont facilement emportés par la pluie ou qui ont besoin d'un certain temps pour être absorbés par la plante.

Vent

Il est important de comprendre l'incidence du vent sur le genre de pulvérisation qu'on s'apprête à entreprendre. Il ne faut pas procéder à une pulvérisation lorsqu'il n'y a pas de vent, parce que les jours de chaleur sans vent, des courants de convexion sont susceptibles d'emporter la pulvérisation dans des directions imprévisibles, notamment vers l'opérateur. Ceci concerne aussi bien les pulvérisations en UBV et de gros volumes. Les vitesses minimales du vent pour ces deux types de pulvérisations sont une légère brise de 1 à 2 m s^{-1}. Toutefois, les limites les plus élevées de vitesse du vent diffèrent beaucoup entre ces deux techniques. En général, on ne doit pas procéder à une pulvérisation de gros volumes par des vents dont la vitesse dépasse 3 m s^{-1}, au risque qu'une dérive incontrôlée et éventuellement dangereuse se produise. Par contre, une pulvérisation en UBV dépend du vent pour disperser le nuage de pulvérisation et peut se faire à une vitesse de vent allant jusqu'à 10 m s^{-1} (lorsqu'il semble que la poussière et les feuilles tourbillonnent - voir l'échelle de Beaufort sur la fiche méthodologique pour connaître les méthodes météorologiques), à condition qu'on prévoie d'augmenter la largeur d'andain à des vitesses de vent plus élevées. Il faut toujours commencer un traitement au bord du champ situé sous le vent pour que la dérive éventuelle soit emportée dans le sens opposé à l'opérateur qui se déplace contre le vent dans la végétation non traitée (ou dans l'air non traité dans le cas d'un aéronef).

Ensoleillement

Un vif ensoleillement comporte un risque de brûlures pour les feuilles à travers les gouttelettes de pesticide. Encore une fois, il faudra regarder sur l'étiquette pour voir s'il y a des recommandations sur la conduite à tenir en cas de fort ensoleillement. Ne jamais pulvériser lorsque de l'air chaud s'élève du sol (convexion) à cause du soleil qui chauffe le sol et l'air en contact avec celui-ci. La convexion a généralement lieu pendant les après-midi de chaleur mais elle peut aussi se produire vers la fin de la matinée. Elle se détecte par de fortes variations de force du vent et de direction. Le meilleur moment pour traiter est généralement entre 8h et 11h. Un traitement efficace avant 8h est possible si la direction du vent est constante et il devrait également être possible après 11h quand le temps est couvert et relativement frais (moins de 30°C). Une pulvérisation peut aussi avoir lieu après 16h si le temps s'est suffisamment rafraîchi et si la direction du vent reste stable.

DÉPÔT DES GOUTTELETTES DE PULVÉRISATION

Plusieurs facteurs interviennent dans le processus de dépôt. Les comprendre permet à l'opérateur d'être plus efficace sur le plan biologique et de réduire le risque d'un effet négatif sur l'environnement. La nature du dépôt et l'endroit où se déposent les gouttelettes dépend fortement de leur taille. Il n'existe pas dans le commerce de pulvérisateur capable de produire des gouttelettes de diamètre uniforme - il y a toujours une fourchette de tailles, qu'on appelle le spectre des gouttelettes. Comme nous l'avons vu plus haut, le diamètre d'une gouttelette est important car c'est lui qui détermine le volume ou le poids de pesticide dans la gouttelette, le nombre de gouttelettes produites par litre ainsi que leur comportement et leur devenir.

Comportement d'une gouttelette

Transport de la gouttelette

Il y a plusieurs facteurs qui influencent le transport des gouttelettes après qu'elles aient été émises mais avant qu'elles aient une chance de se déposer.

Vélocité initiale de la gouttelette

Le processus d'atomisation par pulvérisation d'une buse donne aux gouttelettes une vélocité initiale qui décroît progressivement au fur et à mesure qu'elles sont ralenties par la traînée d'air qui s'opère sur leur surface, relativement élevée. Cette traînée est tout d'abord moins prononcée avec les grosses gouttelettes, qui retiennent plus longtemps leur inertie initiale, après quoi l'effet de la pesanteur prédomine. Avec des gouttelettes plus grosses, la vélocité conférée lors du processus d'atomisation peut être significative, et des vélocités allant jusqu'à 20 m/s produites avec des buses hydrauliques peuvent arriver à réaliser la totalité du processus de transport depuis le pulvérisateur jusqu'aux feuilles avoisinantes. Pour couvrir des arbres à l'aide de petites gouttelettes, il faut qu'elles soient portées par un courant d'air, et la distance qu'elles franchissent est dictée par la distance que parcourt le courant d'air avant qu'il ne soit dispersé en se mélangeant avec l'air immobile.

Vitesse du vent

La vitesse du vent (u), la vélocité de chute (v), et la hauteur de l'émission (h) affectent le déplacement sous le vent (s) des gouttelettes de pulvérisation, selon l'équation $s = hu/v$ (Johnstone, 1971). Mais tandis que cette simple relation peut donner une approximation du mouvement général du nuage de pulvérisation, et donc de la largeur de l'andain, l'étendue réelle des distances sera plus importante en raison des turbulences d'air (décrites ci-dessous). Pour des gouttelettes fines, dont la vélocité de chute est bien inférieure à la vitesse du vent dominant (voir ci-dessous), la vitesse du vent domine leur mouvement. Pour de grosses gouttelettes, c'est la pesanteur qui domine. C'est pourquoi on applique les herbicides en traitement contenant de grosses gouttelettes; l'effet est de minimiser la dérive sur la végétation voisine. La vitesse du vent a également un effet important sur le dépôt de la gouttelette par chute inertielle, également décrite ci-dessous.

Turbulence

Lorsque l'air se déplace sur le sol ou au-dessus de la végétation, il est affecté par la traînée produite par les inégalités de surface, qui font que différentes parties du flux d'air se déplacent dans différentes directions. C'est ce qu'on appelle les effets de turbulence, qui font tourbillonner l'air et qui le mélangent de telle sorte que les gouttelettes en suspension se déplacent d'une façon qui ajoute une composante verticale aux processus intervenant dans la dispersion de la pulvérisation. Plus la vitesse du vent est élevée, moins les surfaces sont lisses et plus la turbulence est prononcée. On pourrait s'attendre à ce que ces conditions accroissent la composante de dérive sous le vent lorsque de fines gouttelettes sont utilisées. Mais il est prouvé que dans certains cas, la turbulence aide le dépôt sur la végétation au point de diminuer la dérive de pulvérisation.

Dépôt

Le processus de dépôt d'une gouttelette pulvérisée sur une surface naturelle ou une surface d'échantillonnage artificielle peut être influencée principalement par trois processus, à savoir: la chute inertielle, la sédimentation et les effets électrostatiques, la chute inertielle et la sédimentation étant les plus importants. Leur importance relative dépend de la taille des gouttelettes, de la vitesse du vent et des dimensions de la cible.

Sédimentation

Toutes les gouttelettes sont plus lourdes que l'air et (à moins de s'évaporer) finissent par retomber sur le sol. Toutefois, certaines retombent plus vite que d'autres. On appelle “vélocité terminale de chute” la vitesse à laquelle les gouttelettes tombent dans de l'air immobile et, pour toutes les gouttelettes, elle est régie par un équilibre entre les forces de la pesanteur et celles de traînées d'air turbulentes qui traversent l'air dans un mouvement descendant. Le diamètre de la gouttelette a un effet prononcé sur cette vélocité de chute; les gouttelettes fines tombent bien plus lentement que les grosses, comme le montre le Tableau 4.1.

Idéalement, toutes les gouttelettes qui tombent devraient se déposer sur leur cible, qu'il s'agisse de végétation ou d'insectes ravageurs, ce qui donne une efficacité de récupération de sédimentation de 100. Toutefois, il existe quatre processus qui font que ce transfert parfait est rarement atteint:

- les vents de travers, qui donnent une composante horizontale à la trajectoire des gouttelettes de pulvérisation, ce qui déplace leur dépôt sous le vent éventuellement hors cible;
- la turbulence, déjà citée, engendrée par de l'air qui se déplace au-dessus d'une surface plus ou moins lisse et confère une composante verticale autant qu'horizontale au mouvement de la gouttelette, ce qui signifie que certaines gouttelettes s'abattent plus vite alors que d'autres restent soutenues plus longtemps dans le vent de travers;
- les gouttelettes, qui rebondissent souvent des surfaces si elles sont trop grosses ou trop fines, en raison des propriétés élastiques de leur tension de surface;
- les gouttelettes les plus grosses, qui souvent fusionnent après leur dépôt, puis s'écoulent de la végétation pour se déverser sur le sol en dessous. La rétention d'une gouttelette par la cible peut également être fonction de la surface de la cible elle-même, qui peut être cireuse ou difficile à 'mouiller', ou qui ne se tient pas à l'horizontale.

Tableau 4.1 Effets de la taille des gouttelettes sur la vitesse de chute

Diamètre des gouttelettes (µm)	Vélocité terminale (cm s^{-1})	Temps de chute 1,0 m (s)
300	115	0,8
100	27,8	3,6
50	7,3	13,7
20	1,2	83,3

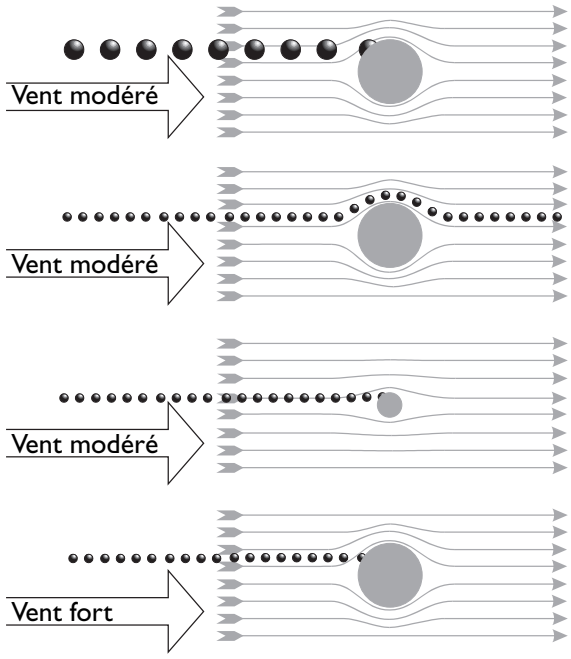
Chute inertielle

Lorsqu'une gouttelette qui se déplace en direction d'une surface verticale continue sa trajectoire et entre en contact avec sa cible sur son parcours à cause de son énergie cinétique, on nomme ce phénomène "chute inertielle". Toutes les gouttelettes n'y parviennent pas, car certaines sont déportées autour de la cible par les courants d'air. Lorsque cela se produit, on dit que les gouttelettes ont une efficacité de récupération de moins de 100%. Il est particulièrement important de prendre en compte l'efficacité de récupération, car pour les petites gouttelettes, elle peut être inférieure à moins de 1% sur les cibles de grande dimension à une faible vitesse du vent. Plus les gouttelettes sont grosses, plus la vitesse par rapport à la cible est élevée et moins la taille de la cible est importante, et plus la probabilité de chute est forte. La Figure 4.6 illustre ces tendances.

OBSERVATION DU DÉPÔT DE PULVÉRISATION

Plusieurs raisons peuvent justifier que l'on échantillonne une pulvérisation:

- à des fins de formation: comprendre les principes qui entrent en jeu lors d'un traitement
- aux fins d'évaluer les capacités de nouveaux types de pulvérisateurs ou de nouvelles techniques
- à des fins de contrôle de la qualité des opérations existantes: recherche éventuelle d'échecs de traitement
- à des fins de suivi écotoxicologique: évaluer la quantité réelle de produit déposé dans une zone donnée



Les grosses gouttelettes chutent facilement sur les objets qui se trouvent sur leur passage

Les gouttelettes fines ne chutent pas;
elles suivent les courants d'air autour des obstacles, mais.

plus l'obstacle est de petite taille et plus il est probable que les gouttelettes fines chutent et...

plus la vitesse relative de la gouttelette est grande et plus l'obstacle est important (généralement déterminé par la vitesse du vent), et plus elles risquent de chuter.

Figure 4.6: Facteurs jouant un rôle dans la chute inertielle des gouttelettes

On pourra soit échantillonner les gouttelettes sur des surfaces, c'est-à-dire leur dépôt, puisque c'est ce qui indique la quantité de pesticide qui reste réellement sur la zone étudiée; ou bien dans l'air, c'est-à-dire qu'on échantillonnera le flux, puisque les gouttelettes qui sont en l'air peuvent encore chuter sur la cible et avoir un effet sur elle et les espèces non-cibles, même si en principe elles ne se seraient pas déposées sur les surfaces de la zone cible.

Il y a trois facteurs à prendre en compte pendant l'échantillonnage d'une pulvérisation:

- le nombre de gouttelettes
- la taille de ces gouttelettes qui, en plus de leur nombre, fournit le volume et la quantité de matière active; ces deux premiers facteurs se combinent lorsqu'on a recours à une analyse fluorimétrique et colorimétrique des résidus de pesticide comme méthode d'analyse de résidus
- la répartition de ces gouttelettes à l'intérieur et à l'extérieur de la zone cible.

Lorsqu'on procède à l'échantillonnage de traitements agricoles, il est préférable de prendre la cible elle-même comme surface d'échantillonnage parce que, par rapport à des cibles de traitement artificielles, il peut y avoir des différences de dépôt comme de rétention sur les feuilles des plantes ou sur d'autres parties végétales. Toutefois, comme cela n'est pas toujours possible ni commode (voir ci-dessous), il est utile de disposer d'échantillonneurs artificiels pour faire des comparaisons de dépôt ou de flux résultant d'opérations de traitement à l'aide de paramètres différents.

Le choix du matériel et de la méthode d'échantillonnage demande du soin, car les propriétés des gouttelettes (vélocité, densité et diamètre), et les dimensions de la cible influencent fortement les chances de chute et de rétention. En général, les grosses gouttelettes sont plus faciles à échantillonner et les petites sont plus insaisissables. Par exemple, des surfaces artificielles d'échantillonnage de traitement maintenues en position horizontale à l'intérieur ou au-dessus de la culture peuvent donner de bons résultats pour échantillonner de grosses gouttelettes en cours de sédimentation; mais elles n'auraient pas grand intérêt pour échantillonner les fines pulvérisations utilisées dans les traitements en UBV (ou une dérive produite par une pulvérisation classique) en raison de la faible efficacité de récupération qu'ont les surfaces horizontales pour les petites gouttelettes transportées par le vent. Des brins de fil, comme de la laine ou une fibre synthétique composée de nombreux filaments fins qui se hérissent à la surface, ont une efficacité de récupération élevée pour toutes les gouttelettes sauf pour les gouttelettes extrêmement fines, et ils ont donné de bons résultats quand on les utilise pour observer la dérive d'un traitement (Cooper *et al.*, 1996) (voir fiche méthodologique sur la manière de procéder). L'efficacité d'un échantillonnage peut également être améliorée en augmentant la vélocité relative de la gouttelette et la surface d'échantillonnage. Certains types de matériel d'échantillonnage pour les petites gouttelettes de pulvérisation, tels que les impacteurs en cascade et les échantillonneurs rotatifs, augmentent la vélocité relative de cette façon, pour augmenter l'efficacité de récupération par chute inertielle.

MÉTHODES D'ÉCHANTILLONNAGE, DE DÉNOMBREMENT ET DE MESURE DE LA TAILLE DES GOUTTELETTES

Contrairement aux méthodes colorimétriques ou d'analyses de résidus, la plupart des méthodes physiques d'échantillonnage de gouttelettes sont moins élaborées et donc souvent moins chères et plus commodes. Elles ne dépendent pas de la présence d'eau ni de solvants propres pour rincer les feuilles des dépôts et il s'agit d'un équipement relativement peu sophistiqué, encore qu'un microscope puisse être nécessaire dans certains cas. L'emploi de surfaces artificielles révèle l'endroit où la pulvérisation s'est effectivement déposée sur les feuilles et indique si elle s'est répartie de manière uniforme ou par taches, sur les bords ou sur la totalité de la surface, sur la partie supérieure ou inférieure du limbe, etc. Ce tableau plus exhaustif de la répartition d'une pulvérisation peut avoir une importance si un organisme non cible en particulier se trouve habituellement dans un endroit donné. Le nombre des gouttelettes par centimètre carré, qu'on appelle souvent la densité de gouttelettes, peut également être important. Une même quantité de produit sur une feuille peut avoir une action différente selon sa répartition. Par contre, les méthodes chimiques d'échantillonnage révèlent la masse et le volume de produit sur une feuille, mais elles ne fournissent aucune indication sur la taille et la répartition des gouttelettes déposées.

On peut utiliser toutes sortes de surfaces pour recueillir les gouttelettes d'une pulvérisation. On peut se servir de surfaces naturelles, insectes, feuilles, mais en général les gouttelettes s'étalent rapidement et peuvent être difficiles à voir. Pour cette raison, des surfaces artificielles comme du papier à échantillonner servent généralement de substitut, malgré le fait que les propriétés de leur surface peuvent donner lieu à un dépôt des gouttelettes différent de ce qu'il aurait été sur une feuille, un insecte ou une plante cultivée. Par exemple, les feuilles velues des orties recueillent et retiennent les gouttelettes d'herbicide mieux que de nombreuses cibles artificielles, et donc le recours à des cibles artificielles tendrait à donner une idée sous-évaluée du dépôt sur les feuilles. L'inverse serait vrai de feuilles de chou, qui ont une surface cireuse difficile à mouiller, et sur laquelle les gouttelettes pulvérisées roulent facilement. La nature plus absorbante des surfaces artificielles pourrait retenir plus de gouttelettes qu'une surface équivalente de feuilles de chou, et la quantité de produit déposé sur la plante serait surévaluée.

Surfaces à base de papier et de carte: papiers hydrosensibles et oléosensibles

Les papiers oléosensibles réagissent à n'importe quelle huile ou solvant de la formulation pour produire une tache à l'endroit où l'impact de la gouttelette s'est produit. Ils sont particulièrement utiles pour échantillonner les formulations en UBV. Cependant, il y a des formulations qui ne laissent pas de marque visible ou permanente sur toutes les sortes de papiers oléosensibles; il faut donc le tester avant de procéder à l'échantillonnage. Certains papiers d'enregistrement graphique sans encre ayant une surface micro-encapsulée font apparaître les dépôts de produit parce que la couche supérieure cireuse est dissoute par la pulvérisation, ce qui révèle le papier de fond, plus sombre, et laisse des marques visibles. Si au début ces marques se distinguent nettement, il arrive qu'elles s'effacent assez rapidement par la suite et, dans certains cas, les petites gouttelettes ne se voient pas bien étant donné que leur volume est insuffisant pour perforer complètement la couche de cire par dissolution.

Le papier hydrosensible se fabrique en revêtant ou en imprégnant du papier ou de la carte blancs d'une teinte jaune ou d'un indicateur de pH qui passe du jaune au bleu en présence d'eau. Il est utile pour échantillonner les pulvérisations aqueuses; mais ce sont des papiers qui réagissent assez facilement à l'humidité des mains ou de la plante elle-même et donc, lorsque la température est élevée, il faudra porter des gants pour empêcher la sueur de faire des marques.

Les papiers hydrosensibles et oléosensibles s'achètent par paquet de 50 feuilles ou plus. Chaque feuille mesure environ 5 cm x 8 cm et pour l'échantillonnage des flux on pourra les découper en bandes d'environ 1 cm x 8 cm et les fixer à l'aide d'épingles ou de gomme à une tige ou à une perche en position verticale, à une hauteur adaptée à l'objet de l'exercice. Le côté sensible du papier devra être face au vent. Pour évaluer le dépôt sur le sol, placer des papiers au niveau du sol, et pour l'évaluation du dépôt sur les cultures ou la canopée des arbres, agrafer des papiers aux feuilles à diverses hauteurs. On peut faire flotter de petits radeaux recouverts de papiers à l'horizontale pour évaluer le dépôt sur les étangs. Le nombre à employer est généralement déterminé par divers facteurs, tels que l'échelle de l'opération de traitement, la logistique des déplacements sur les sites que l'on observe et le temps dont on dispose avant que la tache commence à disparaître.

On peut compter les marques laissées par les gouttelettes ou les taches à l'aide d'une loupe. Il est important de procéder à plusieurs dénombrements sur chaque carte d'échantillonnage et de les prélever au hasard pour éviter de fausser les données, sinon le résultat obtenu ne sera pas représentatif. Si on a besoin de connaître la taille des gouttelettes, on peut recourir à un microscope à réticule spécial, ainsi qu'à des lames à oxyde de magnésium.

Limites Comme pour toutes les techniques d'évaluation du dépôt de pulvérisation, il est sage de tester les méthodes d'échantillonnage avant utilisation à l'aide de la formulation de traitement réelle. Le recours au papier hydrosensible est restreint lorsqu'on est en présence de rosée ou d'une humidité élevée, qui empêchent de distinguer les taches faites par les gouttelettes de produit de l'humidité de fond.

Procédure Un comptage et des mesures sur 5 à 10 papiers par site devraient donner une bonne évaluation du dépôt. Il est conseillé de dénombrer les gouttelettes et de les mesurer dans les deux heures qui suivent le dépôt pour diminuer le risque de disparition. Si on cherche à connaître le diamètre des gouttelettes, il faut calculer des facteurs d'étalement. On peut aussi analyser les surfaces d'échantillonnage automatiquement à l'aide de matériel d'analyse d'image, si on en dispose. Lorsque les gouttelettes qui se sont déposées sont nombreuses au point d'avoir fusionné - cas fréquent avec les traitements en volume élevé - il n'est pas possible de dénombrer ou de mesurer les gouttelettes isolément. Dans ce cas, le seul paramètre mesurable est le pourcentage de zone couverte, une tâche qu'on peut réaliser avec des moyens manuels, mais qui est bien plus facile à l'aide d'un analyseur d'image.

Données obtenues Le nombre de gouttelettes par centimètre carré, la répartition de la taille des gouttelettes et le volume/masse déposé.

Matériel Papier du commerce, loupe ou microscope et réticule.

Personnel requis Deux, pour fixer les papiers, les récupérer et les compter.

Surfaces de papier et de carton: carte blanche

Du papier photographique fixé Kromokote, chromolux ou non exposé peut être utilisé avec une formule de pulvérisation à laquelle a été ajoutée une teinture colorée. Les gouttelettes apparaissent en taches colorées sur le papier blanc. Les techniques reposant sur la teinture sont utiles dans les essais sur le terrain, mais elles ne sont pas toujours acceptables pour les opérateurs parce qu'elles peuvent contaminer ou tacher leur outillage, en particulier les teintures qui ne sont pas solubles dans l'eau et qui ne partent pas facilement au lavage. La carte s'emploie de la même manière que les papiers hydrosensibles et oléosensibles.

Lames enduites d'oxyde de magnésium

L'oxyde de magnésium (MgO) constitue une surface unique, pour laquelle la relation entre le diamètre de la gouttelette et la taille du trou ou du cratère laissé à la surface lorsque la gouttelette chute est bien établie (May, 1950). On a en effet découvert que le diamètre du cratère faisait 1,33 fois le diamètre de la gouttelette pour des gouttelettes de 10-15 µm, 1,25 fois pour des gouttelettes de 15-20 µm et 1,16 fois pour des gouttelettes de 20-200 µm, à condition que l'épaisseur de l'oxyde soit supérieure au diamètre de la gouttelette. Cette relation est indépendante de la composition de la gouttelette, à la différence des autres surfaces d'échantillonnage mentionnées plus haut. C'est la raison pour laquelle des surfaces enduites d'oxyde de magnésium sont couramment utilisées pour obtenir des évaluations physiques précises des pulvérisations. Les lames enduites d'oxyde de magnésium peuvent servir à déterminer la qualité du traitement réalisé par un pulvérisateur, c'est-à-dire la répartition de la taille des gouttelettes, ou leur spectre.

Ces lames se fabriquent en faisant se condenser de la fumée d'oxyde de magnésium d'un morceau de ruban de magnésium en combustion (d'env. 20 cm) sur le dessous d'une lamelle de microscope. La fiche méthodologique indique le procédé de fabrication de ces lames. Il faut préparer les lames la veille, car la pénétration des gouttelettes dans la couche d'oxyde est plus nette après que la surface ait "mûri" plusieurs heures. Mais si elles sont trop vieilles, une croûte se forme à la surface qui limite cette pénétration. Les lames inutilisées doivent être jetées au bout de 3 à 4 jours. Après leur exposition à la pulvérisation, on peut garder ces lames plusieurs mois sans qu'elles se détériorent. Il faut les manipuler par les extrémités non enduites d'oxyde de magnésium.

On dépose en principe les lames dans un échantillonneur rotatif fixé à une perche avec du ruban adhésif à environ 1,5 m du sol. La couche d'oxyde de magnésium est orientée dans la même direction que l'appareil en marche. Le rotor est alimenté par une batterie. On peut aussi placer les lames enduites d'oxyde de magnésium sur le sol ou les attacher à une tige comme décrit pour les échantillonneurs papier et carte.

Pour déterminer le diamètre des cratères, on place les lames sur le plateau de chargement d'un microscope éclairé par en dessous, et on le mesure à l'aide d'un réticule calibré comme le réticule Porton, inséré dans l'oculaire du microscope (voir fiches méthodologiques sur la mesure des gouttelettes et des DMV et DMN).

Limites Les surfaces enduites d'oxyde de magnésium sont fragiles et s'endommagent facilement au toucher, et il faut donc les manipuler avec précaution. Des boîtes spéciales à compartiments sont nécessaires pour conserver les lames enduites d'oxyde de magnésium et empêcher qu'elles soient endommagées pendant leur transport. Certains utilisateurs ont signalé une interférence avec des gouttes de rosée due à un usage tôt le matin. En principe, l'échelle d'utilisation est déterminée par le nombre d'échantillonneurs dont on dispose et la zone à observer.

Procédure Les lames enduites d'oxyde de magnésium peuvent être analysées automatiquement à l'aide de systèmes d'analyse d'image par ordinateur, qui peuvent dénombrer et mesurer rapidement les gouttelettes, mais ils sont relativement chers.

Matériel Échantillonneur et batterie, boîte à lames, ruban de magnésium, lames de 6 mm, anémomètre et microscope.

Personnel requis Deux ou plus, les lames devant être préparées, installées, ramassées et analysées.

Détermination du facteur d'étalement des surfaces artificielles d'échantillonnage

Les échantillonneurs à papier sensible ont beaucoup servi à observer les dépôts de pulvérisation et à caractériser la qualité du traitement. Toutefois, si on a besoin de connaître le diamètre des gouttelettes échantillonnées, éventuellement pour calculer le volume de pulvérisation déposé, il faut déterminer le facteur d'étalement des gouttelettes sur cette surface donnée. Le facteur d'étalement sur papier varie énormément avec la taille des gouttelettes, et il est donc nécessaire de comparer une fourchette de diamètres de gouttelettes réelles avec la taille de la tache faite par chacune sur la surface. Pour établir ce facteur, on a besoin d'avoir le diamètre réel des gouttelettes, et il est commode d'avoir recours aux propriétés connues de l'oxyde de magnésium pour déterminer cela en exposant simultanément la surface de test et les lames enduites d'oxyde de magnésium à une pulvérisation monodispersée réalisée par un bon générateur de gouttelettes de laboratoire. La lame enduite d'oxyde de magnésium sert à trouver le diamètre réel de la gouttelette, que l'on compare ensuite avec le diamètre de la tache sur la surface de test. Cela permet de découvrir le facteur d'étalement de cette gouttelette en particulier. On répète ensuite la procédure pour toute une série de tailles de gouttelettes. L'analyse de données peut se faire soit sous forme de graphiques (en répartissant le diamètre de la gouttelette par rapport au diamètre de la tache) ou, à l'aide d'une calculatrice ou d'un ordinateur, par régression mathématique. Lorsque la relation entre le diamètre de la tache et le diamètre de la gouttelette a été établie pour une fourchette de taille de gouttelettes, on peut utiliser le papier pour mesurer la taille des gouttelettes de ce type de pulvérisation.

Échantillonneurs à fibres

Les échantillonneurs à fibres, comme la laine à tricoter, offrent un moyen facile et efficace pour échantillonner des gouttelettes dérivantes très fines sur le terrain. On extrait de la laine l'insecticide qui s'y est pris et on l'analyse ou, si une teinture fluorescente a été ajoutée à la formulation, on l'évalue à l'aide d'un fluorimètre. Il n'y a pas besoin d'alimentation électrique et le matériau de base, la laine à tricoter, est courant et facile à trouver, et sa norme de fabrication est constante. Chaque échantillonneur consiste en une pelote de laine, d'environ 1,25 m de long, avec un élastique accroché à une extrémité. Une petite boucle est nouée à l'autre extrémité. Un segment d'1 m de l'échantillonneur est indiqué par des nœuds faits sur la pelote. Chaque échantillonneur est conservé dans un sachet plastique autoadhésif.

Limites Il faut faire extrêmement attention à ne pas contaminer la laine pendant la manipulation.
Données obtenues Par exemple, la quantité de pesticide exprimée en µm par mètre de fibre ou autres données quantitatives sur le flux ou la dérive de pulvérisation.
Matériel Laine à tricoter, gants de chirurgie, crochets, perches et papier d'aluminium. Le laboratoire d'analyses fera le reste.
Personnel requis 2.

Interprétation des données

Il a plusieurs points à reconnaître.

- Il est essentiel de garder à l'esprit que la plupart des échantillonneurs artificiels sont destinés à imiter une surface d'échantillonnage naturelle, c'est-à-dire le sol, la végétation, ou les insectes. Cependant, les surfaces artificielles de collecte ne recueillent pas forcément les gouttelettes de la même façon que les cibles naturelles, et donc la quantité et le volume de produit pulvérisé trouvés par les échantillonneurs ne sera sans doute qu'un guide approximatif de ce qui se passe sur des surfaces dans la réalité.
- Il y a une variation énorme entre la répartition d'une pulvérisation qui résulte de conditions météorologiques diverses, du terrain, de la végétation, de la capacité délivrée par le pulvérisateur et du travail de l'opérateur, et le nombre d'échantillons de produit prélevés est généralement trop faible pour représenter cette variation importante. Les données sur la pulvérisation obtenues à partir de ces sources ne peuvent être qu'un guide de sa répartition réelle.

- La conséquence du comportement d'une gouttelette par rapport à sa taille est que le spectre des gouttelettes recueillies près du pulvérisateur est presque toujours plus important que celui qu'on trouve plus loin sous le vent. Cela peut être dû à l'évaporation après l'émission, ou le "tri" de la pulvérisation, c'est-à-dire que les grosses gouttelettes tendent à se déposer plus facilement et que les petites ont tendance à être déportées en dehors de la zone d'échantillonnage. La seule vraie façon d'obtenir une mesure réelle du spectre de gouttelettes est d'échantillonner à proximité de l'atomiseur, mais c'est difficile sans saturer la surface d'échantillonnage.
- Si les surfaces d'échantillonnage sont saturées de gouttelettes de pulvérisation, il n'est pas possible de calculer le chiffre réel du volume et de la dose déposés, pas plus que la taille d'une gouttelette. La meilleure estimation que l'on puisse faire est "d'un ordre supérieur à un certain chiffre", ou bien le paramètre de couverture de superficie en pourcentage peut servir comme niveau relatif de dépôt.
- Si on place les échantillonneurs en position verticale sur des supports artificiels, les données fournissent une indication de la quantité de produit pulvérisé qui est passée à cet endroit, en d'autres termes, c'est le flux du produit qui est déterminé plutôt que son dépôt. Mais le recours à des surfaces artificielles statiques à la verticale risque de surévaluer la taille des gouttelettes et de sous-évaluer la dérive de pulvérisation, étant donné que les petites gouttelettes sont moins susceptibles d'être capturées. On a besoin de facteurs de correction pour compenser le flux. Des données existent sur l'efficacité des rubans de collecte pour différentes vitesses de vent, tailles de gouttelettes et largeurs de rubans (May & Clifford, 1967) et les données corrigées sur le flux peuvent être extrapolées à la quantité qui se serait déposée s'il y avait eu une surface naturelle à cet endroit.
- Si on se sert d'échantillonneurs rotatifs, l'interprétation est plus complexe et fait appel à plusieurs étapes de calcul (Cooper *et al*., 1987).

RÉFÉRENCES

COOPER, J.F, DOBSON, H.M. and JOHNSTONE, D.R. (1987) A rotary sampler for coarse aerosol sampling: sampling rate and impaction efficiency connectors to give a good estimate of airborne drops. pp. 37-40. In: *Proceedings First Conference, Aerosol Society, Loughborough*.

COOPER, J.F, SMITH, D.N. and DOBSON, H.M. (1996) An evaluation of two field samplers for monitoring spray drift. *Crop Protection,* **15** (3).

FAO (undated) http://www.fao.org/WAICENT/FAOINFO/AGRICULT/AGP/AGPP/Pesticid/Specs/pes_alp1.html.

JOHNSTONE, D.R. (1971) Droplet size for low and ultra-low volume aerial spraying. *Cotton Growing Review,* **48:** 218-233.

MAY, K.R. (1950) The measurement of airborne droplets by the magnesium oxide method. *Journal of Scientific Instrumentation,* **27:** 128-130.

MAY, K.R. and CLIFFORD, R. (1967) The impaction of aerosol particles on cylinders, spheres, ribbons and discs. *Annals of Occupational Hygiene,* **10:** 83-95.

WHO (1992) *WHO Hazard Classification.* WHO/PCS/92.14. Geneva: World Health Organization.

POUR EN SAVOIR PLUS

MATTHEWS, G.A (2000) Pesticide Application Methods. Third edition. Ames: CRC Press.

LES PARAMÈTRES ENVIRONNEMENTAUX 5

Ian F. Grant[1]

Natural Resources Institute, University of Greenwich at Medway, Central Avenue,
Chatham Maritime, Kent ME4 4TB, Royaume-Uni.

INTRODUCTION

Les paramètres environnementaux[2] influencent la distribution, l'abondance et l'activité des animaux et des plantes. Les conditions météorologiques locales, comme la température de l'air, la pluviométrie ou l'ensoleillement modifient le comportement des organismes terrestres; la vitesse du courant, l'oxygène dissous, les solides en suspension et la topographie du lit des cours d'eau agissent sur les espèces aquatiques.

Les caractéristiques des pesticides diffèrent également en fonction des conditions environnementales: toute évaluation de l'impact de pesticides implique la connaissance du type de sol, de l'humidité du sol, du pH de l'eau et du type de sédiments. La biodisponibilité d'un insecticide conditionne la probabilité d'exposition d'un organisme à une toxine. Certains types d'insecticides ne pourront pas se lier sur un sol sableux comme ils le font sur un sol argileux: les organismes vivant dans les sols sableux sont donc particulièrement exposés. L'humidité et le pH du sol modifient fortement le taux de dégradation des pesticides et donc leur rémanence et leur biodisponibilité dans l'environnement. La mesure des paramètres environnementaux fait partie intégrante de tout dispositif expérimental visant à observer les modifications survenant dans les populations, les fonctions et les activités des espèces résultant des pesticides.

Les paragraphes qui suivent décrivent les techniques de terrain permettant de mesurer les paramètres physiques et physico-chimiques dans l'atmosphère, l'eau et le sol. L'étude des facteurs environnementaux qui ont une influence sur l'abondance des plantes, comme la concentration des nutriments azotés, phosphorés et potassiques du sol et de l'eau, ne sont pas décrits dans ce document, car les réactifs chimiques nécessaires sont difficiles à gérer sur le terrain, du moins sur des périodes prolongées. Les nutriments utiles aux plantes ont également peu d'influence directe sur la faune, principal sujet de ce manuel.

Les méthodes décrites dans ce qui suit sont simples, fiables, peu onéreuses et faciles à utiliser. Quand l'éloignement rend peu pratique la visite quotidienne des sites d'échantillonnage, il est nécessaire de se munir d'enregistreurs automatiques de données et, pour les études à long terme, d'un ordinateur portable pour y transférer les données. Ces équipements sont certes onéreux et, dans certaines circonstances, il peut être plus avantageux, en termes de coût et d'efficacité, d'avoir du personnel à demeure sur les sites d'échantillonnage éloignés. Ces méthodes ont été testées par toutes les personnes ayant contribué à la rédaction de ce manuel, principalement pour un usage quotidien s'étalant sur plusieurs mois, voire plusieurs années. Il faut savoir que des données sont toujours perdues, mais que les pertes sont minimisées par une planification adéquate du travail (ex: produits consommables ou main d'œuvre) et en tenant les équipements de terrain hors de la vue des personnes et de l'atteinte des gros animaux, en les protégeant par une clôture si nécessaire. Les biométriciens peuvent combler certaines lacunes, mais l'obtention de données complètes est recommandée.

DISPOSITIF EXPÉRIMENTAL

Le Tableau 5.1 résume les paramètres environnementaux qu'il est nécessaire d'intégrer dans tout dispositif expérimental. Certains sont essentiels (●), d'autres sont optionnels (○). De nombreux paramètres, comme les conditions météorologiques, sont mesurés par des méthodes semi-continues, toutes les 30 minutes.

D'autres sont échantillonnés moins régulièrement (ex: conductivité et turbidité de l'eau), voire une seule fois quand il s'agit d'établir des données de référence (texture du sol et capacité de rétention d'eau). Il est parfois indispensable de prendre en

[1] Adresse: Cybister Environmental Protection, Oak House, South Street, Boughton, Kent ME13 9PE, R-U. ian.grant@cybister.plus.com

[2] Facteurs ou variables

compte l'influence des variations quotidiennes ou saisonnières sur les biotes: des mesures de la température et de l'oxygène dissous seront alors prises jour et nuit dans les mares peu profondes et les lagons, si nécessaire pendant la saison sèche et la saison des pluies. En pratique, la fréquence et la durée d'échantillonnage sont limitées par le niveau technologique des équipements utilisés, un enregistreur automatique de données peut mesurer la vitesse du vent, l'humidité relative et la température toutes les 30 minutes, alors qu'un thermomètre à maximum/minimum n'est consulté qu'une fois par jour.

Le positionnement des équipements météorologiques est mentionné dans les chapitres concernés. Il s'agit avant tout d'établir des données cohérentes avec celles enregistrées par les services météorologiques nationaux, ainsi que des données comparables entre les stations installées sur le site traité et sur le site non traité, qui peuvent parfois être éloignés de plusieurs centaines de kilomètres. De simples précautions permettent souvent de normaliser les procédures et d'éviter les effets des bâtiments, des arbres et de l'ensoleillement direct lors des mesures de la vitesse du vent, de la direction du vent, de la température et de la pluviométrie. Quand les sites objets du suivi sont distants de 10 à 20 km, il peut s'avérer utile d'installer plus d'une station météorologique, ce qui a des répercussions sur la gestion des ressources et la fréquence de lecture. Pour une meilleure efficacité à moindre coût, il est recommandé de faire lire les données par un observateur à des moments donnés, plutôt que d'acheter des équipements automatiques coûteux et fragiles.

Tableau 5.1 Principales mesures par type d'étude

Étude \ Paramètre	Température de l'air/de l'eau	HR en %	Vitesse du vent	Pluviométrie	OD/SS/TE	Substrats aquatiques	Texture du sol	CRE	Humidité du sol	pH	Conductivité	Couvert végétal	Ombrage
Types d'applications	●	❍	●	●									
Résidus de pesticides	●	●	●	●			●			❍		❍	●
Transformations dans le sol	●	●	❍	●			●	●	●	●		●	
Invertébrés terrestres	●	●	●	●								●	
Invertébrés aquatiques	●		●	●	●	●				●	●	●	
Poissons	●		❍	●	●	●				●	●	●	
Reptiles	●	●	●	●								●	●
Amphibiens	●	●	●	●						●		●	●
Oiseaux	●	●	●	●								●	❍
Petits mammifères	●	●	●	●			❍					●	❍

Légende: HR = humidité relative; OD = oxygène dissous; SS = solides en suspension/Turbidité; CRE = capacité de rétention d'eau; TE = transparence de l'eau (disque de Secchi); ● obligatoire; ❍ optionnel.

MESURES MÉTÉOROLOGIQUES

Le vent

La vitesse et la direction du vent sont des informations utiles permettant de prévoir la route des ravageurs migrateurs, l'origine des chants d'oiseaux, la direction prise par les gouttelettes d'insecticide et la distance qu'elles peuvent parcourir, ainsi que le taux d'évaporation et la durée de rémanence des résidus de pesticides sur les surfaces, etc. Les méthodes les plus efficaces de mesure de la vitesse et de la direction du vent sont semi-continues, particulièrement quand le pesticide est appliqué à grande échelle. Elles impliquent l'utilisation d'équipement onéreux: plusieurs anémomètres et un enregistreur automatique de données, pour un total de 2 500 dollars EU (ce qui ne représente cependant qu'une fraction du coût opérationnel de l'application). Une manière peu coûteuse, mais peu précise, d'estimer la direction du vent est d'utiliser une manche à air, ou un anémomètre à coupelles ou à palettes, et une boussole. Il existe des instruments mesurant directement la vitesse du vent: par la montée, sous la pression de l'air, d'une bille de plastique dans des tubes étalonnés ou par la rotation de coupelles fixées à un axe d'un anémomètre étalonné.

Limites Le coût est le premier facteur limitatif. Toutes ces méthodes requièrent de plus un bon positionnement des instruments de mesure, car les obstacles comme les habitations, les bois, les chemins et la végétation modifient la vitesse du vent et sa direction. Il est préférable de placer les instruments dans un large espace découvert, en gardant à l'esprit que le fait d'utiliser un mât pour éviter un obstacle donne une mesure représentative des conditions à la hauteur atteinte. Les équipements météorologiques laissés pendant de longues périodes sont exposés aux voleurs et aux animaux. Les installations de suivi à long terme doivent donc être protégées par une haute barrière en fil de fer, qui n'est cependant pas une garantie contre les éléphants et les babouins.

Procédure Les instruments manuels sont à lecture directe. Les enregistreurs automatiques de données peuvent être, soit lus directement, soit nécessiter un logiciel pour calculer les moyennes et autres mesures statistiques.

Données obtenues Vitesse en m s^{-1}. Les données sont ensuite représentées sous forme de tableau ou de graphique.

Période d'échantillonnage La collecte des données s'effectue pendant toute la durée du suivi. Les enregistreurs électroniques peuvent être réglés pour enregistrer les données toutes les 20 minutes. Les mesures manuelles (anémomètres manuels) doivent être effectuées deux fois par jour, à la même heure.

Matériel Anémomètre, enregistreur automatique de données, ordinateur portable, boussole et anémomètre à coupelle ou à palettes.

Personnel requis 1.

La pluviométrie

Les pluviomètres sont indispensables lors de l'interprétation et de la comparaison des informations biologiques et chimiques. La pluie conditionne la croissance de la végétation, l'activité de la flore microbienne du sol, la présence et le comportement des organismes non cibles, ainsi que la dissipation, le déplacement et la dégradation des pesticides. Tout récipient à fond plat et à bords droits (comme une boîte de café) peut être utilisé pour estimer la pluviométrie. Les pluviomètres peuvent être achetés ou fabriqués à partir d'un entonnoir placé au-dessus d'une éprouvette graduée. Pour une utilisation à long terme, sans surveillance, il est possible d'enregistrer la pluviométrie à l'aide d'un pluviomètre à augets basculeurs muni d'un compteur mécanique ou électrique couplé à un enregistreur automatique de données. La hauteur de l'eau dans le récipient est déterminée sur une courbe qui prend en compte la superficie de l'ouverture du récipient et la convertit en millimètres par unité de temps.

Limites Le positionnement de l'instrument est important pour réduire les effets des abris éventuels (bâtiments, arbres, herbes hautes, etc.), des éclaboussures et de l'évaporation, qui est rapide dans les climats chauds, particulièrement au début et à la fin de la saison des pluies. Un dixième de millimètre de pluie s'évapore rapidement si l'appareil n'est pas isolé de la chaleur ou surveillé régulièrement.

Données obtenues Millimètres de pluie par jour/mois, etc. Les données sont représentées sur un histogramme, avec le temps sur l'axe des x.

Période d'échantillonnage La collecte des données s'effectue pendant toute la durée du suivi. Vérifier et vider les instruments quotidiennement (si nécessaire).

Matériel Récipient, entonnoir et éprouvette graduée ou pluviomètre à augets basculeurs.

Personnel requis 1.

La température

La température de l'air, de l'eau et du sol a une influence significative sur la distribution, le comportement et l'activité des biotes et des pesticides. Des températures clémentes augmentent l'activité des animaux et ont une forte influence sur les techniques de piégeage basées sur l'activité (ex: piège de Barber), elles augmentent aussi le risque de contact avec des gouttelettes portées par le vent et des pesticides déposés sur des surfaces. Les inversions de température au crépuscule et à l'aube modifient la dispersion des gouttelettes de pesticide et la température ambiante a une influence sur la toxicité des produits en question (de fortes températures augmentent en général la toxicité, mais des températures plus basses augmentent la toxicité des pyréthrinoïdes). Les taux de dégradation des pesticides et leur rémanence sont fortement dépendants de la température.

Les thermomètres en verre à mercure donnent une mesure précise des températures de l'air, de l'eau et du sol. Les thermomètres à maximum/minimum sont particulièrement utiles lors des évaluations des impacts sur les systèmes écologiques car ils sont peu coûteux, solides et facilement remis à zéro pour des mesures quotidiennes. Les capteurs de température électroniques et manuels sont également de bons instruments mais ils sont onéreux et nécessitent des piles à longue durée de vie. La plupart des instruments manuels utilisés pour la détermination du pH, de la teneur en oxygène et de la conductivité sont équipés de capteurs de température intégrés, donnant la température séparément de leurs fonctions principales. Les enregistreurs automatiques de données météorologiques ont également une entrée pour connecter un thermistor ou un thermocouple.

Limites Il faut protéger les thermistors et les thermomètres à mercure de la lumière directe du soleil lors des mesures de température de l'air (prévoir un écran en bois ou en polystyrène).

Procédure Aucune, sauf le calcul statistique de base (moyenne, plage de variation, maximum-minimum).

Données obtenues Température en °C, exprimée sous forme de graphiques (la durée sur l'axe des x) ou de tableau, comme requis.

Période d'échantillonnage La collecte des données s'effectue pendant toute la durée du suivi. Les enregistreurs électroniques peuvent être réglés pour enregistrer les données toutes les 20 minutes. Les mesures manuelles doivent être effectuées à l'aube, en milieu de journée et au crépuscule.

Matériel Thermomètres, thermomètres à maximum/minimum ou appareils électroniques à thermistors.

Personnel requis 1.

L'humidité relative

La vitesse de déshydratation de nombreux biotes dépend de l'humidité de l'air environnant. La perte d'eau est rapide par évaporation cutanée ou au travers de la cuticule quand le taux d'humidité est bas. Ce phénomène est aggravé par de fortes températures et une vitesse du vent élevée. De nombreuses espèces sont inactives lors de la saison sèche et la présence d'ombre ou de couvert végétal, même en petite quantité, influe de manière significative sur l'activité des animaux, particulièrement au niveau du sol. Les conditions locales influencent l'humidité du sol et l'activité microbienne: le taux de dégradation biologique des pesticides s'accélère en zones humides. Les pesticides à effet de choc sur les invertébrés (ex: les pyréthrinoïdes) ouvrent les stigmates des insectes, les exposant à un risque de dessèchement lorsque l'humidité relative est faible.

Le meilleur instrument permettant de mesurer l'humidité est le psychromètre fronde: il est rapide, précis et moins coûteux que les sondes électroniques. La mesure s'appuie sur la différence de température enregistrée entre deux thermomètres, dont l'un est sec et l'autre maintenu humide à l'aide d'une mèche trempée dans un réservoir d'eau. En faisant tourner le psychromètre dans l'air (comme une crécelle), l'eau de la mèche s'évapore en fonction de l'humidité et refroidit le thermomètre. Plus l'humidité est basse, plus le refroidissement est élevé: la différence entre les deux températures permet de calculer humidité relative.

Limites Les différences entre les microhabitats modifient l'humidité relative.

Procédure L'écart entre les deux températures est converti en humidité, à l'aide des tables de conversion fournies avec l'instrument.

Données obtenues Humidité relative en pourcentage, tracée en fonction de la durée ou sur un diagramme radial pour une représentation spatiale.

Période d'échantillonnage Effectuer les mesures à la même heure tout au long de la période de suivi. Régler l'enregistreur automatique pour enregistrer l'humidité relative toutes les heures.

Matériel Psychromètre fronde.

Personnel requis 1.

AUTRES MESURES PHYSIQUES ET PHYSICO-CHIMIQUES

La température de l'eau

Voir les généralités dans le paragraphe 'Température' ci-dessus.

La température de l'eau peut varier fortement au cours d'une période de 24 h. À la saison sèche, les masses d'eau peu profondes, les marais et les lagons, ainsi que les cours d'eau à faible courant peuvent enregistrer une différence de température de 10 °C entre le crépuscule et l'aube. L'activité des poissons et des invertébrés est très différente à ces extrêmes et les procédures d'échantillonnage biologique doivent prendre en compte ce facteur. Lorsque les températures sont hautes, les poissons et les invertébrés souffrent plus de ce stress dans les eaux peu profondes: la respiration s'accélère, les niveaux d'oxygène dissous sont bas et la toxicité de pesticides augmente. Dans les mares, les lacs et les cours d'eau plus profonds, les températures présentent des valeurs moins extrêmes et le facteur de dilution diminue la toxicité aiguë des dépôts de pesticides (ce n'est pas le cas pour les invertébrés vivant à la surface de l'eau).

Les thermomètres en verre à mercure ou les thermomètres électroniques sont facilement utilisables depuis la berge, à gué ou d'un bateau. Un thermistor ou un thermocouple lesté, connecté à un câble, permet d'effectuer les mesures de profondeur. Les électrodes à oxygène dissous sont équipées de thermomètres intégrés et de câbles en général plus longs.

Limites La longueur du câble limite la profondeur à laquelle les mesures peuvent être prises.

Données obtenues Moyenne quotidienne des températures, qui peut être tracée sous forme de courbe en fonction de la durée.

Période d'échantillonnage Dès qu'un poisson ou un invertébré est prélevé dans l'eau. Les enregistreurs électroniques peuvent être réglés pour enregistrer les températures toutes les 20 minutes.

Matériel Thermomètre en verre ou électronique ou thermistor/thermocouple connecté aux électrodes de mesure de l'oxygène ou de la conductivité.

Personnel requis 1.

L'oxygène dissous

La quantité d'oxygène dissous dans l'eau varie constamment. Elle est naturellement fonction de la température de l'eau, de la photosynthèse et de la respiration des plantes, ainsi que de la décomposition des matières organiques. La pollution organique et l'enrichissement en nutriments exposent les organismes aquatiques à une gamme beaucoup plus grande de concentration en oxygène et les impacts potentiels peuvent donc toucher de très nombreuses espèces qui, pour la plupart, dépendent de l'oxygène dissous ou y sont sensibles. Dans ces conditions, il est courant de constater des fluctuations quotidiennes passant de niveaux de sous saturation (5 à 10 %) à des niveaux de sursaturation (150 %), qui tous deux sont des facteurs limitants. L'oxygène dissous dans l'eau est l'un des paramètres clés que les écotoxicologistes doivent mesurer. Le stress physiologique induit par l'exposition aux pesticides, combiné à de faibles niveaux d'oxygène dissous, peut être létal pour les organismes aquatiques.

La mesure de l'oxygène dissous dans l'eau est relativement aisée à l'aide d'un oxymètre portable. Une électrode à oxygène étalonnée est lentement passée dans l'eau et fournit la mesure de l'oxygène en ppm au bout de 1 à 2 minutes. Les instruments de mesure et les électrodes sont coûteux et nécessitent un bon entretien, ainsi que des piles à longue durée de vie. La solution de remplacement, la méthode plus précise de Winkler, est longue, nécessite des réactifs chimiques et n'est pas adaptée à des essais en continu sur le terrain.

Limites Les électrodes sont fragiles et doivent être étalonnées tous les 1 à 2 jours, bien que, pour la plupart des suivis de terrain, de l'air saturé d'eau soit suffisant pour vérifier l'étalonnage. La plupart des instruments de mesure ont un système automatique de compensation de la température, dans certains modèles, en revanche, la température et la pression doivent être corrigées manuellement. L'enregistrement semi-continu des données n'est pas pratique sur de longues durées: l'eau doit s'écouler sur l'extrémité de l'électrode et une immersion en continu dans l'eau expose la membrane à la croissance des algues et des bactéries. Il est conseillé de planifier des visites des sites d'échantillonnage pour s'assurer que les mesures sont prises aux mêmes heures à chaque visite (pour prendre en compte l'activité photosynthétique). Ce dernier point est difficile à respecter quand il faut parcourir de grandes distances sur terre ou autour d'un lac.

Procédure Aucune, sauf pour les vieux instruments de mesure qui ne sont pas équipés de système de compensation automatique de température et de pression lors des calculs du pourcentage de saturation en oxygène.

Données obtenues Oxygène en ppm et pourcentage de saturation en oxygène.

Période d'échantillonnage Effectuer les mesures lors de l'échantillonnage des habitats aquatiques. Il est parfois utile de connaître la quantité d'oxygène dissous au cours d'une période de 24 h. Les enregistreurs électroniques peuvent être réglés pour enregistrer les données toutes les 20 minutes.

Matériel Oxymètre portable, électrode à compensation de température et câble.

Personnel requis 1.

Le pH

L'acidité et l'alcalinité des sols et de l'eau sont estimées à l'aide d'une échelle de pH. Pour le sol, il est nécessaire de préparer un mélange aqueux ou de pratiquer sur le sol une extraction à l'eau avant la mesure. Le pH du sol varie légèrement avec les saisons, la chute des feuilles, le lessivage et les pratiques culturales. Le pH de l'eau varie considérablement car l'activité photosynthétique diminue les quantités d'oxyde de carbone dans l'eau et modifie l'équilibre carbonate-bicarbonate. L'importance du pH dans les sols s'exprime par son effet sur la disponibilité des nutriments utilisés par les plantes. Pour les études écotoxicologiques, le pH de l'eau et du sol influencent la toxicité des pesticides et leur taux de dégradation.

Le pH se mesure à l'aide de méthodes colorimétriques ou électriques. Cette dernière méthode est plus sensible et consiste à immerger deux électrodes (une pour le pH et une de référence) ou une électrode combinée dans une solution de sol ou dans l'eau, puis de lire directement le pH sur l'instrument de mesure au bout de 1 à 2 minutes. La méthode colorimétrique, moins onéreuse, mais moins précise, consiste à utiliser des indicateurs, des papiers pH, trempés dans la solution: la couleur qui apparaît est comparée avec l'échelle fournie.

Limites Les électrodes pH sont fragiles et se cassent facilement sur le terrain. Il faut toujours emporter des électrodes pH et de référence de rechange, ainsi que des piles. Ces instruments requièrent également un étalonnage régulier (quotidien), ce qui nécessite d'emporter 2 à 3 solutions tampons et de l'eau distillée. La lecture des papiers pH dépend souvent de l'interprétation donnée par l'utilisateur.

Procédure Des volumes équivalents d'eau distillée et de sol sont mélangés pendant quelques minutes avant d'immerger les électrodes ou de tremper les papiers indicateurs.

Données obtenues Unités pH, avec une précision de 0,01 pour une électrode et une précision de 0,5 pour les papiers à échelle réduite.

Période d'échantillonnage Effectuer les mesures lors de l'échantillonnage des habitats aquatiques.

Matériel Électrodes pH et de référence, pH-mètre et tampons et/ou papiers pH.

Personnel requis 1.

La lumière et l'ombrage

Les mesures de lumière et d'ombrage abordées dans ce manuel servent principalement à classifier les habitats terrestres ou à décrire des changements diurnes ou saisonniers. Dans ce contexte, l'influence de la lumière et de l'ombrage sur l'activité des animaux et leurs comportements présente plus d'intérêt que leurs effets sur la croissance des plantes et la photosynthèse, car les mesures des populations fauniques sont parfois biaisées par les modifications de comportement dues à la lumière. Les variations de l'intensité lumineuse (de la pleine lumière à la pénombre totale) modifient la rémanence des pesticides sur des surfaces comme la végétation et le sol, car le rayonnement ultraviolet dégrade les composés organiques.

Il existe de nombreux luxmètres conçus pour mesurer différents types de radiation (ex: irradiation photonique, flux d'énergie et lux). Pour effectuer de simples comparaisons et enregistrements de niveaux de luminosité dans différents habitats, un instrument de mesure possédant des unités arbitraires, un instrument permettant de mesurer les RAP (radiations actives dans la photosynthèse) ou un luxmètre sont suffisants. De nombreux spécialistes de l'environnement enregistrent l'éclairement en parcourant des transects et, en utilisant une échelle allant de la pleine lumière à la pénombre totale, ils consignent les conditions dans lesquelles sont observées les espèces d'insectes, de reptiles ou d'oiseaux. Il est aussi utile de rapprocher la mesure de la lumière du pourcentage de couvert végétal (si applicable). Il est possible d'estimer grossièrement le couvert végétal offert à la faune par la canopée en zone boisée ou en forêt fluviale en tenant en hauteur un petit quadrat et en notant le pourcentage occupé par le ciel clair, les nuages, la canopée, etc. Cet ouvrage ne fournit pas de fiche méthodologique pour ces mesures.

Limites Aucune, dans la mesure où les résultats ne sont utilisés que pour effectuer des comparaisons.

Procédure *Aucune.*

Données obtenues Intensité lumineuse ou estimation de l'éclairage/couvert, présentée sous forme de courbes ou de tableaux.

Matériel Luxmètres et capteur, petit quadrat.

Personnel requis 1.

La turbidité/transparence de l'eau

La mesure de la pénétration de la lumière dans l'eau accompagne parfois la mesure du comportement du phytoplancton et des poissons; elle permet aussi d'estimer la réduction de la transparence de l'eau due à l'envahissement d'herbes flottantes. Un disque de Secchi est un instrument simple qui est largement utilisé dans ce but. Ce disque, peint de secteurs noirs et blancs, est mouillé jusqu'à ce qu'il disparaisse à la vue de l'opérateur. La profondeur de disparition est notée à l'aide de la ligne de mouillage du disque. Le mouillage se poursuit, le disque est alors remonté jusqu'à ce qu'il redevienne visible, la profondeur est de nouveau notée. Cette méthode permet d'effectuer facilement des mesures comparatives dans le temps. Si besoin est, les mesures sont converties en profondeurs euphotiques (les ouvrages de limnologie fournissent les facteurs de conversion). (Voir fiche méthodologique « Turbidité » dans le chapitre sur les mesures physico-chimiques dans l'eau.)

Limites Variabilité du fait de l'opérateur. Les modifications des conditions ambiantes de luminosité et les perturbations de la surface de l'eau (rides, vagues) réduisent la précision de la mesure.

Données obtenues En centimètres ou en mètres. Les données sont aisément représentées sous forme d'histogrammes.

Période d'échantillonnage Effectuer les mesures lors de l'échantillonnage des mares, des lacs et des lagons.

Matériel Disque de Secchi, lest et ligne de mouillage.

Personnel requis 1.

La turbidité/solides en suspension

Les matières organiques et inorganiques en suspension modifient la disponibilité des pesticides dans l'eau. De nombreux pesticides forment des résidus fortement liés aux particules en suspension, ils sont rapidement emportés en aval de la zone contaminée. Les rivières de forte turbidité procurent des degrés élevés de protection à la faune locale et la dilution en aval peut atténuer certains effets toxiques, même pour les espèces se nourrissant par filtration. Les solides en suspension réduisent la pénétration de la lumière, ce qui a une influence sur le phytoplancton, la visibilité de la faune aquatique et parfois la viabilité des œufs de poisson. Les analyseurs de turbidité et de solides en suspension sont coûteux. La méthode de terrain la plus simple et la plus fiable est la détermination pondérale: un échantillon représentatif de l'eau est filtré dans un papier filtre prépesé qui est ensuite séché à l'étuve ou au soleil, puis repesé. Un disque de Secchi permet de déterminer la turbidité en donnant la profondeur de l'eau à laquelle il disparaît à la vue.

Limites Les eaux très chargées sont longues à filtrer sans une pompe à vide.

Procédure Aucune.

Données obtenues Les données sont représentées sous forme de graphes ou de tableaux (en ppm).

Période d'échantillonnage L'échantillonnage des eaux pour déterminer les solides en suspension s'effectue une à deux fois par mois.

Matériel Éprouvette graduée en plastique, entonnoir Hartley ou Buchner et flacon, papiers filtres et balance portable (si le laboratoire est trop loin).

Personnel requis 1.

La conductivité

La conductivité de l'eau n'est pas un paramètre qui varie beaucoup en conditions naturelles, sauf dans les estuaires et en cas d'intrusion saline dans des lacs. La concentration ionique des matières dissoutes dans l'eau est mesurée à l'aide d'une sonde, puis la conductivité est lue sur un instrument de mesure manuel. La mesure de la conductivité n'est pas très pertinente lors des évaluations des impacts de pesticides, sauf en cas d'intrusion saline dans les masses d'eau, ce qui perturbe la physiologie et la distribution de la faune.

Limites Aucune, les sondes sont solides et stables.

Procédure Aucune.

Données obtenues Conductivité en Siemens cm^{-1} (ou ohm^{-1}).

Période d'échantillonnage Effectuer les mesures lors de l'échantillonnage des habitats aquatiques, particulièrement en cas d'intrusion saline.

Matériel Conductimètre et sonde.

Personnel requis 1.

La vitesse du courant

Le courant change en fonction de la saison, de la pente et des interventions humaines, tels les lâchers de barrage. La vitesse de l'eau influe fortement sur les transformations physico-chimiques, la composition des lits des cours d'eau (sable, limons) et la capacité des invertébrés à s'abriter, respirer et se nourrir. Les invertébrés aquatiques sont particulièrement sensibles aux pesticides et peuvent se laisser dériver en aval pour les éviter. Il est important de faire la distinction entre les modifications de la population due à pollution et celles dues à une variation du courant. Des débits variables ont une importance plus grande sur les populations benthiques que de faibles niveaux de contamination en pesticides. La mesure de débit permet également d'apparier les sites de suivi dans ou à proximité d'un cours d'eau.

Il existe 3 méthodes simples et largement utilisées:

- Chronométrage d'un objet flottant, souvent un fruit comme une orange, sur une distance connue. C'est une méthode rapide, répétable pour le calcul des moyennes et qui ne nécessite aucun équipement, à l'exception d'une montre et d'un objet flottant. L'objet doit être en majeure partie immergé, il est chronométré sur une distance raisonnable, ex: 10 à 20 m.
- Utilisation d'un tube de Gessner, mesurant le temps mis par l'eau pour gonfler un sac.
- Utilisation d'un débitmètre mécanique à hélice. C'est une méthode plus précise, elle est souvent utilisée pour déterminer les différences de vitesse en fonction de la profondeur (profil vertical). Ces systèmes permettent de mesurer les débits au travers des filets dérivants, mais ils doivent être adaptés à l'ouverture des filets.

Limites La technique de l'objet flottant est peu précise en raison des obstacles rencontrés dans le cours d'eau, du vent et des perturbations dues aux courants principaux et périphériques (l'objet suit sa propre route). Les tubes de Gessner ne sont pas toujours disponibles dans certains pays, mais ils peuvent être fabriqués facilement. Les débitmètres mécanique à hélice sont coûteux (1 500 dollars E-U).

Procédure Aucune.

Données obtenues Débit en m s^{-1}.

Période d'échantillonnage Effectuer les mesures lors de la pose de filets dérivants et vérifier les débits sur les sites d'échantillonnage toutes les 2 semaines, voire plus après la pluie ou si le cours d'eau s'assèche.

Matériel Chronomètre, chaîne d'arpenteur, objet flottant ou tube de Gessner.

Personnel requis 1.

La classification des substrats aquatiques

Les invertébrés aquatiques sont associés à des types de substrats précis. Certaines espèces préfèrent les fonds limoneux, d'autres les graviers ou les pierres. Le type de substrat détermine donc la distribution des invertébrés benthiques et, dans les études de suivi, il faut tester et apparier des sites de manière aussi précise que possible. En fonction du but recherché, les méthodes de classification des substrats peuvent être, soit longues, soit rapides. Pour le choix des stations d'échantillonnage, une analyse rapide, basée sur une estimation visuelle du pourcentage en pierres, cailloux, graviers, sable, limons, argile, végétation flottante ou enracinée, suffit. Apparier des sites d'échantillonnage peut s'avérer difficile sur les cours d'eaux étendus, car les sédiments se déposent quand la pente décroît, ainsi que dans les coudes. La vitesse du courant est étroitement liée au substrat, ce sont deux paramètres fondamentaux lors de la classification des sites. La méthode de classification la plus précise, qui utilise l'analyse granulométrique et les vitesses de sédimentation des limons et des argiles n'est pas pratique sur le terrain. La fiche méthodologique fournit une méthode plus générale de séparation des substrats. Un jeu de tamis et une chaîne d'arpenteur sont les seuls équipements nécessaires (Tableau 5.2).

Estimation du couvert végétal

L'importance de l'emplacement des sites d'échantillonnage terrestres lors des études comparatives de la faune est soulignée dans le présent ouvrage. Les estimations visuelles du couvert végétal aident à choisir les emplacements des stations d'échantillonnage, des lignes de pièges ou des transects de recensement. Lorsqu'ils parcourent des sites pouvant mesurer plusieurs centaines de kilomètres, les spécialistes de l'environnement ont mémorisé des types d'habitats (ou sont munis de photos numériques). Ils recherchent alors les similitudes en termes de biomasse, couvert végétal, hauteur et distribution en espèces et établissement des classifications rapides en estimant visuellement le couvert végétal, sur des petites parcelles, comme sur de vastes sites d'étude. Le test le plus probant démontrant si les sites sont correctement appariés est la variation de la faune, mais l'efficacité de ce test est améliorée en utilisant les données de référence obtenues sur le couvert végétal.

La méthode de recensement la plus simple sur site est de classer les espèces de végétation selon différents critères: abondant, fréquent, occasionnel ou rare. La végétation dominante est souvent utilisée comme 5e critère de description de l'habitat (ex: bois à *miombo* ou prairie à *Cynodon*). Cette classification étant parfois sujette à de multiples interprétations, les observateurs doivent s'entendre sur des pourcentages précis.

Tableau 5.2 Types de substrats et tailles de particule associées

Nom	Classe de taille	Taille de tamis standard (États-Unis)
Argiles	<3,9 µm	
Limons	3,9 à 63 µm	
Sables fins	0,02 à 0,25 mm	120
Sables moyens	0,25 à 0,5 mm	60
Sables grossiers	0,5 à 1 mm	35
Graviers	2 à 16 mm	10 à 5
Cailloux	16 à 64 mm	
Pierres	64 à 256 mm	
Rochers	>256 mm	

L'échelle de Braun-Blanquet, par exemple, assigne des pourcentages aux différentes catégories. Une quantification plus détaillée peut être obtenue par la méthode des quadrats, mais à ce niveau d'obtention de données, il est plutôt conseillé de passer du temps à observer les populations d'animaux pour en estimer les similarités et l'abondance. Les méthodes d'échantillonnage par quadrat et d'étude de la végétation sont décrites dans l'ouvrage de Grieg-Smith (1983).

Limites L'interprétation subjective du couvert végétal peut parfois conduire à des données inexactes et non homogènes. Les erreurs dues aux opérateurs sont difficiles à quantifier, ainsi pour réduire les variations, il est recommandé qu'un seul individu ou qu'une seule équipe soit responsable de toute l'étude. Les données ainsi classées peuvent être utilisées pour un traitement statistique non paramétrique, mais elles sont peu discriminantes. Ces inconvénients sont compensés par la vitesse à laquelle s'effectue l'étude.

Procédure Classification de données.

Données obtenues Cartographie des zones visitées avec histogrammes ou représentations par secteurs du couvert végétal.

Période d'échantillonnage Une fois en général, au moment du choix des sites de suivi, mais l'analyse peut être répétée si la période d'enquête s'étale sur plusieurs saisons.

Personnel requis 2.

La texture du sol

L'évaluation de la texture du sol s'impose pour choisir des sites comparables lors des analyses suivantes: mesure des transformations microbiennes dans le sol, activité des invertébrés du sol, résidus de pesticides dans le sol, etc. Les méthodes de laboratoire ne sont pas applicables en zones éloignées, mais il est possible d'estimer la texture du sol au toucher. Cette méthode nécessite un peu de pratique, mais elle est précise et ne requiert qu'une pelle et de l'eau.

Limites La seule limite est le manque d'expérience qui peut être surmonté en appliquant cette technique sur des sols de composition minérale connue. Aucun équipement ni procédure ne sont nécessaires. Si un laboratoire peut effectuer les analyses granulométriques, la fiche méthodologique donne une classification des sols basée sur le pourcentage en sable, limon et argile.

Période d'échantillonnage Une fois en général, au moment du choix des sites.

Personnel requis 1.

L'humidité du sol

Les méthodes d'estimation sur le terrain de l'humidité du sol et de sa capacité de rétention d'eau sont plus sommaires que les techniques de laboratoire, mais elles sont suffisamment sensibles pour permettre la normalisation des expériences destinées à mesurer la nitrification ou la respiration. L'humidité est déterminée en pesant des échantillons de sol fraîchement creusés, puis en les repesant après séchage: la différence obtenue est exprimée en pourcentage de poids de sol sec.

Limites L'humidité du sol varie en fonction du type de sol (texture, teneur en matières minérales et organiques), du couvert végétal (ombrage et évapotranspiration) et des conditions météorologiques (heure, nébulosité, pluviométrie et vitesse du vent).

Procédure Aucune.

Données obtenues Pourcentage d'eau dans les sols (en poids sec).

Période d'échantillonnage Jusqu'à 12 h si le sol est séché au soleil.

Matériel Balance portable et tamis de 2 mm pour les déterminations sur le terrain, sacs de polythène et boîtes de Pétri.

Personnel requis 1.

La capacité de rétention d'eau du sol

La capacité de rétention d'eau permet d'estimer l'eau disponible pour la croissance des plantes. Il ne s'agit pas de la capacité sur le terrain qui est la quantité d'eau retenue par le sol après drainage naturel complet par la pesanteur. Pour l'estimation de la nitrification sur des échantillons de sol préparés (tamisés), la fiche méthodologique conseille la méthode 1. La méthode 2 de la fiche méthodologique est simple à effectuer et ne nécessite que du matériel de base.

Limites Il est rarement possible de sécher entièrement un échantillon au soleil, il est donc conseillé de vérifier l'humidité en passant quelques échantillons à l'étuve au laboratoire. Les mesures quantitatives de la capacité sur le terrain nécessitent des techniques de laboratoire de base.

Données obtenues Poids ou pourcentage d'eau.

Période d'échantillonnage 1 jour suffit.

Matériel Balance ou balance portable (sur le terrain) et papiers filtres.

Personnel requis 1.

LES APPAREILS D'ENREGISTREMENT

Les enregistreurs automatiques de données ont révolutionné le suivi des paramètres environnementaux. Ils sont devenus maniables (portables), fiables et souples: leurs capacités de stockage et leurs possibilité de branchement se sont améliorées et les données sont téléchargées en temps réel. Ils restent cependant coûteux et attirent la convoitise des voleurs car ils doivent souvent être laissés dans des endroits éloignés pendant de longues périodes. Les enregistreurs manuels, même de petite taille, ont une capacité de stockage de centaines de données et offrent de nombreuses fonctions permettant la programmation de sondes de température, d'oxygène, de conductivité, de pH et d'humidité. Les enregistreurs automatiques de données sont idéaux pour les suivis météorologiques à long terme, même si le risque de perte de données augmente. Cet inconvénient est supprimé si le téléchargement régulier des données est possible lors de fréquentes visites ou via une ligne téléphonique. La contrainte majeure d'une utilisation à distance est la durée des batteries.

Limites Coût et risque de dommages ou de vol si l'appareil est laissé sans surveillance.

Procédure Simple, nombreuses fonctions de programmations et de calculs statistiques.

RÉFÉRENCES

GRIEG-SMITH, P. (1983) *Quantitative Plant Ecology.* Oxford: Blackwell Scientific Publications.

POUR EN SAVOIR PLUS

DOBERSKI, J. and BRODIE, I. (1991) *Techniques in Ecology and Environmental Science. Set A, Terrestrial Organisms and Habitats. Set B, Aquatic Organisms and Habitats, Data Collection and Analysis*. Cambridge: Daniels Publishing.

SUTHERLAND, W.J. (1996) *Ecological Census Techniques: A Handbook.* Cambridge: Cambridge University Press.

ÉCHANTILLONNAGE EN VUE DE L'ANALYSE DE RÉSIDUS DE PESTICIDES

6

John R. Cox[1]

Natural Resources Institute, University of Greenwich at Medway, Central Avenue,
Chatham Maritime, Kent ME4 4TB, Royaume-Uni.

INTRODUCTION

Les pesticides utilisés en agriculture et dans le cadre de programmes de lutte contre les ravageurs pour la santé publique et l'agriculture peuvent s'introduire dans l'environnement de nombreuses façons, qui varient selon la méthode et la maîtrise des applications, de manière accidentelle ou par le biais de décharges interdites de pesticides ou de leurs récipients.

Les résidus de pesticides sont constitués des dépôts de matière active (m.a.) du produit, de ses métabolites ou des produits de sa dégradation, présents dans certains composants de l'environnement après avoir appliqué, renversé ou jeté lesdits pesticides. L'analyse des résidus permet de mesurer la nature, le taux et la rémanence de toute contamination chimique de l'environnement. Il est souvent difficile d'établir une corrélation entre les résidus de pesticides dans l'environnement et leurs effets sur la faune et/ou sur les processus écologiques. Cependant, ils peuvent témoigner de l'exposition d'un animal ou d'un site à des produits chimiques et permettre de définir les problèmes susceptibles de se présenter. Des programmes d'échantillonnage peuvent être mis en place pour:

- étudier les taux de résidus de pesticides dans l'environnement, leurs mouvements et leurs taux de dégradation;
- identifier les zones contaminées et/ou les sources de contamination;
- étudier l'assimilation de pesticides par les composants de la chaîne alimentaire;
- déterminer si les pesticides ont constitué une cause de mortalité.

Une fois libérés dans l'environnement, tous les pesticides sont susceptibles d'être dégradés et/ou métabolisés. Les taux de dégradation et de dissipation varient beaucoup selon les pesticides et les situations. Le but de l'analyse des résidus est d'identifier les résidus présents au moment de l'échantillonnage; toutes les précautions doivent être prises pour garantir que les échantillons qui arrivent au laboratoire ne se sont pas détériorés, ce qui invaliderait les résultats. Des pertes et/ou des changements dans les produits chimiques sont inévitables et varient selon les conditions et la nature des pesticides présents. Lors de l'échantillonnage en vue de l'analyse des résidus, l'objectif est de minimiser les pertes et donc de maximiser la corrélation entre les résultats obtenus à partir des échantillons prélevés et le taux de résidus effectivement présent sur le site d'échantillonnage.

Dans les pays tropicaux, la difficulté à échantillonner des matières biotiques et abiotiques, pour des résidus de pesticides, est majeure dans les zones situées loin d'installations de stockage appropriées ou des laboratoires d'analyses. Tout délai dans la conservation des échantillons ou dans l'extraction des résidus de pesticides augmente le risque de dégradation des résidus présents, ce qui augmente l'incertitude par rapport aux résultats analytiques et à leur interprétation. S'il faut analyser des composés à durée de vie courte (tels que les organophosphorés ou les carbamates), le risque de perte est important. Cependant, avec certains pesticides (en particulier avec les pesticides chlorés rémanents et avec certains herbicides), le risque de perte est mineur. Pour tous les composés, le taux de perte est plus important dans les tropiques que dans les zones tempérées.

[1]Adresse: 42 Boughton Lane, Maidstone, Kent ME15 9QP, R-U. john_coxuk@btopenworld.com

PROPRIÉTÉS DES PESTICIDES

La connaissance des propriétés et des caractéristiques des pesticides est essentielle pour élaborer un plan d'échantillonnage en vue de l'analyse des résidus. Bien qu'il soit difficile (et risqué!) de généraliser, cette partie expose brièvement les caractéristiques environnementales correspondant aux différentes classes de pesticides.

À la suite de chacune des sections suivantes, un bref résumé des données disponibles (issues de l'ouvrage *The Pesticides Manual* et des fichiers *EXTOXNET* – voir la partie 'Pour en savoir plus') sur la solubilité dans l'eau, la stabilité des résidus dans le sol et le métabolisme/excrétion des résidus par les mammifères est fourni pour chaque classe de pesticides. Cela donnera une idée des caractéristiques générales des classes et de la variation potentielle de leur rémanence dans l'environnement. Il est difficile de faire des déclarations d'ordre général sur l'interprétation de ces données étant donné que les composés sont très différents les uns des autres. Cependant, une augmentation de la solubilité dans l'eau indique la possibilité de itmouvement/lessivage majeur dans le sol (bien que le type de sol de la zone traitée ait son importance ici: par ex. les sols argileux retiennent davantage l'eau que les sols sablonneux). Les sols à forte teneur en matières organiques retiennent également davantage certains résidus. Les données de demi-vie (c.-à-d. le temps nécessaire pour que la moitié de la matière active se perde par dégradation ou par dissipation) sont des indicateurs utiles de la rémanence probable et aident à l'élaboration des programmes d'échantillonnage, notamment en ce qui concerne les échelles de temps. L'importance des métabolites et des produits de dégradation connus doit également être prise en compte.

Les pesticides organochlorés

La mobilité des pesticides organochlorés dans le sol est généralement limitée, même si elle est plus importante dans les sols sablonneux. Ces composés ont tendance à être confinés dans les sols argileux et leur lessivage est limité. Des résidus du composé d'origine ou des métabolites peuvent rester dans des échantillons de sol, de sédiments ou de végétaux et chez les vertébrés/invertébrés pendant longtemps. Leur solubilité dans l'eau est faible, bien que des résidus puissent être trouvés dans des eaux où la contamination est très élevée et, en particulier, dans des matières en suspension dans l'eau.

Des exemples de solubilité dans l'eau, de rémanence dans le sol et d'excrétion par les mammifères sont fournis ci-dessous.

- **lindane (isomère gamma de l'hexachlorocyclohexane)**

  Solubilité dans l'eau: 7,3 mg l^{-1} (25°C), 12 mg l^{-1} (35°C). Sa demi-vie est de 15 mois (zone tempérée) lorsqu'il est incorporé dans le sol; elle est bien inférieure s'il est appliqué sur la surface du sol. Il a une faible affinité pour le sol et peut être mobile dans certains types de sols. Il est assez rapidement métabolisé par les animaux en pentachlorocyclohexane, 1,2,4-trichlorobenzène et isomères de trichlorophénols; il est excrété sous forme de dérivés d'acide glucuronique. D'autres isomères de l'hexachlorocyclohexane peuvent être davantage rémanents.
- **dieldrine**

  Solubilité dans l'eau: 0,19 mg l^{-1} (25°C). Elle est rémanente dans le sol dans des conditions tempérées; pour une application conventionnelle (3,1 à 5,6 kg ha^{-1}), on estime qu'il faut 12,8 ans en moyenne pour qu'environ 95% du composé disparaisse. Exposée à la lumière du soleil, elle peut se transformer en photodieldrine, qui est un produit plus toxique. La dieldrine peut s'accumuler dans les tissus animaux, en particulier dans les graisses; elle est métabolisée très lentement en produits hydrosolubles, qui sont ensuite excrétés.
- **DDT (isomère p,p')**

  Il est pratiquement insoluble dans l'eau. Sa demi-vie est de 28 jours (eau de rivière) et de 56 jours (eau lacustre). Les résidus se perdent par volatilisation, photodégradation, adsorption sur des particules et sédimentation. Dans le sol, le DDT subit une dégradation chimique et microbienne. Dans les zones tempérées, on a observé une demi-vie de 2 à 15 ans; dans les zones tropicales, elle est de 5 à 12 mois. Dans les tropiques, la dissipation initiale par volatilisation est rapide. Il est métabolisé (très lentement) en une gamme de produits saturés et insaturés, par déchloration progressive. Les résidus s'accumulent dans les tissus adipeux et sont excrétés dans le lait.

- **heptachlore**

  Faible solubilité dans l'eau: 0,056 mg l^{-1} (25 à 29°C). L'heptachlore est rapidement hydrolysé dans l'eau avec le produit, puis converti en époxyde. Les résidus se perdent par volatilisation, photodégradation et sédimentation. Il est rémanent dans le sol et sa demi-vie est de 250 jours; des variations substantielles ont été observées en fonction du type de sol. Dans le sol, il est hydrolysé, puis subit une époxydation microbienne. Sa demi-vie dans le sol (climat tempéré) est de 9 à 10 mois pour une application agricole. Chez les animaux, l'heptachlore est métabolisé en époxyde, qui est présent dans la plupart des organes du corps mais qui est accumulé en particulier dans les graisses corporelles.

- **endosulfan**

  Solubilité dans l'eau: 0,32 à 0,33 mg l^{-1} (22°C). Stable à la lumière du soleil. Dans l'eau neutre de rivière, les résidus disparaîtront en 4 semaines environ; la rémanence est majeure dans des conditions acides et dans des conditions basiques (5 mois). Sa demi-vie dans le sol est de 30 à 70 jours et le principal métabolite, le sulfate d'endosulfan, est dégradé plus lentement, ce qui en fait un métabolite important. La demi-vie dans le sol de l'endosulfan total (les deux isomères et le métabolite sulfate) est de 5 à 8 mois. Le sulfate d'endosulfan est le principal métabolite dans les plantes; sa demi-vie dans les plantes est de 3 à 7 jours (elle varie selon les espèces). Il est rapidement métabolisé et excrété par les animaux.

N.B.: Avec les pesticides organochlorés, on observe une variation substantielle dans les données publiées pour les demi-vies dans le sol; certains auteurs avancent des périodes de plusieurs années au lieu de plusieurs mois. Ces composés peuvent être très rémanents dans certaines conditions, en particulier dans les climats tempérés d'où provient la majorité des données disponibles. Dans les climats tropicaux, cependant, la rémanence peut être substantiellement réduite. Les données susmentionnées, bien qu'elles proviennent de sources sérieuses, ne doivent être considérées qu'à titre indicatif.

Les pesticides organophosphorés

Les pesticides organophosphorés ont une rémanence assez limitée dans l'environnement et leurs résidus, chez les espèces vivantes, ne sont généralement pas détectés ou détectés uniquement sous forme de métabolites dans certains cas.

Leur solubilité dans l'eau est variable, mais elle est plus élevée que celle des pesticides organochlorés; leurs résidus sont généralement rapidement dégradés dans l'eau (hydrolyse) et sont rarement détectés, sauf lorsque la contamination est relativement récente. Les résidus dans le sol ont, de même, une durée de vie courte. Les résidus sont présents pendant 5 à 15 jours après le traitement, sauf dans les zones ombragées ou dans les zones où les concentrations appliquées sont élevées.

Des exemples de solubilité dans l'eau, de rémanence dans le sol et d'excrétion par les mammifères sont fournis ci-dessous.

- **fénitrothion**

  Solubilité dans l'eau: 21 mg l^{-1} (20°C). Sa demi-vie dans le sol est de 12 à 28 jours, moins dans des conditions de submersion (4 à 20 jours). Il est rapidement métabolisé et excrété par les mammifères. Les principaux métabolites sont le diméthylfénitrooxon et le 3-méthyl-4-nitrophénol. Il est métabolisé par les plantes pour donner des produits (et des sous-produits de décomposition) similaires, avec une demi-vie du composé d'origine d'environ 4 jours.

- **fenthion**

  Solubilité dans l'eau: 4,2 mg l^{-1} (20°C). Il est rapidement dégradé dans le sol et dans l'eau (sa demi-vie est d'environ 1 jour). Chez les mammifères, les résidus sont hydrolysés avant d'être excrétés. Les principaux métabolites sont le sulfoxyde de fenthion, le sulfone et leurs analogues oxygénés. Une dégradation ultérieure de ces métabolites en phénols peut se produire. Un schéma de dégradation similaire se retrouve dans les plantes.

Les carbamates

Les résidus des composés d'origine ne sont généralement pas rémanents dans l'environnement; les métabolites sont rapidement excrétés par les vertébrés. Leur solubilité dans l'eau est modérée; elle est majeure pour les métabolites. La plupart des carbamates sont relativement stables dans une eau à pH neutre. Leur stabilité et leur mobilité dans le sol varient selon les composés. Les résidus sont présents pendant 10 à 20 jours après le traitement, même si dans certains sols et dans l'eau un suivi prolongé peut être nécessaire.

Des exemples de solubilité dans l'eau, de rémanence dans le sol et d'excrétion par les mammifères sont fournis ci-dessous.

- **aldicarbe**

  Solubilité dans l'eau: 4,93 g l^{-1} (20°C). Les résidus sont oxydés dans le sol, mais sont rémanents et conservent leur effet pendant environ 10 semaines. L'aldicarbe est toxique pour les animaux, mais des doses sub-létales sont rapidement métabolisées et plus de 90% est excrété en 3 à 4 jours. Les principaux métabolites sont le sulfoxyde et le sulfone. Dans les plantes, le schéma du métabolisme est similaire, mais le sulfoxyde a une action symétrique et il est 10 à 20 fois plus actif comme inhibiteur de la cholinestérase que le composé d'origine.
- **carbaryl**

  Solubilité dans l'eau: 120 mg l^{-1} (20°C). Dans le sol, en aérobie, 1 ppm de carbaryl est dégradée avec une demi-vie de 7 à 14 jours dans un terreau sablonneux et de 14 à 28 jours dans un terreau argileux. Chez les mammifères, le carbaryl n'est pas accumulé et est rapidement métabolisé en substances non toxiques, notamment en 1-naphtol, puis excrété.
- **propoxur**

  Solubilité dans l'eau: 1,9 g l^{-1} (20°C). Sa mobilité dans le sol est importante, même si sa dégradation est rapide dans plusieurs types de sols. Chez les mammifères, il est rapidement métabolisé, principalement en 2-hydroxyphényl-N-méthylcarbamate et en 2-isopropoxyphénol, et éliminé dans les urines.

Les pyréthrinoïdes

Les insecticides pyréthrinoïdes ne sont généralement pas rémanents dans l'environnement, car ils sont rapidement dégradés lorsqu'ils sont exposés à une lumière forte du soleil. Les résidus sont présents pendant 5 à 7 jours après le traitement, sauf dans les zones ombragées ou dans les zones où les concentrations appliquées sont particulièrement élevées. Une détection correcte et précise des résidus requiert un laboratoire spécialisé.

Des exemples de solubilité dans l'eau, de rémanence dans le sol et d'excrétion par les mammifères sont fournis ci-dessous.

- **cyperméthrine**

  Solubilité dans l'eau: 0,004 mg l^{-1} (20°C). Dans l'eau de rivière, on observe une dégradation rapide (sa demi-vie est d'environ 5 jours). Dans le sol, elle est relativement rémanente, est dégradée par hydrolyse (en environ 16 semaines). Son métabolisme et son excrétion par les mammifères sont identiques à celles de la deltaméthrine (voir ci-dessous).
- **perméthrine**

  Solubilité dans l'eau: 0,2 mg l^{-1} (20°C). Elle est rapidement dégradée dans le sol et dans l'eau. Chez les mammifères, elle est excrétée par hydrolyse et par hydroxylation sous forme de conjugué glucoside. Chez le rat, une dose administrée par voie orale est complètement éliminée en 12 jours. Le métabolisme de l'isomère trans est plus rapide que celui de l'isomère cis.
- **deltaméthrine**

  Solubilité dans l'eau: <0,2 µg l^{-1} (25°C). Dans le sol, elle subit une dégradation microbienne en 1 à 2 semaines. Ses résidus se lient fortement au sol et le risque de lessivage est faible. Chez le rat, elle est pratiquement excrétée du corps en 8 jours par un métabolisme important.

Les régulateurs de croissance des insectes (IGR)

Les IGR benzoyl-urées agissent, en général, par inhibition de la synthèse de chitine et de la mue, en interférant avec la formation de la cuticule des insectes. Ils sont de plus en plus utilisés pour lutter contre les insectes qui se nourrissent de feuilles (herbivores mandibulés) en foresterie, pour les plantes ornementales et les arbres fruitiers. Leur faible solubilité dans l'eau et leur adsorption par le sol réduisent leur impact sur l'environnement et, lors d'une utilisation normale, leurs résidus ne sont susceptibles d'être détectés que dans le sol. Ils peuvent avoir quelques effets non-cibles mais réduits dans les zones traitées.

Il existe aussi des IGR qui agissent comme des hormones juvéniles, perturbant ou empêchant la maturation des invertébrés immatures.

- **diflubenzuron – IGR benzoyl-urée**
  Faible solubilité dans l'eau: 0,08 mg l^{-1} (20°C, pH 5,5). Le diflubenzuron se lie fortement au sol et aux complexes d'acides humiques; il est pratiquement immobile. Stable à la lumière du soleil. Non systémique et non métabolisé par les plantes. Chez les mammifères, l'excrétion du diflubenzuron ingéré est relativement rapide, en partie sous forme de composé d'origine mais également sous forme de métabolites hydrolysés.
- **téflubenzuron – IGR benzoyl-urée**
  Faible solubilité dans l'eau: 0,019 mg l^{-1} (23°C). Sa demi-vie dans le sol varie de 2 à 12 semaines, selon le type de sol et les conditions, par dégradation microbienne en 3,5-dichloro-2,4-difluorophényl. Presque aucune absorption ni métabolisme par les plantes. Chez les mammifères (rats), le téflubenzuron et ses métabolites sont rapidement éliminés dans les fèces et les urines.
- **triflumuron – IGR benzoyl-urée**
  Faible solubilité dans l'eau: 0,025 mg l^{-1} (20°C). On ne dispose pas de données concernant sa demi-vie dans le sol, mais elle serait relativement courte; on n'a pas observé d'accumulation de résidus sur des sols qui ont été traités de manière répétée pendant 3 ans. Après une application normale, aucun résidu n'a été détecté après quelques mois. Chez les mammifères (rats), les résidus métabolisés sont rapidement excrétés.
- **méthoprène – IGR terpénoïde (analogues de l'hormone juvénile)**
  Faible solubilité dans l'eau: 1,4 mg l^{-1} (20°C). Il est rapidement dégradé dans le sol avec une demi-vie d'environ 10 jours. Dans les plantes, il est dégradé par hydrolyse ester. Chez les mammifères, il est métabolisé sous forme de cholestérol comme l'un des métabolites secondaires.
- **fénoxycarbe – IGR carbamate diphényl ponté (analogues de l'hormone juvénile)**
  Solubilité dans l'eau: 6 mg l^{-1} (20°C). Sa mobilité dans le sol est réduite et il est assez rapidement dégradé dans le sol et l'eau. Il n'est pas sujet à la bioaccumulation. Il est rapidement métabolisé dans les plantes.

Les herbicides

Bien qu'ils soient assez peu toxiques pour les animaux, les herbicides peuvent affecter indirectement de nombreuses espèces par le biais de l'élimination du couvert végétal. La rémanence dans l'environnement des herbicides varie; certains sont rapidement absorbés et dégradés par le sol (par ex., le paraquat), alors que d'autres sont davantage rémanents et, ayant une solubilité dans l'eau relativement grande, sont considérés comme assez mobiles (par ex., les produits contenant de la triazine). Les résidus qui atteignent (par lessivage) les cours d'eau représentent un problème reconnu. Les résidus dans la faune sauvage sont généralement transitoires; ils sont rapidement métabolisés et excrétés.

La pertinence des résidus dépend du produit appliqué: par ex., avec le 2,4-D, les résidus disparaissent assez rapidement avec une demi-vie inférieure à 7 jours dans le sol; avec les herbicides contenant de la triazine ou avec des produits tels que le linuron ou le diuron, la rémanence est beaucoup plus importante et les résidus peuvent rester présents pendant des mois. La rémanence des herbicides de sulphonylurée varie, bien qu'aux taux extrêmement bas auxquels ils sont appliqués normalement, les résidus sont présents en très faible quantité et leur analyse peut s'avérer difficile.

Des exemples de solubilité dans l'eau, de rémanence dans le sol et d'excrétion par les mammifères sont fournis ci-dessous.

- **2-4-D**
  Solubilité dans l'eau: 46 mg l^{-1} (25°C), 311 mg l^{-1} (25°C, pH 1,0). Il est rapidement dégradé dans le sol (par activité microbienne et avec une demi-vie inférieure à 7 jours). Il est rapidement excrété par les mammifères (sous forme de composé d'origine), souvent en moins de 24h. La concentration maximum dans les organes est atteinte après environ 12h.

- **atrazine**

  Solubilité dans l'eau: 33 mg l^{-1} (20°C). Dans l'eau, sa demi-vie est plus longue (par ex., 100 à 200 jours dans la nappe phréatique). Dans le sol, sa demi-vie est de 35 à 50 jours; elle est plus longue dans des conditions de sécheresse et de froid. Les principaux métabolites sont le déséthylatrazine et l'hydroxyatrazine. Chez les mammifères, le métabolisme complet et rapide des résidus ingérés s'effectue principalement par désalkylation oxydative des groupes aminés.
- **linuron**

  Solubilité dans l'eau: 81 mg l^{-1} (25°C). Dans le sol, il subit une dégradation microbienne avec une demi-vie de 2 à 5 mois.
- **chlorsulfuron**

  Solubilité dans l'eau: 27,9 g l^{-1} (25°C, pH 7,0). Il est hydrolysé dans le sol en 4 à 6 semaines; l'hydrolyse est plus rapide dans des conditions de forte humidité et de températures élevées. Il subit également une dégradation microbienne.

Les fongicides

Certains fongicides peuvent avoir des effets néfastes sur l'environnement; même s'ils sont largement utilisés sur le terrain pour la production de céréales, leur schéma d'utilisation suggère une étendue limitée de la contamination de l'environnement, sauf dans le cas d'une élimination (par ex., suite à des bains traitants à grande échelle) ou d'une contamination accidentelle (déversement, etc.).

La solubilité dans l'eau et la stabilité varient; certains résidus de fongicides peuvent être détectés dans l'eau des jours ou des mois après leur utilisation.

Des exemples de solubilité dans l'eau, de rémanence dans le sol et d'excrétion par les mammifères (lorsqu'ils sont disponibles) sont fournis ci-dessous.

- ***carbendazime***

  Solubilité dans l'eau: 8 mg l^{-1} à pH 7; 29 mg l à pH 4 (24 °C); sa demi-vie dans l'eau est de 2 à 25 mois en aérobie et en anaérobie. Dans le sol, il subit une dégradation microbienne avec une demi-vie de 3 à 12 mois. Il est rapidement métabolisé et excrété par les animaux.
- ***chlorothalonil***

  Solubilité dans l'eau: 0,9 mg l^{-1} (25°C). Les résidus dans le sol sont dégradés assez rapidement, en 5 à 36 jours en aérobie ou en anaérobie, et beaucoup plus rapidement en condition de submersion (de quelques heures à quelques jours). Les résidus dans le sol ne sont pas jugés mobiles. Les résidus ne sont pratiquement pas absorbés par les mammifères.
- ***métalaxyl***

  Solubilité dans l'eau: 8,4 g l^{-1} (22°C), son activité résiduelle dans le sol est d'environ 70 à 90 jours.

La fumigation des sols

Des composés tels que le bromure de méthyle (utilisation désormais très restreinte depuis le Protocole de Montréal) et le 1,3-dichloropropène sont des exemples de composés utilisés pour la fumigation des sols. Sous utilisation contrôlée, la fumigation des sols ne pose pas de problème substantiel pour l'environnement sauf si les composés utilisés contaminent les cours d'eau (le bromure de méthyle est très soluble dans l'eau, 13,4 g l^{-1} à 25 °C, le 1,3-dichloropropène est moins soluble, 2 g l^{-1} à 20 °C). Les composés utilisés sont volatiles et se dissipent dans l'atmosphère lors de l'aération des sols.

DISPOSITIF EXPÉRIMENTAL

L'élaboration d'un programme complet d'échantillonnage de résidus est une entreprise immense qui va au-delà de l'objectif de ce manuel. Il est impossible de définir un plan d'échantillonnage valable pour toutes les circonstances; les conditions locales devront être prises en compte pour chaque cas. Cependant, la section suivante résume les points clés à garder à l'esprit lors du prélèvement et de la conservation des échantillons de l'environnement. L'analyse des résidus peut être considérée comme faisant partie de l'étude de l'environnement pour:

- une application de pesticides prévue
- un déversement accidentel localisé
- une contamination majeure d'un site
- une application ou une exposition prolongée à des pesticides
- une mortalité inexpliquée chez la faune sauvage.

La nature des opérations d'échantillonnage et la collecte des échantillons eux-mêmes requièrent une planification et une réflexion attentives. Des échantillons mal prélevés ou prélevés sans prendre les précautions nécessaires peuvent conduire à des conclusions incomplètes ou mal orientées.

Des informations générales sur les propriétés et la rémanence correspondante des différents groupes de pesticides et leurs méthodes d'application aideront l'enquêteur à déterminer les échantillons à prélever – par ex., si les pesticides utilisés, la zone et la méthode de traitement sont susceptibles d'affecter les facteurs biotiques ou abiotiques (ou les deux) – et aideront à élaborer un programme d'échantillonnage de résidus approprié.

La nature exacte de l'étude et les éléments d'intérêt (sol, végétation, insectes, tissus animaux, etc.) définissent la manière dont seront prélevés et conservés les échantillons avant leur analyse. Les chapitres 7 à 13 de ce manuel prennent en compte des composants de la faune de l'écosystème et des processus de l'écosystème spécifiques et donnent des indications sur la collecte et la conservation des échantillons en vue de l'analyse de résidus de pesticides, ainsi que des indications sur les problèmes potentiels liés à l'interprétation des données sur les résidus. Ils présentent quelques principes généraux applicables à tous types d'échantillons, qui sont repris ci-dessous.

Les évaluations peuvent porter sur des missions ponctuelles d'échantillonnage ou sur des missions plus structurées, par ex., une évaluation immédiate suivie de collectes régulières d'échantillons (surveillance). En général, ces dernières fourniront les résultats les plus utiles pour l'interprétation des études de suivi de la faune; cependant, elles augmenteront également significativement les coûts. Le type d'étude reflètera souvent la nature de l'utilisation des pesticides et leur tendance à la rémanence ou à une durée de vie courte. L'historique du traitement de la zone, lorsqu'il est disponible, s'avèrera utile pour identifier les sites de l'enquête et pour évaluer les données.

Les résidus présents avant le traitement

Avant de se lancer dans une étude sur l'application de pesticides, il est utile d'établir des données de référence en détectant le taux de pesticides présent avant le traitement. Si l'utilisation des pesticides n'est pas récente, les seuls résidus susceptibles d'être détectés sont les composés organochlorés les plus rémanents, les régulateurs de croissance des insectes (IGR) benzoylurées, les phényl-pyrazoles et leurs métabolites ainsi que certains herbicides. Ces résidus peuvent se trouver dans le sol, les nappes phréatiques ou les sédiments des cours d'eau. Des résidus peuvent également se trouver chez les vertébrés et les invertébrés associés à la zone traitée, par contact direct ou par effets de la chaîne alimentaire.

L'application programmée de pesticides

Des traitements intensifs pour lutter contre les principaux ravageurs, tels que les acridiens, les chenilles défoliantes, les mouches tsé-tsé ou les quéléas, peuvent conduire à des dépôts importants de produits hors cible et peuvent nécessiter une évaluation approfondie (voir chapitre 4).

L'échantillonnage en vue de l'analyse de résidus ne concernera, dans la plupart des cas, que les espèces non-cibles survivantes et des échantillons de végétation, de sol et, éventuellement, d'eau et de sédiments de surface. L'analyse des vertébrés et des invertébrés tués par des applications directes est généralement inutile. L'analyse des résidus ne déterminera que les résidus présents dans l'organisme au moment de l'analyse et l'interprétation de leur signification n'est pas aisée. Lorsque les informations relatives aux applications sont connues de manière précise et, en particulier, lorsque des échantillons peuvent être prélevés juste avant et juste après l'application, l'échantillonnage en vue de l'analyse de résidus peut être utilisé pour estimer:

- les taux d'adsorption et de dégradation des pesticides par la végétation et par la faune
- les taux d'adsorption par le sol et de mouvement dans le sol
- le taux de perte à travers le sol
- le taux de transfert vers les nappes phréatiques.

Lorsque les pesticides sont relativement peu rémanents (comme c'est le cas des organophosphorés, des carbamates ou des pyréthrinoïdes), les résidus tendent à diminuer assez rapidement, en fonction des conditions climatiques; l'échantillonnage devrait donc être commencé juste après le traitement, puis à des intervalles courts. La demi-vie de tout pesticides sera significativement réduite en présence de chaleur, d'humidité, d'exposition directe à une forte lumière du soleil ou à d'importantes populations microbiennes. La rémanence des pesticides, même les plus stables (tels que les organochlorés), sera moindre dans les climats tropicaux par rapport aux climats tempérés. Les programmes d'échantillonnage doivent tenir compte de ces facteurs.

Les méthodes d'application

La méthode et la précision de l'application (et l'objectif des opérations de lutte contre les ravageurs) déterminent généralement la quantité de pesticides appliquée et leur distribution globale (voir chapitre 4 sur l'application des pesticides). Une mauvaise application peut entraîner un excès de pulvérisation sur une zone (c.-à-d. une dose excessive), un excès de dérives de pulvérisation ou un mauvais ciblage pouvant conduire à une contamination non-cible plus importante.

Les différents types de traitements utilisés sur le terrain sont brièvement rappelés dans les paragraphes suivants.

Opérations de pulvérisation

Les opérations de pulvérisation se rapportent à la distribution d'une solution ou d'une suspension de pesticides par un système de buses qui produit une pulvérisation fine de gouttelettes de tailles variables ou contrôlées. La taille des gouttelettes, qui dépend de la nature de l'équipement utilisé et des ravageurs cibles, contrôle généralement la vitesse à laquelle les gouttelettes se déposent – les grosses gouttelettes se déposant plus rapidement que les petites. Les petites gouttelettes sont davantage susceptibles de dériver par rapport à la zone cible, en particulier lorsqu'elles sont appliquées en présence de vent ou de courants thermiques. Les systèmes d'application peuvent utiliser de gros volumes d'un concentré de pesticides dilué dans l'eau ou de très petits volumes, dits *ultra bas volumes* (UBV), de pesticides concentrés, non dilués, dispersés sous la forme d'une fine brume. Le premier produit généralement de grosses gouttelettes, alors que le second en produit de plus petites. Entre ces deux extrêmes, il existe toute une gamme de techniques modifiées qui produisent différents spectres de gouttelettes (voir chapitre 4).

L'objectif de l'opération déterminera la manière dont les pesticides sont appliqués. Par exemple, les opérations de pulvérisation visant à asperger la cible (par ex., certaines techniques de lutte contre les quéléas) utiliseront des tailles de gouttelettes et des doses plus importantes. Lorsque la cible est constituée de petits insectes volants, des gouttelettes plus fines seront plus adaptées, même si cette approche peut être utilisée pour les quéléas avec une formulation UBV. La tendance des gouttelettes fines à la dérive peut être utilisée délibérément pour déposer des embruns sous le vent sur la cible, mais elle peut également être la conséquence d'une mauvaise application. La hauteur à partir de laquelle est appliqué le pesticides peut aussi être un facteur (c.-à-d. pulvérisation terrestre ou aérienne). Dans toutes ces situations, l'ampleur de la dérive des pesticides détermine la fréquence de l'échantillonnage et la taille de la zone d'échantillon.

Lorsque les pesticides ont été appliqués en UBV et que les gouttelettes sont petites, les résidus auront tendance à être davantage dispersés et à adhérer à la végétation (arbres, buissons ou graminées) – la proportion de produit qui atteint le sol sera ainsi bien moindre. En général, le couvert végétal, s'il est présent, constituera donc la principale cible des programmes d'échantillonnage. Lorsque les pesticides ont été appliqués en solution aqueuse, donc en gros volumes, une proportion plus importante de produit atteindra le sol et ce, quelle que soit la cible. Le sol et le couvert végétal devraient présenter, au moins initialement, les taux de résidus les plus élevés et doivent donc être la principale cible des programmes d'échantillonnage. La seconde cible de l'échantillonnage est constituée par les espèces vivant dans le sol ou le couvert végétal et les espèces supérieures qui peuvent accumuler des résidus à travers les effets de la chaîne alimentaire.

Traitements par poudrage

Les traitements par poudrage du terrain (par ex., ceux utilisés pour les opérations de lutte contre les acridiens) consistent à disperser une poudre diluée (une fine poudre contenant généralement 0,5 à 2% de m.a.) à l'aide d'un pulvérisateur porté par un véhicule. Une application manuelle peut également être effectuée si l'équipement est limité. Ces traitements peuvent impliquer l'application de grandes quantités de produit, le dépôt de poudre étant alors bien visible. De petites quantités peuvent dériver par rapport au site cible et entraîner des effets non cibles. Avec cette technique, toute une gamme de pesticides peut être utilisée, dont certains sont rémanents, par ex. l'hexachlorocyclohexane (HCH, également appelé hexachlorure de benzène, BHC). Les résidus de ces composés peuvent être détectés longtemps après l'application, en particulier dans les échantillons de sol, de végétation, de vertébrés et d'invertébrés qui sont entrés en contact avec le sol ou la végétation traitée.

Traitements par bains

Les traitements par bains sont généralement utilisés en médecine vétérinaire ou pour la protection des fruits après leur récolte. Dans ce type de traitements, une solution ou une suspension de pesticides est préparée et l'animal, ou le fruit, y est immergé. L'échelle de l'opération dépend de la quantité et de la taille des éléments à traiter. En fonction de l'endroit où l'opération est menée, il peut y avoir une contamination locale due aux éclaboussures ou au ruissellement. Ce qui est plus important, une contamination localisée peut se produire sur le site où les pesticides utilisés sont déchargés, en particulier en cas de déversement sur un terrain ouvert, de drainage dans un cours d'eau ou dans une fosse creusée dans le sol. Le lessivage ou la perturbation du site qui s'ensuit peut étendre la contamination à d'autres sites. Lorsque le site est adjacent à un cours d'eau ou lorsque les animaux traités sont susceptibles d'entrer dans l'eau, une contamination plus étendue peut se produire en aval. Il existe également une possibilité, même si elle est faible, de contamination des fèces suite aux bains (voir les pour-on). L'échantillonnage des résidus doit donc être focalisé sur l'eau (même si la contamination est généralement transitoire), les sédiments, la végétation aquatique, les poissons et les mollusques collectés en aval du site de contamination. L'échantillonnage des fèces de la faune peut également être une source d'informations.

Application de granulés

Les pesticides sous forme de granulés peuvent avoir deux fonctions distinctes. La première est liée à l'utilisation de matières actives particulièrement toxiques qui présentent un risque pour l'opérateur si elles sont utilisées sous forme de poudre ou de pulvérisation diluée. Dans ce cas, le produit est élaboré sous la forme d'un granulé plus lourd, ce qui réduit substantiellement le risque associé aux mouvements de la poudre, des petites particules et des gouttelettes.

La seconde est liée au mécanisme de libération lente de la matière active contenue dans les granulés: la libération de la matière active est ainsi contrôlée pour permettre une lutte active prolongée dans le temps.

Les granulés sont généralement utilisés comme traitement contre les ravageurs des sols tels que les nématodes, les limaces, les vers gris ou les termites, et sont situés autour de la base des plantes ou des structures sensibles. Parfois, le granulé ou la capsule, est déposé sur le sol ou, le plus souvent, incorporé dans le sol pour le protéger (cela protège également les espèces non-cibles). La contamination de l'environnement est donc localisée, mais le transport de résidus de matière active contenue dans les granulés/capsules par le sol alentours est voulu. La rémanence des résidus dépend de la matière active et des caractéristiques du granulé. Une contamination localisée de la surface de l'eau peut avoir lieu lorsque les granulés sont répandus près de rigoles d'irrigation, de petits ruisseaux, d'étangs, etc. Cela se produit directement par application à la volée ou par ruissellement après de fortes pluies. Les eaux souterraines ne seront contaminées que dans des cas extrêmes ou lorsque le niveau de la nappe phréatique est particulièrement élevé. Certains effets localisés sur des espèces non-cibles qui vivent dans le sol ou sur des espèces supérieures à travers les effets de la chaîne alimentaire peuvent se produire. Par ailleurs, les oiseaux sont particulièrement susceptibles d'ingérer des granulés et peuvent subir des effets aigus ou chroniques suite à un mauvais usage ou une mauvaise incorporation dans le sol.

Appâts

Les appâts sont généralement utilisés contre les invasions de ravageurs spécifiques et rarement dans des zones ouvertes. La forme d'appât la plus courante est constituée par les blocs composés de céréales traitées utilisés pour lutter contre les rats et les souris. En de rares occasions, ils peuvent être utilisés dans des plantations, mais ils sont généralement réservés à la lutte contre les invasions dans des installations domestiques, des usines ou des entrepôts. Ainsi, leur libération est contrôlée et en raison de la nature des pesticides utilisés dans les appâts, l'étendue de la contamination de l'environnement est limitée.

Cependant, les appâts insecticides (généralement du son traité à l'insecticide) sont parfois utilisés pour lutter contre les acridiens et les sauteriaux, ainsi que certaines fourmis et termites. Ces appâts sont susceptibles d'être ingérés par des espèces non-cibles; ils sont donc généralement utilisés dans des zones où ce risque est minime (par ex., les zones désertiques). Le risque de contamination de l'environnement est limité, bien que dans des zones où les appâts sont répandus en bandes ou à la volée, il y ait une contamination localisée. Les résidus seront surtout détectés dans le sol où les appâts ont été incorporés au cours du temps et chez les espèces qui vivent dans le sol; les résidus sont rarement présents dans la végétation.

Brumisation

L'application de pesticides par brumisation est désormais rarement pratiquée sur le terrain et constitue une technique réservée aux entrepôts où une fine brume de pesticides en suspension dans une huile est générée par la pulvérisation d'un mélange huile/produit à travers un tuyau d'échappement chaud. Cette technique ressemble davantage à une fumigation et même si elle n'est utilisée qu'occasionnellement pour traiter des canopées de forêt dense, des cultures, des plantations ou des vergers, elle entraîne une dérive significative de fine brume de pesticides et son champ d'application est limité. Si elle est utilisée, cette technique laisse potentiellement des résidus sur la végétation, plutôt que dans le sol. La contamination de l'eau ne se produira que si le traitement a été appliqué à proximité de points d'eau ouverts.

Pour-on (application topique)

Les pour-on sont des insecticides (généralement des composés pyréthrinoïdes synthétiques) utilisés à des fins vétérinaires, qui sont appliqués sur le dos du bétail pour lutter contre les mouches piqueuses/suceuses. Ils sont de plus en plus utilisés dans des zones d'Afrique où la mouche tsé-tsé est répandue. La contamination du sol par ruissellement direct des pesticides est souvent minime, bien qu'elle puisse être significative si le bétail récemment traité est exposé à de fortes pluies. De même, les cours d'eau pourraient être contaminés si le bétail entre dans des rivières ou des ruisseaux pour s'abreuver. Des résidus de ces composés ont été détectés dans les fèces de bétail à des taux faibles, bien que ces résidus puissent être significatifs pour des espèces telles que les bousiers qui se nourrissent de bouse de vache (Vale et Grant, 2002). Les échantillons les plus appropriés en vue d'une analyse sont les bouses (fraîches ou séchées) de vache (ou d'autre bétail) et les scarabées trouvés dans la zone de traitement ou à proximité. L'analyse d'échantillons de sol ne sera probablement pas utile.

Déversement accidentel localisé

Les déversements affectent généralement une zone relativement restreinte, bien que la concentration du produit déversé soit souvent bien supérieure à celle d'une pulvérisation diluée, ce qui peut avoir des conséquences très importantes pour les communautés et la faune et la flore alentours.

Lors de la sélection d'échantillons appropriés en vue d'une analyse, les facteurs suivants doivent être pris en compte.

- La zone de contamination est-elle circonscrite par des barrières naturelles ou artificielles?
- La zone de contamination est-elle clôturée ou une clôture peut-elle être érigée?
- Quels pesticides ont été déversés, en quelle quantité et sous quelle forme?
- Si le déversement a eu lieu sur un terrain ouvert naturel, quelle est la nature du sol (sablonneux/argileux)?
- À quelle distance de cours d'eau ouverts ou de nappes phréatiques ou sources a eu lieu le déversement?
- Si la zone n'est pas clôturée, des animaux de pâturage y ont-ils accès?
- Quelles espèces existent naturellement dans la zone?

La réponse à ces questions vous aidera à définir le type d'échantillons à prélever.

Lors de l'examen du foyer de contamination, il faut porter des vêtements de protection (voir le chapitre 3 sur la sécurité/les précautions à prendre). Pour les incidents majeurs, une analyse préliminaire des résidus contenus dans des échantillons de sol doit être effectuée de toute urgence pour définir l'ampleur de la contamination principale et la nature et concentration des résidus. Cela permettra de définir les zones de travail sans danger et aidera à élaborer le plan d'évaluation.

Contamination majeure d'un site

Lorsque la libération de pesticides dans l'environnement est importante, la probabilité d'une contamination plus étendue à travers la migration ou le lessivage dans le sol est significativement plus élevée, en particulier lorsque le produit est miscible à l'eau et lorsque les agents de formulation encouragent la propagation du produit. Les conséquences de la contamination majeure d'un site (par ex., par une usine industrielle, un centre de formulation ou un important stock de pesticides détruit) seront généralement durables, avec un réservoir important de matériaux susceptibles de se répandre. Cela pose de gros problèmes pour procéder à une décontamination efficace du site. Les conséquences sur l'environnement peuvent être considérables et l'échelle des opérations d'évaluation sera d'autant plus vaste.

Les points susmentionnés pour les déversements localisés s'appliquent également aux incidents majeurs. Le problème de la contamination des personnes risque d'être significativement aggravé et la nécessité de porter des vêtements de protection, au moins jusqu'à ce que les résultats des analyses préliminaires soient disponibles, est particulièrement importante.

Mortalité inexpliquée de la faune

La cause de la mortalité de la faune peut être déterminée par une autopsie des tissus pour rechercher les résidus. Les échantillons doivent être collectés et transférés le plus rapidement possible au laboratoire d'analyses. Lorsque des retards dûs au transport sont probables, le recours au formol (voir ci-dessous) peut être utile.

La mesure du taux d'acétylcholinestérase chez les animaux à sang chaud est un indicateur utile de l'exposition aux organophosphorés et aux carbamates; ces mesures peuvent être effectuées sur le terrain en utilisant des échantillons de sang prélevés chez l'animal. Des kits sont disponibles dans le commerce chez les fournisseurs vétérinaires. Les échantillons de tissu cérébral doivent être convenablement congelés et nécessitent une manipulation et une interprétation par un spécialiste.

Les échantillons prélevés dans l'habitat de l'animal mort peuvent également être utiles, bien que le lieu d'ingestion ou d'absorption puisse être distant du lieu de la mort – cela dépend des pesticides et de l'animal en question.

PRÉVENIR LA CONTAMINATION D'UN ÉCHANTILLON

Les propriétés physico-chimiques propres à chaque pesticides affectent leur comportement dans l'environnement et leur devenir. L'échantillonnage de résidus doit en tenir compte.

Protection individuelle

Il peut y avoir un risque de contamination individuelle lors de l'accès à une zone fortement traitée ou contaminée. Lorsque le traitement a eu lieu moins de 24h avant l'accès au site, le port de vêtements de protection et de masques constitue une bonne précaution. Même au-delà de cette période, il faut porter des gants lors de la collecte des échantillons, éviter d'exposer la peau nue en portant des vêtements et ne pas entrer pieds nus dans une zone contaminée. Se rappeler que les gants et les vêtements peuvent également être contaminés, ce qui peut entraîner la contamination des échantillons collectés; porter des gants propres et jetables pour chaque échantillon. Les vêtements portés durant l'échantillonnage dans une zone contaminée doivent être lavés dès que possible à l'eau chaude et au détergent (voir chapitre 3). Avant de passer d'une zone contaminée par des pesticides à une autre contaminée par des produits différents, non traitée ou non contaminée, il faut changer de vêtements.

Sélection des échantillons

Chaque élément du processus de collecte d'échantillons en vue de l'analyse de résidus, à savoir la nature des échantillons, les critères de sélection de ces derniers, leur emplacement, leur quantité et leur conservation, sont cruciaux et l'analyse qui en résulte sera inutilisable si l'échantillon n'est pas représentatif ou s'il a été altéré d'une quelconque façon, par ex., s'il a été contaminé pendant ou après l'échantillonnage ou s'il a subi une détérioration suite à une exposition à la lumière, à des températures élevées, etc.

La nature de l'échantillonnage dépendra des objectifs qui le sous-tendent. Un programme adapté à la zone et aux matériaux à échantillonner doit être correctement élaboré et clairement défini à l'avance. Dans la mesure du possible, il faut adopter un système d'échantillonnage approprié, basé sur des statistiques (voir chapitre 2). Les points d'échantillonnage doivent être choisis et marqués de sorte qu'ils puissent être revisités si des échantillons supplémentaires s'avèrent nécessaires pour confirmer ou approfondir des résultats.

Récipients destinés aux échantillons et prévention de leur contamination

Tous les récipients destinés aux échantillons doivent être propres (à l'intérieur et à l'extérieur). Il est préférable d'utiliser des récipients neufs; s'ils doivent être réutilisés, les récipients doivent être soigneusement nettoyés à l'aide d'un solvant très pur (hexane ou acétone) entre chaque utilisation. Il est préférable d'utiliser des récipients en verre, en téflon ou en aluminium extrudé. Les échantillons solides peuvent être enveloppés dans une feuille d'aluminium et placés dans des sacs ou récipients en polyéthylène ou en polypropylène. **Le chlorure de polyvinyl (PVC) ne doit pas être utilisé car il peut être source de contamination des échantillons.** Du papier filtre ou du papier buvard peut être nécessaire pour envelopper les échantillons de végétation. Les récipients et les emballages destinés aux échantillons et utilisés pour la collecte et le transport de ces derniers ne doivent pas entrer en contact avec des pesticides, quels qu'ils soient, et doivent être stockés à distance de toute source de pesticides. De même, tout autre matériel utilisé durant l'échantillonnage (pelles, déplantoirs, tarières, filets, etc.) doit être nettoyé et mis à l'abri de tous pesticides. Les gants jetables portés durant l'échantillonnage ou le sous-échantillonnage ne doivent utilisés qu'une seule fois.

Les outils utilisés durant l'échantillonnage (carottiers, pelles ou couteaux) doivent être nettoyés après utilisation. Un nettoyage à l'eau (ou à l'eau et au détergent) suivi d'un rinçage à l'acétone est ce qu'il y a de plus efficace. À défaut, l'outil doit être nettoyé à l'acétone, en utilisant un chiffon (ou autre matériau) propre, imprégné d'acétone (porter des gants résistants aux solvants pour manipuler l'acétone).

Les personnes qui collectent des échantillons doivent elles-mêmes être propres et ne doivent pas avoir été impliquées dans des opérations de pulvérisation avant l'échantillonnage, sauf si elles se sont lavées et ont changé tous leurs vêtements. Les vêtements portés durant l'échantillonnage ne doivent pas avoir été portés au cours d'une application de pesticides ou de précédentes visites dans des zones contaminées, même à distance de plusieurs jours de l'échantillonnage.

Tous les récipients destinés aux échantillons doivent être convenablement et correctement étiquetés. Deux types d'étiquettes sont à utiliser: l'une placée à l'intérieur du récipient (inscription au crayon sur du papier), l'autre placée à l'extérieur contenant toutes les informations pertinentes inscrites au feutre indélébile. Les échantillons peuvent être affectés de codes individuels et uniques, dont la description figurera sur une feuille à part; une copie de cette feuille doit accompagner les échantillons à tout moment.

Conservation des échantillons et dégradation des pesticides

Les résidus de pesticides contenus dans les échantillons collectés peuvent être dégradés par des processus biologiques et chimiques, à une vitesse qui dépend de la nature des produits présents. Les produits chlorés (tels que l'aldrine, le lindane ou le DDT) seront dégradés relativement lentement, alors que les organophosphorés et les carbamates (tels que le fénitrothion ou le carbaryl) seront dégradés beaucoup plus rapidement. En présence de chaleur et d'humidité, la dégradation est beaucoup plus rapide, y compris pour les produits chlorés; il est donc important que les échantillons soient transportés sans délai au laboratoire d'analyses. Dans la mesure du possible, les échantillons doivent être manipulés de manière à minimiser le risque (et la vitesse) de dégradation.

Les échantillons de terre seront généralement placés dans une glacière maintenue entre 4 et 8 °C après leur collecte. La vitesse de dégradation des pesticides est réduite lorsque la température est basse. Ils doivent être transférés dans un réfrigérateur dès leur arrivée à la base. Pour la plupart des échantillons en vue de l'analyse de résidus, on recommande la congélation, à moins qu'ils puissent être analysés (ou extraits) dans les 24 à 36h. Les échantillons de tissu ou les échantillons qui renferment une humidité importante (tissu d'oiseau ou d'animal, poisson, végétation, etc.) ne doivent pas être congelés sauf si:

- la durée du stockage avant le transport au laboratoire est supérieure à 2 ou 3 jours. Cette durée peut varier considérablement en fonction de la nature de l'échantillon et de la nature chimique des résidus;
- on peut garantir que l'échantillon, une fois congelé, peut être transporté au laboratoire d'analyses sans risque de décongélation.

Lorsque les échantillons ne sont pas congelés, d'autres types de précautions doivent être pris; ils sont décrits plus loin dans les fiches méthodologiques. Ces procédures différentes ne sont pas efficaces à 100% pour contrer les processus de dégradation et de pertes de pesticides, qui auront lieu malgré tout. Cependant, elles réduiront la vitesse de la dégradation au cours du transport vers le laboratoire ou vers les installations de stockage adéquates.

Lorsque l'identité des pesticides présents dans l'échantillon analysé est connue, des échantillons de terrain ("dopés", voir ci-dessous) peuvent être préparés et soumis aux mêmes délais et conditions de stockage et de transport que les échantillons de terrain déjà analysés. L'analyse de ces échantillons 'dopés', parallèlement aux autres échantillons, constituera une indication de la vitesse et de l'ampleur de la dégradation des pesticides présents dans les échantillons. **Les échantillons 'dopés' doivent donc être préparés lorsque c'est possible.**

Les échantillons de terrain sont préparés en ajoutant des quantités connues de pesticides à un matériau non traité de même nature (issu d'une autre source, si l'on suspecte tous les matériaux locaux d'être contaminés) ou à d'autres échantillons de terrain contaminé (c.-à-d. en augmentant leur charge de résidus). Les pesticides, généralement inclus dans des solvants organiques ou comme produit de formulation, peuvent être préparés par le laboratoire d'analyses impliqué dans les opérations, en vue d'être appliqués sur le terrain à l'aide d'une simple pipette ou d'une seringue hypodermique. Des conseils et instructions détaillés doivent être fournis par le laboratoire, ainsi que les précautions de stockage et de sécurité relatifs aux pesticides en question.

Transport vers le laboratoire d'analyses

Il est important que les échantillons soient livrés au laboratoire responsable des analyses au plus tôt. Il est tout aussi important que le laboratoire sache exactement quand les échantillons doivent être livrés, afin qu'il se prépare à les réceptionner. Ces informations (en particulier lorsque le laboratoire est distant et les échantillons sont transportés par voie aérienne et/ou par coursier, plutôt que remis personnellement) peuvent prévenir un retard inutile et une perte supplémentaire éventuelle de résidus des échantillons, surtout lorsque des déplacements internationaux sont impliqués. Des informations adéquates fournies au laboratoire destinataire peuvent souvent accélérer le dédouanement et la livraison des échantillons.

TECHNIQUES D'ÉCHANTILLONNAGE

Échantillonnage du sol

Il commencera généralement par l'examen du profil du sol. Les résidus des échantillons initiaux sont normalement confinés aux 5 cm supérieurs (principalement au 1er cm, mais cela dépend de la structure du sol). Après application, au cours du temps, on peut observer un mouvement des pesticides vers le bas, en particulier après de fortes pluies et lorsque le sol présente une texture fine et sablonneuse (voir chapitre 5). La rémanence relativement courte des organophosphorés ne donnera probablement pas lieu à une dispersion significative des résidus dans le sol.

La nature de l'échantillon de sol indiquera la nécessité de suivre le mouvement vertical des pesticides ou de déterminer quels produits sont présents et à quelle concentration. Dans le premier cas, il faudra prélever un profil profond. Dans le second cas, un prélèvement à la benne (d'une profondeur équivalente à une bêche) grossièrement mélangé sera généralement satisfaisant. Pour prélever un échantillon du profil de profondeur, une tarière, ou un autre outil permettant de prélever des carottes, est habituellement nécessaire. La carotte est coupée à différentes profondeurs et les sous-échantillons qui en résultent sont emballés séparément en vue de l'analyse. À défaut d'outils adéquats, si le sol est suffisamment ferme et ne s'effondre pas, un profil de profondeur peut être obtenu à l'aide d'une bêche propre. Pour ce faire, creuser un trou dans le sol de la profondeur de la bêche; l'un des bords du trou doit être vertical et un espace suffisant doit être dégagé devant la bêche pour pouvoir la retirer facilement avec la terre qu'elle contient. Une fois le trou préparé, la bêche est enfoncée verticalement dans le sol à 5-7 cm du bord vertical du trou et une tranche de terre est prélevée. Cette tranche de terre peut ensuite être coupée pour obtenir le profil de sol souhaité.

Les échantillons de sol doivent toujours être soigneusement examinés pour retirer les pierres, feuilles ou autres matières végétales qui s'y trouvent.

On a déjà évoqué l'importance du nettoyage des outils utilisés pour l'échantillonnage: les nettoyer d'abord à l'eau et au détergent, puis les rincer à l'acétone. Laisser l'outil sécher avant de le réutiliser. Si l'eau/le détergent n'est pas disponible, essuyer ou brosser l'outil et le nettoyer soigneusement à l'acétone.

Limites Il peut y avoir une perte rapide de pesticides contenus dans les premiers centimètres de terre si la température est élevée; un échantillonnage peu profond peut donc passer à côté de résidus significatifs.

Procédure Les échantillons requièrent la disponibilité d'un laboratoire d'analyses disposant de ressources suffisantes pour permettre l'extraction des résidus, puis l'élimination des éléments extraits simultanément susceptibles d'interférer, avant analyse par chromatographie gaz-liquide (GLC) et par chromatographie en phase liquide à haute performance (HPLC).

Données obtenues Identité des pesticides présents et leur concentration. Les données relatives au profil du sol peuvent aider à déterminer la rémanence des pesticides présents et la vitesse de lessivage (qui dépend du type de sol et de sa teneur en matières organiques).

Nombre d'échantillons Il dépend de l'étendue de la zone d'échantillonnage et du système d'échantillonnage statistique. Cinq carottes au minimum doivent être prélevées pour un échantillon composite et deux échantillons répétés au minimum doivent être prélevés des carottes en vue de l'analyse.

Période d'échantillonnage Juste après le traitement ou la détection de la contamination, puis à intervalles de 2 à 3 mois (pesticides chlorés) ou de 5 à 14 jours (autres classes de pesticides). Dans la mesure du possible, les échantillons doivent être prélevés pendant la saison sèche et pendant la saison des pluies afin de les comparer.

Matériel Pelle (déplantoir ou bêche) ou tarière (carottier) pour les prélèvements, récipients destinés aux échantillons en verre ou en aluminium, matériel de nettoyage (pour les outils d'échantillonnage), étiquettes et glacière. Une protection pour la terre prélevée peut être fabriquée à l'aide de tubes en acier.

Personnel requis 1 ou 2 personnes selon le nombre d'échantillons.

Échantillonnage de l'eau

En général, l'eau, et en particulier celle des cours d'eau qui ont été soumis à un traitement excessif, ne contiendra des résidus de pesticides que pendant une courte période après l'application. Il existe des exceptions, mais habituellement, même si la solubilité dans l'eau est relativement élevée ou si la vitesse de dégradation est lente, les pesticides seront souvent absorbés par les sédiments ou par d'autres matières organiques et disparaîtront de la solution aqueuse. Avec certaines formulations de pesticides, les résidus peuvent former un film à la surface au lieu de se disperser.

Les échantillons d'eau contiennent souvent des matières en suspension. Dans la plupart des cas, les matières en suspension contiennent beaucoup plus de résidus de pesticides que l'eau elle-même; leur inclusion doit donc être soigneusement réfléchie. Pour maintes raisons, l'eau et les matières en suspension sont souvent considérées comme un ensemble, alors que pour certaines, il serait judicieux de les séparer, par filtration, pour une analyse différenciée. Les matières en suspension peuvent également poser des problèmes à la personne chargée de l'analyse et une séparation peut s'avérer nécessaire dans la pratique. Lorsque les composants sont analysés séparément, les valeurs obtenues peuvent ensuite être exploitées ensemble ou séparément.

La collecte d'échantillons d'eau requiert un examen approfondi et le point de départ consiste à se demander pourquoi on prélève des échantillons. La réponse à cette question aidera à identifier le point d'échantillonnage approprié. D'autres éléments à déterminer sont:

- L'échantillon doit-il être prélevé près du rivage ou plus loin dans la rivière/le lac? Dans le second cas, un bateau peut être nécessaire.
- À quelle profondeur doit être prélevé l'échantillon – à la surface, sous la surface ou plus profondément? (Il peut y avoir des variations en fonction de la température, de la présence de films de polluants en surface ou de végétation en décomposition, ou de la présence de sédiments à des profondeurs données.) Cela affectera le matériel d'échantillonnage à utiliser et certaines étapes de la méthodologie.
- Des cours d'eau se jettent-ils dans la rivière ou le lac à échantillonner et les résultats sont-ils différents de ceux obtenus à partir d'échantillons prélevés ailleurs dans la rivière ou le lac, par ex. en amont du point où se jette un cours d'eau?

L'analyse de l'eau (Barcelo, 1991) est difficile car si l'extraction de l'échantillon par le laboratoire est significativement retardée, tout résidu présent peut être dégradé ou absorbé par les parois du récipient contenant l'échantillon. Il faut donc conserver l'échantillon au froid et le transporter aussi rapidement que possible vers le laboratoire. D'autres méthodes existent, selon lesquelles l'échantillon peut être extrait sur le terrain en utilisant la technologie de l'extraction en phase solide (SPE, International Sorbent Technology, 1995; Font et al., 1993; Albanbis et Hela, 1993; Hendriks, 1993; Land, 1994), à condition qu'un matériel de base soit disponible (pour plus d'information, se reporter aux spécifications du fabricant ou aux procédures spécifiques publiées dans la presse scientifique). Les échantillons extraits de cette manière sont plus stables qu'en solution, bien que pour garantir une analyse fiable, ils doivent toujours être transportés vers le laboratoire aussi rapidement que possible. Le volume d'eau nécessaire à l'analyse varie en fonction de la sensibilité aux analyses des pesticides pris individuellement et de la méthode d'extraction. Les volumes couramment utilisés sont compris entre 0,5 et 2 litres.

Les données peuvent indiquer une contamination. Sa signification ne peut être déterminée que par un suivi régulier pour voir si les résidus restent ou s'ils se sont propagés, par ex., plus loin dans une rivière ou à d'autres puits/trous de sonde reliés à la même nappe aquifère à la même profondeur.

Les récipients utilisés pour le transport et le stockage des échantillons en vue d'une analyse de résidus doivent être nettoyés à l'eau propre, puis rincés à l'acétone. On les laissera à sécher avant de les réutiliser.

Limites Les résidus contenus dans l'eau peuvent être transitoires dans la nature, en fonction du flux de l'eau, des pluies, etc. Différentes techniques analytiques sont nécessaires si les échantillons doivent être analysés pour une gamme de pesticides représentant différents groupes/caractéristiques chimiques. Les niveaux de sensibilité aux analyses sont également significativement différents.

Procédure Analyse par GLC et HPLC après extraction des résidus de l'eau dans un solvant organique approprié et détermination de la concentration de l'extrait obtenu.

Données obtenues Identité des pesticides et/ou des métabolites présents et leur concentration approximative.

Nombre d'échantillons Chaque point de prélèvement identifié doit être échantillonné en double (au minimum).

Période d'échantillonnage Immédiatement après le traitement ou la détection d'une éventuelle contamination. Habituellement pendant la saison des pluies et la saison sèche (deux échantillonnages au cours de chaque saison).

Matériel Le dispositif d'échantillonnage pour le prélèvement d'échantillons à la surface de l'eau peut être constitué d'une bouteille en verre disponible sur place de 0,75 à 1 litre dotée d'un bouchon à vis (soigneusement nettoyés au savon et à l'eau et rincés à l'acétone). La cage métallique contenant ce dispositif peut également être construite (ou adaptée) à partir de matériaux disponibles (voir illustration dans la fiche méthodologique). Un dispositif d'échantillonnage à une profondeur donnée peut être constitué d'une bouteille en verre du même type, avec un bouchon en liège ou en caoutchouc pour obturer le col de la bouteille, une perche en bois, bambou ou métal et du fil épais ou du métal fin (voir la fiche méthodologique pour le montage). Récipients en verre propres avec des bouchons en téflon pour les échantillons d'eau, étiquettes, glacière, carte et/ou GPS.

Personnel requis 1 personne (2 si possible).

Échantillonnage des sédiments

Les échantillons de sédiments peuvent être difficiles à collecter, mais ils sont importants dans une opération d'échantillonnage de résidus. Les sédiments de fond se trouvent généralement dans les eaux stagnantes ou, pour les rivières et les cours d'eau, loin des courants rapides; ils doivent être échantillonnés en utilisant un dispositif approprié en fonction de la profondeur de l'eau. Des dispositifs de prélèvement à la benne sont disponibles dans le commerce, mais peuvent être relativement coûteux et ne sont pas toujours pratiques à transporter; une pelle, ou un outil similaire, fixée à une perche ou à un outil similaire, peut être efficace dans une eau assez peu profonde (voir fiche méthodologique).

Les solides en suspension dans les eaux non stagnantes peuvent être collectés par filtration de l'eau. Des volumes relativement importants d'eau doivent être filtrés pour obtenir un échantillon valable de sédiments; cela peut s'avérer pénible et long. L'utilisation de pompes à vide portables, lorsqu'elles sont disponibles, et de systèmes de filtration sur Büchner peuvent considérablement accélérer ce processus.

Limites Il est difficile d'accéder aux échantillons situés à distance des berges de la rivière/du lac sans bateau; il existe des restrictions relatives à l'échantillonnage en eau profonde.

Procédure Les échantillons requièrent la disponibilité d'un laboratoire d'analyses disposant de ressources suffisantes pour permettre l'extraction des résidus à partir des tissus, puis l'élimination des produits extraits simultanément dans les tissus susceptibles d'interférer avec les résultats, avant analyse par GLC et par HPLC.

Données obtenues Identité des pesticides ou des métabolites présents et indication de leur concentration approximative.

Nombre d'échantillons Au minimum deux échantillons répétés par point de prélèvement identifié.

Période d'échantillonnage Immédiatement après le traitement ou la détection d'une contamination. La fréquence de l'échantillonnage dépend du type de pesticides; 2 à 3 mois pour les produits chlorés, 1 à 2 semaines pour les autres catégories de pesticides.

Matériel Dispositif d'échantillonnage approprié qui peut être fabriqué à partir d'un petit pot ou plateau métallique disponible sur place (par ex., une boîte de conserve vide coupée à une hauteur de 6 cm) fixé à une perche de 2 à 3 m de long. Récipients destinés aux échantillons en verre ou en aluminium, bottes ou cuissardes imperméables, étiquettes et matériel de nettoyage (pour le dispositif d'échantillonnage).

Personnel requis 1 ou 2 personnes selon le nombre d'échantillons.

Échantillonnage de la végétation

La végétation est l'élément sur lequel les dépôts sont les plus importants après des opérations de pulvérisation, de poudrage ou autre (sauf pour les zones désertiques) et elle constitue un bon indicateur de la vitesse probable d'ingestion des résidus par les animaux de pâturage ou par les vertébrés/invertébrés qui vivent sur/dans cette végétation. Il faut manipuler les échantillons de végétation avec précaution car les résidus initiaux se déposent en surface et sont susceptibles d'être facilement délogés. En fonction de la nature des pesticides, l'adsorption à long terme des résidus par les feuilles peut être limitée, et les résidus peuvent rester en surface (même s'ils sont moins susceptibles d'être facilement délogés) jusqu'à leur dégradation par l'exposition à la lumière du soleil et par les pluies; certains résidus seront lavés et tomberont sur le sol situé juste en dessous.

Les échantillons de végétation peuvent poser des problèmes particuliers. S'ils sont conservés dans des sacs en polyéthylène ou dans des bocaux en verre, ils perdent rapidement leur humidité, qui se condense sous forme d'eau à l'état libre, altérant la nature de l'échantillon et, lorsque ce dernier ne peut être réfrigéré, conduisant au développement rapide de moisissures susceptibles de promouvoir la dégradation microbienne des pesticides et, dans les cas extrêmes, d'être à l'origine d'un danger pour la santé du manipulateur. Ces conditions doivent être évitées dans la mesure du possible.

En fonction de la nature de la végétation (taille, forme, etc.), une méthode utile consiste à envelopper l'échantillon dans du papier filtre ou du papier buvard propre et à mettre l'échantillon ainsi protégé dans une enveloppe en papier propre. L'ajout d'un petit sachet de gel de silice dans l'enveloppe, qui est ensuite fermée, aide à réduire la formation de moisissures. Lorsque du papier filtre ou du papier buvard n'est pas disponible, des serviettes ou chiffons en papier peuvent être utilisés. Cependant, ces échantillons doivent être portés au laboratoire d'analyses pour vérifier la présence éventuelle d'éléments extraits simultanément, qui pourraient interférer avec l'analyse. Dans la mesure du possible, une analyse de la validité des matériaux doit être effectuée avant de commencer l'échantillonnage. Encore une fois, il est recommandé de transporter rapidement ces matériaux vers le laboratoire d'analyses.

Limites Des variations substantielles peuvent être observées dans les résidus à la surface de la végétation, en fonction de la nature de la méthode d'application.

Procédure Les échantillons requièrent la disponibilité d'un laboratoire d'analyses disposant de ressources suffisantes pour permettre l'extraction des résidus à partir des tissus, puis l'élimination des produits extraits simultanément dans les tissus susceptibles d'interférer avec les résultats, avant analyse par GLC et par HPLC.

Données obtenues Identité des pesticides présents et leur concentration au moment du prélèvement.

Nombre d'échantillons Il dépend de l'étendue de la zone traitée, de la nature du traitement et de la nature et densité du couvert végétal. En règle générale, il est préférable de prélever trop d'échantillons que trop peu; il est plus facile de jeter des échantillons après avoir obtenu les résultats préliminaires que de regretter l'absence d'information cruciale. Il faut généralement prélever un minimum de 25 échantillons.

Période d'échantillonnage Les échantillons doivent être prélevés avant et immédiatement après le traitement, puis de nouveau à intervalles de 7 jours.

Matériel Ciseaux, papier buvard ou papier filtre, enveloppes en papier, étiquettes, gel de silice, gants jetables et glacière.

Personnel requis 1 ou 2 personnes selon le nombre d'échantillons.

Échantillonnage de tissus

Sur le terrain, lorsque l'accès immédiat à un lieu de stockage frigorifié (3 à 5 °C) est impossible, le corps entier, les tissus musculaires, les organes et les viscères des poissons, oiseaux, amphibiens, reptiles ou petits mammifères (voir les chapitres correspondants pour les méthodes de capture) peuvent être conservés dans une solution de formol diluée (8 à 9%). La congélation doit être évitée à moins d'être sûr que l'échantillon reste congelé jusqu'à son arrivée au laboratoire d'analyses; l'enchaînement congélation/décongélation/nouvelle congélation peut promouvoir la dégradation enzymatique et bactériologique des résidus et rendre les résultats de l'analyse inexploitables. L'utilisation de formol peut affecter certains pesticides organophosphorés et, dans la mesure du possible, cela doit être déterminé avant l'échantillonnage. Les lipides corporels ne sont généralement pas solubles dans le formol; si cela s'avère problématique, il est possible d'analyser séparément le spécimen et le formol (résidus et lipides), même si c'est rare.

La solution de formol doit être préparée en diluant une solution disponible dans le commerce (généralement à une concentration de 40 à 45%) dans de l'eau distillée (ou déminéralisée) dans une proportion de 1 pour 4 respectivement. Dans la mesure du possible, cela doit être effectué dans une sorbonne de laboratoire (voir chapitre 3 sur la sécurité). Sinon, effectuer cette opération dehors ou dans une zone bien ventilée. Pendant cette opération, porter des gants en plastique ou en caoutchouc et des lunettes de protection. Le port d'un masque est également utile et bien que les masques conventionnels protègent peu contre les vapeurs de solvants, ils procurent un soulagement temporaire.

La solution diluée doit de préférence être stockée dans un récipient en verre propre (bien que des récipients en aluminium ou autre métal puissent également être utilisés). S'assurer que le bouchon à vis du récipient soit doublé de téflon ou d'une feuille d'aluminium. Dans la mesure du possible, un échantillon de la solution de formol doit être analysé par un laboratoire avant d'être utilisé sur le terrain ou, si nécessaire, après, afin de garantir l'absence de contaminants qui pourraient interférer et affecter les résultats. Enfin, dans le cas où l'identité des pesticides contenus dans les échantillons prélevés sur le terrain est connue, ou si l'analyse focalise sur des pesticides spécifiques, un chimiste expérimenté en pesticides doit être consulté pour vérifier que le formol ne risque pas d'affecter ces composés.

Limites Avec les résidus chlorés, il n'est pas toujours possible de déterminer si les résidus détectés sont dûs à une exposition récente ou non.

Procédure Les échantillons requièrent la disponibilité d'un laboratoire d'analyses disposant de ressources suffisantes pour permettre l'extraction des résidus à partir des tissus, puis l'élimination des produits extraits simultanément dans les tissus susceptibles d'interférer avec les résultats, avant analyse par GLC et par HPLC.

Données obtenues Identification et quantification des pesticides détectés dans les échantillons vivants ou morts. Les données fournissent des informations sur la vitesse d'ingestion par les différentes espèces, la tolérance aux pesticides et la comparaison avec les données environnementales et toxicologiques.

Nombre d'échantillons Il dépend de l'étendue de la zone d'échantillonnage, du nombre d'espèces à échantillonner et du type d'échantillons à analyser – entiers ou disséqués (par ex., l'analyse d'organes particuliers du corps). En général, un minimum de cinq échantillons par espèce est nécessaire pour obtenir des résultats représentatifs.

Période d'échantillonnage L'échantillonnage doit commencer immédiatement après l'application de pesticides ou la détection d'une contamination, puis à des intervalles à définir une fois que l'identité des contaminants sera connue. Par exemple, si le contaminant est un pesticides chloré, des intervalles d'échantillonnage appropriés peuvent être de 2 à 3 mois. Pour d'autres classes de pesticides, les intervalles d'échantillonnage seront significativement réduits (jours ou semaines).

Matériel Récipients destinés aux échantillons (verre), solution de formol, gants jetables, pinces, glacière et étiquettes.

Personnel requis 1 ou 2 personnes selon le nombre d'échantillons.

Échantillonnage des vertébrés/invertébrés

La faune des zones traitées doit être prélevée comme indiqué dans les chapitres 8 à 13. Bien que la collecte d'échantillons à des intervalles réguliers après l'application donne une indication de l'accumulation des résidus et de la vitesse de la perte/du métabolisme des pesticides ingérés, ce n'est pas toujours le cas; les données devront donc être soigneusement évaluées. Les spécimens prélevés dans des zones récemment traitées peuvent être contaminés extérieurement par contact avec les éléments traités alentours et devront être nettoyés/brossés (pour éliminer la terre et autres matériaux qui ont adhéré aux parties externes).

Les invertébrés tels que les vers peuvent se détériorer rapidement s'ils ne sont pas conservés dans un milieu approprié. À moins que le métabolisme des pesticides éventuellement ingérés ne constitue un problème (voir le guide des pesticides précédemment abordé dans ce chapitre), il faut maintenir les spécimens en vie jusqu'au moment de leur transfert vers le laboratoire d'analyses. Il faut prévoir un stockage réfrigéré (réfrigérateur à 5 °C). Sinon, les spécimens peuvent être conservés dans du formol comme décrit ci-dessus pour les échantillons de tissus.

Les insectes se conservent mieux secs et intacts dans des bocaux ou bouteilles ventilés. Si le délai avant l'analyse est très long ou si l'on estime que les échantillons sont susceptibles de se détériorer, on peut avoir recours à la conservation dans du formol.

Limites Avec les résidus chlorés, il n'est pas toujours possible de déterminer si les résidus détectés sont dûs à une exposition récente ou non.

Procédure Les échantillons requièrent la disponibilité d'un laboratoire d'analyses disposant de ressources suffisantes pour permettre l'extraction des résidus à partir des tissus, puis l'élimination des produits extraits simultanément dans les tissus susceptibles d'interférer avec les résultats, avant analyse par GLC et par HPLC.

Données obtenues Identification et quantification des pesticides détectés dans les échantillons vivants ou morts. Les données fournissent des informations sur la vitesse d'ingestion par les différentes espèces, la tolérance aux pesticides et la comparaison avec les données environnementales et toxicologiques.

Nombre d'échantillons Il dépend de l'étendue de la zone d'échantillonnage, du nombre d'espèces à échantillonner et du type d'échantillons à analyser – entiers ou disséqués (par ex., l'analyse d'organes particuliers du corps). Il faut généralement un minimum de 5 échantillons par espèce.

Période d'échantillonnage L'échantillonnage doit commencer immédiatement après l'application de pesticides ou la détection d'une contamination, puis à des intervalles à définir une fois que l'identité des contaminants sera connue. Par exemple, si le contaminant est un pesticides chloré, des intervalles d'échantillonnage appropriés peuvent être de 2 à 3 mois. Pour d'autres classes de pesticides, les intervalles d'échantillonnage seront significativement réduits (jours ou semaines).

Matériel Récipients destinés aux échantillons (en verre avec des bouchons doublés d'aluminium), solution de formol, gants jetables, pinces, glacière et étiquettes.

Personnel requis 1 ou 2 personnes selon le nombre d'échantillons.

COLLECTE ET ENREGISTREMENT DES DONNÉES

Lors de l'échantillonnage sur le terrain, il est extrêmement important d'enregistrer soigneusement toutes les informations relatives aux sites d'échantillonnage et au nombre d'échantillons prélevés au moment de l'échantillonnage. Il est essentiel d'emporter sur le terrain une fiche signalétique supplémentaire.

Le format de la fiche signalétique dépend du type d'échantillonnage à effectuer. Les données nécessaires doivent au minimum définir l'échantillon et le lieu et le moment où il a été prélevé. Cependant, le chercheur peut souhaiter collecter des informations supplémentaires relatives, par exemple, aux conditions météorologiques ou à toute observation inhabituelle dans la zone d'échantillonnage (voir Figure 6.1). Ce type d'informations peut être utile pour l'interprétation des résultats obtenus à partir des échantillons/analyses et elles ne peuvent être définies correctement qu'au moment de l'échantillonnage. Ne jamais tenter de se souvenir des conditions ou d'autres facteurs après plusieurs semaines ou mois, car cela peut conduire à des erreurs.

Il n'y a donc pas de modèle idéal de fiche signalétique; chacun doit élaborer sa propre fiche en fonction de ses objectifs. Elle ne doit pas être trop compliquée, mais elle doit comporter toutes les informations nécessaires. Un exemple de feuille de données de base, complétée avec quelques entrées initiales, est fourni ci-dessous. Pensez aux informations supplémentaires dont vous pourriez avoir besoin.

Une fiche signalétique vierge à photocopier et à emporter sur le terrain est fournie avec les fiches méthodologiques.

Date	Type d'échantillon	Référence du site	Coordonnées GPS	Code échantillon	Météo	Autres commentaires ou observations
20.6.02	Sol	1. Exploitation de M. Ngata; Zone 1	N12.23.41 W87.01.91	SS1	Sec, 28 °C	Terrain en friche, pas de perturbation récente
20.6.02	Sol	Exploitation de M. Ngata; Zone 2	N12.23.42 W87.01.88	SS2	Sec, 28 °C	Voir ci-dessus
20.6.02	Sol	Exploitation de M. Ngata; Zone 3	N12.23.42 W87.01.84	SS3	Sec, 28 °C	Voir ci-dessus
20.6.02	Sol	2. Exploitation de M. Mwangi; Zone 1	N12.22.81 W87.00.34	SS4	Pluie, 26 °C	Terre cultivée
20.6.02	Sol	Exploitation de M. Mwangi; Zone 2	N12.22.81 W87.00.88	SS5	Pluie, 26 °C	Terre cultivée
20.6.02	Poisson	3. Ruisseau adjacent au site 2	N12.22.81 W87.00.22	F1	Pluie, 26 °C	Peu profond (30-100 cm), courant faible, peu de végétation
20.6.02	Poisson	Voir ci-dessus	N12.22.81 W87.00.22	F2	Pluie, 26 °C	Voir ci-dessus
20.6.02	Poisson	Voir ci-dessus	N12.22.81 W87.00.22	F3	Pluie, 26 °C	Voir ci-dessus

Figure 6.1: Exemple de fiche signalétique: échantillonnage de résidus de pesticides

PRESENTATION ET INTERPRÉTATION DES DONNÉES

L'interprétation des données est cruciale. Le soin apporté à la sélection, à la conservation, au transport et à l'analyse des échantillons peut s'avérer inutile si les résultats des analyses ne sont pas bien compris ou s'ils sont mal interprétés. Il est essentiel pour le chercheur de comprendre parfaitement la façon dont les résultats sont exprimés et leur signification. En cas de doute, il faut demander au laboratoire d'analyses d'expliquer les résultats; la plupart le fera volontiers.

Il vaut la peine, cependant, de s'arrêter brièvement sur les principales manières de présenter des résultats d'analyse, qui dépendront, en partie, de ce qui a été demandé au laboratoire.

Les données sont généralement exprimées en milligrammes de pesticides par kilogramme de substrat à analyser (mg kg^{-1}) pour les matières solides ou en milligrammes de pesticides par litre (mg l^{-1}) pour les résidus en phase liquide. Ces unités sont toutes deux équivalentes à une part par million (ppm), unité couramment utilisée dans le passé, qui l'est un peu moins aujourd'hui car on lui préfère les "unités comparatives" indiquées précédemment, qui fournissent une valeur réelle, quantitative. Les résidus peuvent être exprimés en fractions décimales de ces unités comparatives, par ex., un résidu de 0,001 mg kg^{-1} ou 1 µg kg^{-1}. La sensibilité croissante des méthodes analytiques utilisées permet de plus en plus souvent de détecter des résidus à ce niveau (et parfois à un niveau encore inférieur). Pour référence, les unités couramment utilisées sont:

- une part par million en phase solide, notée 1 mg kg^{-1}, 1µg g^{-1} ou 1 ng mg^{-1}, toutes ces unités étant équivalentes;
- une part par million en phase liquide, notée 1 mg l^{-1}, 1µg ml^{-1} ou 1 ng $µl^{-1}$;
- les résidus de pesticides aqueux, cependant, sont généralement présents en petite quantité et s'expriment souvent en µg l^{-1} correspondant à une part pour cent million ou en ng l^{-1} correspondant à une part par milliard.

Ces unités peuvent être source de confusion et il est essentiel que le destinataire des données soit à l'aise avec les termes et unités utilisés et puisse manipuler les données sans commettre d'erreur.

Ces unités comparent la quantité (masse) de pesticides et la quantité (masse) ou le volume de l'échantillon dont il est issu. Avec des échantillons liquides, les volumes d'extraction peuvent s'élever à 1 litre (ou parfois moins, entre 200 et 500 ml d'eau), mais avec les échantillons solides, la quantité analysée (en particulier pour les petits spécimens) peut se situer entre 5 g (parfois moins) et 50 g. Le calcul, cependant, convertit les données de manière à obtenir (*x*) mg kg^{-1}.

Les données sur les résidus peuvent également être exprimées en poids total de pesticides détecté dans l'échantillon; dans certains cas, cette forme d'expression des données peut se révéler plus utile. Par exemple, suite à une opération de pulvérisation dans une zone donnée, il peut être utile d'examiner les dépôts de pesticides à la surface des feuilles suspectées d'être contaminées par la pulvérisation ou par les dérives de pulvérisation. Dans un tel cas, la charge totale de pesticides (normalement exprimée en µg) peut être supérieure à la concentration du contaminant exprimé en mg kg^{-1}. De même, la charge de pesticides dans un échantillon de vertébré/invertébré récemment contaminé (lorsque le métabolisme et la distribution des résidus dans le corps n'a pas encore eu lieu) gagne à être exprimée en poids total de pesticides plutôt qu'en mg kg^{-1}.

TAILLE DE L'ÉCHANTILLON ET LIMITE INFÉRIEURE DE DÉTERMINATION

Malgré la sensibilité des outils d'analyse actuels, et quelle que soit l'expérience de l'analyste, la taille de l'échantillon doit correspondre à la quantité minimum suffisante pour permettre une analyse efficace tout en permettant de réserver une partie de l'échantillon pour des analyses ultérieures (en cas de doute sur l'analyse d'origine ou en cas d'incident avec la partie analysée); mais, cela n'est pas toujours possible. Une taille minimum de l'échantillon est également nécessaire pour que la limite inférieure de détermination (LoD) atteinte soit raisonnable. Ce terme est important et sa signification doit être claire. La LoD représente la plus petite quantité de résidus qu'il est possible de déterminer par la méthode d'analyse utilisée, telle qu'elle a été fixée au cours de la validation de la méthode d'analyse par le laboratoire. La valeur de la LoD varie en fonction de nombreux facteurs, dont la nature du pesticides; mais le facteur le plus important est la taille de l'échantillon. Si la taille de l'échantillon est, par ex. 10 g, alors la LoD pour le pesticides *x* dans cet échantillon sera 10 fois inférieure à la LoD que l'on atteindrait si 1 g d'échantillon était analysé pour le même pesticides. C'est là un élément important dans les analyses de l'environnement qui portent souvent sur des échantillons entiers, en raison de leur taille réduite. Puisque le poids des échantillons varie, on peut s'attendre, dans la pratique, à obtenir toute une gamme de LoD. Cette gamme de LoD est souvent une source de confusion et suscite les questions les plus fréquemment posées aux laboratoires chargés des analyses relatives à l'environnement.

Les implications des LoD soulèvent deux points clés à prendre en compte avant l'analyse et qui seront vérifiés par le laboratoire d'analyse.

- Quelle est la LoD appropriée pour les échantillons en question?
- La LoD appropriée peut-elle être effectivement atteinte étant donné la taille des échantillons?

Il vaut aussi la peine de garder à l'esprit que toute analyse comporte un risque d'erreur, malgré toutes les précautions. Ce taux d'erreur est minimisé par les laboratoires et est généralement confiné dans des limites précises. Avec de petits échantillons, le risque d'erreur augmente, en particulier lorsque l'extrait final de l'échantillon à analyser doit être concentré en de très petits volumes avant d'être analysé; les erreurs peuvent alors être amplifiées. Les données issues des petits échantillons doivent donc être étudiées en gardant cela à l'esprit. Les données garderont tout leur sens, mais statistiquement, le niveau de confiance sera plus faible.

CALCUL DES RÉSIDUS

Avec des échantillons 'solides', le laboratoire d'analyses aura besoin de savoir comment exprimer les résidus: par ex., en évaluant le poids total des dépôts de pesticides, en mg kg^{-1}, sur la base du poids du corps entier ou du poids de la matière sèche ou encore de la partie lipidique de l'échantillon. Si nécessaire, le laboratoire peut fournir toutes ces données, mais le coût de l'analyse risque alors d'augmenter car cela nécessite davantage de travail de laboratoire et pas uniquement des calculs à partir des données de base:

- pour les données exprimées sur la base du *poids humide* (frais), on utilise le poids de l'échantillon à son arrivée;
- pour les données exprimées sur la base du *poids sec* (par ex., les données de résidus de terre sont exprimées sur la base du poids sec pour faciliter la comparaison des données), le taux d'humidité doit être déterminé;
- pour les données exprimées en tant que résidu dans la partie lipidique, la teneur en graisses de l'échantillon doit être déterminée.

Pour déterminer la teneur en humidité et en graisses, il faut disposer de parties de l'échantillon ou des extraits de l'échantillon. Lorsque l'échantillon est particulièrement petit, il ne sera pas toujours possible d'en sacrifier une partie pour ces autres tests, car le taux d'erreur d'analyse et la LoD (voir ci-dessus) risquent alors d'augmenter. Cela doit être pris en compte et discuté avec le laboratoire d'analyse.

Lorsque les résidus sont initialement calculés par rapport au poids frais, puis recalculés en utilisant un facteur, par rapport à la teneur en humidité ou en graisse, les chiffres peuvent changer radicalement, surtout si le facteur est élevé. Bien que cette méthode soit courante, une distorsion des valeurs peut parfois se produire, en particulier lorsque la quantité de résidus est faible ou lorsque les résultats ont été arrondis à une ou deux décimales. Cela peut accroître excessivement la quantité de résidus par rapport à ce qu'elle est réellement et donner lieu à des difficultés d'interprétation des données si l'on n'en tient pas compte. Cependant, si celui qui manipule les données est conscient des problèmes susceptibles d'émerger, toute mauvaise interprétation des données peut être évitée.

Un autre problème dont il faut avoir conscience concerne le fait d'additionner les résidus lorsqu'un pesticides existe sous forme d'isomères ou lorsque des métabolites peuvent être présents ou doivent être analysés, avec un résidu exprimé comme un total. L'analyse du DDT illustre bien ce problème.

Les formulations de DDT contiennent les isomères p,p' et o,p' qui doivent tous deux être déterminés. En outre, les deux principaux métabolites – le DDE et le DDD (parfois appelé TDE) – sont aussi couramment déterminés. Ces deux composés peuvent être produits à partir des isomères p,p' ou o,p' du DDT; l'analyse peut donc porter sur six composants (bien que certains analystes tendent à ne pas tenir compte de l'o,p'-DDE ni de l'o,p'-DDD en raison de leurs taux habituellement minimes).

L'exemple suivant (Tableau 6.1) illustre le problème des résidus en dessous de la LoD. Dans cet exemple, on considère que la teneur en humidité est de 35% et le taux de lipides est de 9%.

La question clé est de savoir si la valeur du DDT total correspond à la somme des LoD, à la Lod la plus élevée ou à une valeur intermédiaire. Chacune de ces approches peut être envisagée et la manière de traiter ce problème varie selon les auteurs. Dans la plupart des cas, il vaut sans doute mieux présenter les données individuelles pour chaque composant.

Il faut se rappeler également que la valeur de la LoD peut déjà refléter une approximation (disons que la valeur rapportée de 0,02 représente un taux inférieur ou résidu trace de 0,015 mg kg^{-1}, arrondi à une LoD convenue, ou taux inférieur rapporté de 0,02.

Tableau 6.1 Résidus en dessous de la LoD

	Résidu (mg kg^{-1}) exprimé sur		
	poids frais	poids sec	lipides
p'p DDT	<0,02	<0,03	0,22
o'p DDT	<0,02	<0,03	<0,22
p'p DDE	<0,01	<0,02	<0,11
o'p DDE	<0,01	<0,02	<0,11
p'p DDD	<0,02	<0,03	<0,22
o'p DDD	<0,02	<0,03	<0,22
DDT total	**<0,10**	**<0,16**	**<1,10**

AUTRES CONSIDÉRATIONS

L'analyste doit s'assurer que la teneur en humidité ou en lipides de l'échantillon n'a pas changé depuis sa collecte sur le terrain. Si la teneur en humidité a chuté, la valeur des résidus déterminée par l'analyse sera supérieure à celle d'origine.

Cela constitue un réel problème pour certains échantillons, en particulier, comme cela a été expliqué précédemment, lorsque l'humidité est un facteur de dégradation des pesticides. La méthode recommandée, par ex. pour des échantillons de feuilles/végétation, consiste à les laisser sécher partiellement en utilisant du papier absorbant ou du gel de silice. Le calcul de la quantité totale de dépôts de pesticides n'en sera pas affecté, mais il sera certainement plus difficile d'exprimer les résidus en mg kg^{-1}. Pour contourner ce problème, le poids de l'échantillon initial doit être déterminé, soit sur le terrain à l'aide d'une balance de poche portable, soit au retour à la base, et les poids ainsi mesurés doivent être fournis au laboratoire d'analyses. Les échantillons de tissus stockés dans du formol peuvent également être affectés. Si la teneur en lipides n'est pas affectée par le formol, la teneur en humidité risque de l'être. Dans la mesure du possible, le poids des tissus frais doit être enregistré après l'échantillonnage et fourni au laboratoire. Le poids sec de l'échantillon peut alors être déterminé, ce qui permet de calculer la teneur en humidité.

RÉFÉRENCES

ALBANBIS, T.A. and HELA, D.G. (1993) Multi-residue pesticides analysis in environmental water samples using solid-phase extraction discs and gas chromatography with flame thermionic and mass-selective detection. *Journal of Chromatography*, **707**: 283-392.

BARCELO, D. (1991) Occurrence, handling and chromatographic determination of pesticides in the aquatic environment. *Analyst,* **116.**

EXTOXNET: *Extension Toxicology Network, a Pesticides Information Project of Co-operative Extension Offices of Cornell University, Oregon State University, the University of Idaho and the University of California at Davis and the Institute for Environmental Toxicology, Michigan State University.* Données sur les pesticides disponibles sur Internet.

FONT, G., MAÑES, J., MOLTÓ, J.C. and PICÓ,Y (1993) Solid phase extraction in multi-residue pesticides analysis of water. *Journal of Chromatography,* **642:** 135-161.

HENDRIKS, R.E. (1993) Extraction of organochlorine pesticides from surface water using an extraction disk. *LC/GC International,* **6** (5): 296-298.

INTERNATIONAL SORBENT TECHNOLOGY (1995) *A Guide to Method Development in Solid Phase Extraction of Water Samples Using Isolute® ENV+™ SPE Columns*. International Sorbent Technology.

LAND, C. J. (1994) Solid phase extraction of triazines from environmental water samples using aromatic sulfonic acid. *LC/GC International,* **7** (4): 215-218.

VALE, G.A and GRANT I.F (2002) Modelled impact of insecticide-contaminated dung on the abundance and distribution of dung fauna. *Bulletin of Entomological Research,* **92:** 251-263

POUR EN SAVOIR PLUS

BCPC/RSC *The Pesticides Manual. A World Compendium*. Cambridge: British Crop Protection Council/Royal Society of Chemistry. (Cet ouvrage est essentiel pour la détermination des propriétés chimiques et physiques des pesticides.)

EPA *Individual Methods for the Sampling and Analysis of Pesticides*. (Disponible auprès de l'Environmental Protection Agency des États-Unis.)

GUNTHER, F.A. (ed.) *Residue Reviews*. Berlin: Springer-Verlag. (Examen de la contamination et de la toxicologie de l'environnement.)

LES TRANSFORMATIONS DANS LE SOL

7

Ian F. Grant[1]

Natural Resources Institute, University of Greenwich at Medway, Central Avenue,
Chatham Maritime, Kent ME4 4TB, Royaume-Uni.

INTRODUCTION

Le sol abrite de nombreux organismes: algues, protozoaires, champignons, bactéries, nématodes, lombrics, acariens et certains insectes. La composition de cette faune et de cette flore, le nombre d'individus et leurs activités dépendent fortement du biome et des saisons. C'est la raison pour laquelle les climats extrêmes rencontrés en zone tropicale et sub-tropicale donnent lieu à de grandes variations. Les algues ont une fonction de production importante dans les sols semi-arides et dans les basses-terres utilisées pour la culture du riz (par la fixation du carbone et, dans certains cas, par la fixation biologique de l'azote). La plupart des organismes présents dans le sol consomment et décomposent les matières organiques, ils sont ainsi responsables du maintien de la fertilité des sols en recyclant les nutriments utilisés par les plantes et en assurant les transferts d'énergie.

Les pesticides peuvent être appliqués directement sur le sol, pour lutter contre les ravageurs, les adventices, les nématodes et les insectes; ils peuvent également se déposer sur les sols suite à la pulvérisation foliaire des récoltes ou à un traitement de la canopée en forêt. Une proportion significative des pesticides (pouvant atteindre 50 %) appliqués pour lutter contre les ravageurs des cultures ou pour protéger les forêts, le bétail et la santé publique se retrouve dans le sol. Les matières actives présentent alors un danger pour les organismes du sol et les transformations dont ils sont la cause. Il est souvent plus facile de mesurer certaines de ces transformations que de quantifier les organismes qui en sont responsables. Cette caractéristique est très utile lors des évaluations des impacts des pesticides: l'étude de la dégradation de la litière de feuilles est plus facile que celle de l'ensemble complexe d'organismes qui en est responsable.

La minéralisation des matières organiques, les réactions impliquant l'azote et la fixation biologique de l'azote sont des mécanismes clés du sol des écosystèmes tropicaux, en climat sec, comme en climat humide. Dans les écosystèmes naturellement peu fertiles, le rôle de ces mécanismes dans le maintien de la productivité agricole est primordial. Les bactéries responsables de la nitrification des sols – oxydation de l'ammoniac en nitrates – ont une croissance lente et sont très sensibles aux pesticides. L'inhibition de la nitrification indique une perturbation dans le cycle dynamique de l'azote dans le sol. Comme la nitrification est essentiellement une réaction aérobie qui se produit dans l'horizon supérieur du sol, là même où se concentrent les pesticides, cette réaction est considérée comme un mécanisme clé.

Le rôle de la fixation biologique de l'azote est vital pour la restauration des sols appauvris. Les algues et les bactéries responsables de cette réaction apportent un amendement azoté dans le sol. Elles utilisent (fixent) l'azote atmosphérique pour constituer leurs protéines cellulaires. À la mort de l'organisme, l'azote est libéré dans le sol. Les algues fixatrices d'azote (Cyanobactéries) sont communes dans les rizières inondées et les mares peu profondes. Elles se trouvent également dans le sol, au pied des arbres et sous les rochers. Les herbicides et certains insecticides sont connus pour perturber la croissance et l'activité de fixation de l'azote de ces organismes, mais la connaissance précise de leurs effets en région tropicale reste limitée. Les pesticides touchent également les bactéries fixatrices d'azote vivant en symbiose avec les légumineuses (*Rhizobium* spp.) ainsi que les bactéries diazotrophes libres, mais la proximité de ces organismes avec la rhizosphère les protège des contaminations indirectes (mais non des produits entraînant la stérilisation du sol et des nématicides). Les algues contribuent également à la cohésion des sols et à leur protection contre l'érosion éolienne ou hydrique: elles participent ainsi à la stabilité des sols.

[1] Adresse: Cybister Environmental Protection, Oak House, South Street, Boughton, Kent ME13 9PE, R-U. ian.grant@cybister.plus.com

La décomposition des résidus de culture et de la litière de feuilles libère dans le sol les nutriments et l'énergie indispensables au maintien de la fertilité et de la productivité des sols dans les écosystèmes tropicaux. La faune locale agit d'abord en découpant et broyant ces végétaux, puis les champignons et les bactéries minéralisent les matières organiques et les décomposent en éléments chimiques. Les effets des pesticides sur les micro-organismes et leur activité dans les climats tempérés sont largement cités dans la littérature, leur durée est généralement limitée. Cependant, les impacts des petits déficits dans l'équilibre en azote des sols risquent d'être plus graves dans les environnements limités en azote, comme les savanes herbacées et les zones boisées peu fertiles. En utilisant les pesticides comme source d'énergie pour leur croissance, les micro-organismes jouent un rôle important dans leur décomposition. Noter que certains produits sont plus difficiles à dégrader que d'autres.

La décomposition des matières organiques par les organismes du sol s'accompagne de consommation d'oxygène et d'un dégagement de dioxyde de carbone, résultat de la respiration de la faune et des populations microbiennes. La respiration du sol est donc un bon indicateur de l'impact des pesticides sur la décomposition des matières organiques. Cependant, la diversité des populations microbiennes impliquées dans ce mécanisme réduit la sensibilité de la respiration utilisée comme indicateur, en effet, les populations microbiennes qui ne sont pas touchées par les pesticides continuent leur activité de métabolisation. La respiration se mesure sur le terrain, en évaluant le rejet de dioxyde de carbone.

Les lombrics, qui retournent de grandes quantités de sol pour en extraire la valeur nutritive, aident à maintenir la fertilité de ces sols grâce au brassage des horizons du sol, à la décomposition des matières organiques et à la libération des nutriments. Ils sont également un maillon important dans la chaîne alimentaire des oiseaux et sont un bioindicateur utile de la contamination des sols par les pesticides. Ils permettent de mesurer le risque auquel sont confrontés leurs prédateurs, en particulier les oiseaux. Bien qu'ils ne soient pas présents dans tous les sols, l'estimation des populations de lombrics ou de leurs turricules est un moyen indirect de détecter les perturbations des transformations dans le sol. Les termites jouent un rôle similaire dans certains écosystèmes tropicaux où les lombrics sont absents (voir chapitre 8).

De nombreuses variables environnementales, telles que la texture, l'humidité et le pH du sol conditionnent les transformations dans le sol. Le pH de la plupart des sols se situe entre 4 et 8. Les sols des forêts humides sont plus acides (pH 4 à 6), celui des prairies semi-arides est plutôt neutre ou alcalin (pH 7 à 8). Dans le cadre de ce chapitre, le pH du sol détermine la solubilité des minéraux et des nutriments utilisés par les mécanismes microbiens et modifie la toxicité des pesticides pour les organismes. La texture du sol fait référence à la proportion en poids de sable, de limon et d'argile. Ce facteur, ainsi que la quantité de matières organiques, conditionne la capacité de rétention d'eau du sol, son lessivage et sa capacité de rétention des nutriments (voir chapitre 5). Ces paramètres conditionnent non seulement la dynamique des transformations dans le sol, mais aussi la disponibilité, le taux de dégradation et la rémanence des pesticides. Les mesures de la texture, de l'humidité et du pH du sol sont donc indispensables pour interpréter l'impact d'un pesticide sur les transformations se produisant dans le sol.

Les autres facteurs modifiant la toxicité, la mobilité et la rémanence des pesticides dans les sols tropicaux sont les précipitations (et donc le lessivage), l'ensoleillement, les températures et la vitesse du vent. C'est pour cette raison que les conditions météorologiques prévalant sur le site d'étude doivent être consignées lors des périodes de suivi (voir chapitre 5).

Ce chapitre propose un ensemble de méthodes d'un excellent rapport qualité-prix permettant de mesurer les transformations clés se produisant dans les sols exposés à un pesticide. Il aide l'opérateur à choisir la méthode adaptée à ses besoins et à l'appliquer dans le cadre d'un protocole de suivi.

Des indications précieuses sur les impacts des pesticides sur les micro-organismes et les mécanismes microbiens du sol sont fournies par Domsch et al. (1983), Sommerville et Greaves (1987). Weaver et al. (1994), ainsi que l'ouvrage intitulé Tropical Soil Biology and Fertility handbook (Anderson et Ingram, 1993) proposent un ensemble exhaustif de méthodes d'analyses chimiques et microbiologiques; ces méthodes exigent cependant un laboratoire bien équipé et un personnel parfaitement formé. Doberski et Brodie (1991) ont établi un recueil utile de techniques adaptées aux environnements terrestres.

DISPOSITIF EXPÉRIMENTAL

Le but d'une étude de l'impact d'un pesticide est d'identifier les modifications biologiquement significatives perturbant les transformations dans le sol et attribuables à l'action du produit en question. Pour remplir cet objectif, il faut s'assurer de surveiller les mécanismes pertinents, vérifier que les techniques choisies sont réalisables et que leur utilisation permet une comparaison statistiquement fiable des données.

À partir des connaissances du pesticide utilisé, de la dose, de la méthode d'application, du type de sol et de la probabilité de contamination, il s'agit d'évaluer les transformations susceptibles d'être affectées. La pulvérisation aérienne contamine moins le sol en présence de végétation dense (ex: forêt) qu'en habitat boisé ouvert ou en prairie. Il est vraisemblable que le poudrage, particulièrement en zones ouvertes ou sur les cultures, contamine le sol. Les doses appliquées sur les cultures sont en général plus élevées (de 10 à 100 fois plus) que celles utilisées sur les environnements où l'influence de l'homme est moindre, comme, par exemple, lors de la lutte contre les mouches tsé-tsé, les acridiens et les chenilles défoliantes (il existe cependant certaines exceptions). Le Tableau 7.1 propose une grille de choix de méthodes en fonction de la sensibilité relative des organismes.

Il convient ensuite d'évaluer la sensibilité de l'habitat en question.

Tableau 7.1 Sensibilité indicative des populations et transformations du sol en fonction du pesticide et du type de sol

Pesticide	Sol	Sensibilité indicative	Méthodes utilisables
Fumigation/Stérilisation	Tous	Toute la faune, toute la flore et toutes les transformations	NS, RS, PL CA, DB
Fongicides	Tous	Populations de champignons, symbiose, fixation d'azote	DB
Organochlorés	Tous	Populations de lombrics, décomposition de la litière, nitrification, microarthropodes	NS, PL, DB
Organophosphorés	Sableux, faible teneur en matières organiques	Nitrification	NS, PL
Carbamates	Sans objet	Aucune, aux doses recommandées	
Pyréthrinoïdes	Faible teneur en matières organiques	Nitrification	NS
Inhibiteurs de croissance (IGR)	Sableux, infertile	Microarthropodes du sol	Chapitre 8
Nématicides	Tous	Dégradation de la litière, respiration, nitrification	RS, NS, DB
Herbicides	Infertile	Populations d'algues et fixation d'azote (populations de champignons pour l'atrazine)	CA
Phényle pyrazoles (en particulier le fipronil)	Tous	Fertilité des sols via l'action des termites, décomposition de la litière	DB

NS = nitrification du sol; RS = respiration du sol; PL = populations de lombrics; CA = couverture algale; DB = débris végétaux.

- Les écosystèmes agricoles établis sont assez résistants, mais tout usage de produits chimiques rémanents (ex: organochlorés, nématicides et produits entraînant la stérilisation du sol) requiert le suivi de toutes les transformations se produisant dans le sol, à l'exception de la fixation biologique de l'azote.
- Les zones non aménagées, telles que les zones boisées et les savanes herbacées, les forêts sub-humides et humides, sont cependant peu exposées aux effets des mesures de santé publique et des luttes contre les ravageurs migrateurs (acridiens, quéléas, chenilles défoliantes), les sauteriaux et les ravageurs forestiers, dans la mesure où les doses d'application recommandées sont respectées. Pour ces types de ravageurs, les doses recommandées sont souvent dépassées pour éviter les coûts qu'engendrerait une répétition des opérations en zones éloignées. Le suivi de la nitrification est le minimum requis. En cas de suspicion de surdosage, il faut effectuer des mesures de respiration et de décomposition de la litière.
- En dépit de ce qui précède, les sols pauvres en matières organiques et à faible fertilité naturelle, ainsi que les sols situés dans les zones où la saison de végétation est courte, sont très exposés. Les suivis de la nitrification, de la fixation biologique de l'azote et de la décomposition de la litière sont recommandés. Sont inclus dans cette catégorie, les aridisols, les ultisols, les alfisols et les oxisols.

- Les zones bénéficiant d'une classification de protection sont politiquement sensibles, elles peuvent nécessiter un suivi conforme aux règlementations nationales.

Les propriétés des sols et des pesticides influencent fortement le comportement, la disponibilité et donc la toxicité de ces produits envers les microbiotes du sol et leurs fonctions. Ainsi, des pesticides appliqués sur des sols à faible teneur en argile ou en matières organiques peuvent, dans un premier temps, être plus actifs biologiquement, car ils ne peuvent ni se lier ni s'adsorber sur les particules organiques ou d'argile. Un pesticide volatil s'évapore rapidement de la surface du sol. Les pesticides rémanents sont susceptibles d'avoir des effets à long terme sur la microflore. Il est possible de généraliser les risques et la sensibilité des populations et des fonctions, mais la rareté des données de terrain et des essais biologiques implique de ne pas trop se fier aux prévisions destinées à faciliter le dispositif expérimental.

La distribution des pesticides dans le sol étant loin d'être uniforme et, étant donné la forte variabilité naturelle des populations et des transformations dans le sol, le suivi *in situ* des perturbations dues au pesticide est souvent entravé par l'impossibilité de prélever des échantillons répétés, particulièrement dans les zones non cultivées. Il est cependant possible de préparer des échantillons de sols et de les exposer à la pulvérisation dans des zones où la contamination due à ce pesticide est attendue (entre les rangées de cultures, sur le trajet des hélicoptères, sous le vent près des pulvérisateurs de gouttelettes, etc.). Ce sol ainsi traité est ensuite incubé dans des conditions de terrain. Les méthodes de mesure de la nitrification et de la respiration sont prévues dans ces conditions.

Les modifications observées dans la population ou le taux d'une réaction doivent être identifiées. Il faut ensuite savoir si elles sont dues au pesticide ou si elles proviennent d'une variation naturelle. La mise en place d'un dispositif expérimental efficace est requise dès le démarrage du suivi pour pouvoir opérer une telle distinction, sinon les données collectées ne pourront pas être utilisées dans l'analyse statistique. Le chapitre 2 donne toutes les indications à ce sujet. Il est également important de choisir des échantillons et des sites répétés dans la zone traitée et dans la zone témoin et de les apparier en termes de type de sol et de végétation. Au niveau du microhabitat, pour les essais de terrain, tels que la mesure de la respiration ou le comptage des turricules de lombrics, l'humidité du sol, l'ombrage et la couverture végétale, doivent être compatibles.

La croissance et l'activité microbiennes sont limitées par la température du sol et sa teneur en eau. La comparaison de transformations impliquant la flore microbienne doit donc prendre en compte l'humidité du sol. Il est impossible de tirer des conclusions valables d'expériences menées à des températures et niveaux d'humidité différents. Les méthodes de terrain permettant d'estimer l'humidité du sol et la capacité de rétention d'eau sont exposées au chapitre 5. Il faut prendre l'habitude de noter la température du sol et celle de l'air, l'ensoleillement et l'ombrage sur tous les sites étudiés.

Dans les zones sèches, l'activité du sol peut s'arrêter à la saison sèche et certaines transformations se produisant dans le sol, telles que la décomposition de la litière, durent des mois. Lors de la saison des pluies, le même mécanisme peut se terminer en quelques semaines. Ces considérations saisonnières doivent être prises en compte lors de l'élaboration du protocole de suivi, l'opération pourrait nécessiter des délais prolongés et la collecte de données avant la pulvérisation (toujours recommandé dans la mesure du possible) serait impossible si la pulvérisation et le suivi après le traitement s'étalaient sur plusieurs saisons. Dans ce cas, le suivi du site témoin (non traité) permet d'identifier les variations naturelles de l'activité. Le calendrier de l'échantillonnage post-traitement dépend de la biodisponibilité et de la rémanence du pesticide dans le sol. Une période de 30 jours suffit en général pour les mesures *in situ* de la respiration. Les pulvérisations en saison sèche (ex: lutte contre les mouches tsé-tsé) retardent la collecte des sacs de débris végétaux et imposent l'utilisation de techniques *in vitro* pour les mesures de nitrification et de respiration.

Des cartes (1:50 000) et un véhicule 4 x 4 sont indispensables pour localiser et exploiter en toutes saisons les sites d'échantillonnage dans les zones boisées et dans les herbages. Il n'est pas conseillé d'échantillonner tout près des pistes: explorer largement les sites, mais tout en restant dans les limites imposées par la prudence, et toujours à portée du camp de base ou du laboratoire.

TECHNIQUES D'ÉCHANTILLONNAGE

Nitrification du sol

C'est une méthode indirecte de mesure de l'impact du pesticide sur les organismes nitrificateurs responsables de l'oxydation de l'ammoniac en nitrites et en nitrates. La mesure évalue le retard dans l'accumulation de nitrate, elle utilise une électrode ionique (de détection des ions nitrates) pour déterminer le N-NO3 présent dans les échantillons de sol après extraction à l'eau. L'électrode qui mesure les ions nitrates est similaire à une électrode pH en termes de taille et d'utilisation. Le test n'est pas effectué sur le terrain, mais sur des préparations de sol ayant reçu un amendement azoté avant la pulvérisation du pesticide et incubées à la température ambiante du site. La fiche méthodologique décrit toute la procédure qui peut durer de 40 à 50 jours. Cependant, cette procédure peut démarrer sur le terrain et se poursuivre en laboratoire, sous des conditions d'incubation standard, si la mise en place d'un laboratoire de terrain est impossible.

Il convient également d'estimer la dose de pesticide reçue par le sol à l'aide de lames enduites d'oxyde de magnésium (voir Matthews, 2000) ou de papiers oléosensibles/hydrosensibles placés au niveau du sol (voir chapitre 4). La procédure la plus efficace, mais aussi la plus coûteuse, est d'analyser les résidus présents dans des échantillons de sol ayant subi la pulvérisation (voir chapitre 6). Cette méthode n'est pas réalisable lors des opérations de routine.

Limites Les électrodes ioniques sont chères et fragiles. Prévoir également un pH-mètre ou un millivoltmètre. Cette procédure est délicate et requiert une grande attention. L'aide d'un chimiste peut être nécessaire.

Procédure Simple extraction du nitrate en phase aqueuse. Il est important de renouveler quotidiennement l'air et l'humidité dans les récipients contenant les échantillons. Si disponible, utiliser de l'eau déminéralisée pour ajuster l'humidité de l'échantillon et procéder à l'extraction de nitrate (sur certains sols, utiliser 0,25 M de K_2SO_4 pour faciliter l'extraction).

Données obtenues Une représentation graphique de la concentration en nitrates en fonction du temps est un moyen simple et efficace pour illustrer toute baisse d'activité. La concentration en nitrates s'exprime généralement en µg de N-NO3/g de sol sec. L'importance écologique de la baisse de l'activité due aux pesticides est comparée à celle observée lors d'un stress naturel (ex: sécheresse ou sol détrempé). Une baisse de 90 % de la nitrification pendant 30 jours peut être considérée comme non écologiquement significative. Des périodes plus longues, particulièrement dans les climats semi-arides peuvent être catastrophiques, car l'activité est saisonnière et limitée par la pluviométrie.

Période d'échantillonnage La période d'échantillonnage dépend de la température et de l'humidité, mais il faut compter en général 2 mois.

Matériel Électrode ionique, électrode de référence, millivoltmètre ou pH-mètre.

Personnel requis 1.

Fixation biologique de l'azote

Les méthodes de terrain de mesure indirecte de la fixation biologique de l'azote sont décrites dans la littérature (Holfeld et al., 1979; Grant, 1986, 1988), mais les difficultés pour se procurer un chromatographe en phase gazeuse portable et de l'acétylène dans de nombreux pays tropicaux en limitent l'utilisation. Yatazawa et al. (1984) fournissent les plans permettant de construire un chromatographe en phase gazeuse portable. Il est également possible de ramener les échantillons de gaz dans des tubes vacutainers et de procéder à la chromatographie au laboratoire. Il est recommandé de prévoir l'aide d'un laboratoire local de microbiologie/agronomie spécialisé dans les études de sol pour effectuer les essais de réduction à l'acétylène. Ce manuel ne fournit pas de fiche méthodologique pour cette méthode, car elle nécessite la présence de spécialistes. Ces techniques de terrain sont décrites en détail par Robertson et al. (1999) pour le sol et Grant (1986) pour l'eau.

Respiration du sol

Les racines des plantes, la microflore et la microfaune du sol, ainsi que la biomasse microbienne du sol participent à la respiration du sol. Les mesures *in situ* des modifications du taux de respiration ne sont donc pas aussi simples à interpréter que celles faites sur des échantillons de sol dont la préparation vise à homogénéiser ces variables. Les techniques de respiration sur le terrain mesurent en continu le dioxyde de carbone libéré par une zone délimitée de sol, il est donc crucial d'apparier les types de végétation et leurs distributions entre les zones comparées et de procéder à l'échantillonnage entre les tiges des plantes. Il est aussi recommandé de prélever le sol sous l'une des enceintes, après les mesures, pour estimer l'humidité du sol (voir fiche méthodologique) et évaluer la masse racinaire ou la population de lombrics pouvant modifier les taux de respiration entre les sites. La période la plus favorable pour mener des études de respiration sur le terrain est celle où le sol est humide, car l'activité et la respiration microbiennes sont faibles pendant la saison sèche.

L'utilisation d'échantillons de sols préparés évite les interférences dues à la respiration des racines et des invertébrés, de plus, cette technique permet d'homogénéiser l'humidité du sol qui modifie de manière significative la respiration. Les sols sont passés au tamis pour en retirer les racines et les macroinvertébrés, ils reçoivent ensuite un amendement en matières organiques (si nécessaire) et de l'eau. Ces échantillons sont alors exposés sur le terrain à la pulvérisation de pesticide. Le suivi dure de 30 à 40 jours, voire plus en conditions tropicales. L'amendement en matières organiques peut se faire à l'aide d'herbes sèches broyées, passant à travers un tamis de 0,5 mm.

Limites La mesure de la respiration sur le terrain est plus aisée, mais plus coûteuse, avec un analyseur de gaz infrarouge portable (Grant, 1990). Les tubes de Dräger sont une solution moins onéreuse, mais ils sont parfois difficiles à se procurer. La fiche méthodologique indique, pour les mesures de respiration à long terme sur le terrain, une méthode classique de titrage du dioxyde de carbone à la soude (d'après Anderson, 1982). Les estimations de la respiration *in vitro* (échantillons de sols préparés) offrent des conditions de test standardisées et un outil puissant pour comparer l'impact des pesticides, mais les taux de respiration ne peuvent être traduits en valeurs de terrain. L'équipement nécessaire est solide et relativement peu coûteux, mais les tubes de Dräger ne sont pas réutilisables.

Données obtenues Une représentation graphique des taux de respiration en fonction, soit du poids de sol sec, soit de la superficie, permet de mettre en lumière toute diminution de l'activité respiratoire due aux pesticides. Les résultats s'expriment en ml de CO_2 g de sol sec h^{-1} ou mg de CO_2 m^{-2} h^{-1}. Tracer les valeurs de la température et de l'humidité du sol sur le même graphique aide à trouver les causes du changement dans la respiration, car de faibles fluctuations de ces deux paramètres influencent fortement l'activité microbienne. Les indications données dans le chapitre sur la nitrification des sols permettent d'estimer l'importance écologique de la diminution de la respiration. L'utilisation de techniques *in vitro* lors de la saison sèche (c'est-à-dire sur sols secs) est discutable, car, si les sols ne sont pas humidifiés pour stimuler l'activité, les pesticides seront dénaturés ou dissipés par le rayonnement UV, la chaleur ou l'évaporation, ce qui diminuera leur toxicité, quand la pluie arrivera. Cependant, la pulvérisation s'effectue en général avec la croissance de la végétation, après la pluie (à l'exception de la lutte contre les mouches tsé-tsé, car ces insectes nuisibles piquent les animaux pour se nourrir).

Période d'échantillonnage Elle se déroule en général sur au moins un mois. L'échantillonnage du CO_2 se produisant environ six fois au cours du mois. L'utilisation de techniques *in vitro* est adaptée à toutes les saisons (l'échantillonnage sur le terrain pouvant être limité par la saison des pluies). Les sols de certaines régions restent suffisamment humides, même au cours de la saison sèche, pour permettre l'activité microbienne. Les mesures de terrain sont effectuées avant et après la pulvérisation ou le traitement du sol.

Matériel Analyseur de gaz infrarouge portable ou tubes de Dräger ou verrerie et réactifs pour titrage.

Personnel requis 1.

Texture, humidité et capacité de rétention d'eau du sol

Voir chapitre 5 pour les méthodes et discussion.

Activité des populations de lombrics

Les méthodes permettant d'estimer l'abondance relative des lombrics sont simples et fiables, elles consistent, soit à compter manuellement les lombrics sur un échantillon de sol, soit à verser un produit irritant sur le sol pour faire sortir les lombrics, les prélever et les compter. Le tri manuel des lombrics, quoique fastidieux, est plus efficace que l'arrosage à l'aide de produits irritants comme le formol et les détergents. Les deux méthodes consistent à marquer les sites dans la zone traitée et la zone non traitée, pour ensuite, soit creuser ou carotter le sol, soit arroser le sol de produit irritant. Prélever des carottes est une méthode pratique, permettant de transporter les échantillons au laboratoire pour effectuer le tri manuel, l'arrosage nécessite en revanche de rester sur le site pendant au moins un jour.

Limites La distribution des lombrics dépend de l'état du sol, de son humidité et de sa teneur en matières organiques. Il peut être nécessaire de prélever un certain nombre d'échantillons répétés pour en estimer les populations. Il est important d'apparier le type et la texture du sol dans la zone pulvérisée et celle non pulvérisée choisies pour le suivi. En saison sèche, il faut utiliser plus de produit irritant pour faire sortir les lombrics des couches les plus profondes.

Procédure Le tri visuel à la pince est facile mais fastidieux. L'arrosage de produit irritants est une méthode aisée de prélèvement, mais la végétation peut empêcher les lombrics de sortir et les produits irritants sont néfastes pour la peau des opérateurs (particulièrement le formol): porter des gants de nitrile ou de caoutchouc (voir chapitre 3). La taxonomie des lombrics est un travail de spécialiste, du moins au début.

Période d'échantillonnage Il est conseillé d'effectuer l'estimation des populations de lombrics tous les 10 à 14 jours, mais sur un transect différent à chaque fois, car le produit irritant est rémanent et perturbe le comportement des lombrics.

Matériel Tarière, déplantoir ou bêche.

Personnel requis Le travail pénible de terrain est plus facile avec 2 personnes.

L'activité des lombrics (nourriture et renouvellement du sol) s'évalue en comptant le nombre de turricules à la surface ou en calculant le taux de renouvellement du sol. Certains turricules sont suffisamment caractéristiques pour permettre de distinguer une espèce d'une autre, cette technique possède donc une bonne valeur informative. L'aide d'un spécialiste en taxonomie est nécessaire au début de l'opération. Les techniques décrites s'appuient sur l'observation et le comptage de turricules sur des points choisis de manière aléatoire le long d'un transect ou à l'intérieur de quadrats positionnés aléatoirement dans la zone traitée et la zone non traitée. Il faut noter les conditions météorologiques au moment de l'échantillonnage et déterminer le pH et l'humidité du sol, car ces paramètres influencent la distribution des lombrics.

Limites Les sols ne contiennent pas forcément une densité suffisante de lombrics pour permettre un décompte ou observer les turricules. En revanche, dans les sols humides à forte teneur en matières organiques (qui servent de nourriture), ces techniques sont fiables. NB: pendant la saison des pluies, les précipitations peuvent dissoudre les turricules.

Procédure Aucune.

Données obtenues Nombres de turricules, classés éventuellement par espèce.

Période d'échantillonnage Les comptages sont effectués tous les 2 jours pendant 1 semaine lors de la saison des pluies. Cette durée est réduite en saison sèche (sauf en zones irriguées). Les estimations des populations et de l'activité des lombrics sont effectuées avant et après la pulvérisation.

Matériel Aucun équipement spécial n'est requis.

Personnel requis 1 personne. La présence de 2 personnes permet d'accélérer le traçage des transects.

Les travaux de Madge (1969) et d'Edwards et Lofty (1972) donnent des références, certes anciennes, mais utiles sur la biologie et les méthodes d'estimation des populations de lombrics.

(Les méthodes de détermination de l'abondance et de l'activité des autres invertébrés du sol sont indiquées au chapitre 8.)

Méthode des sacs de débris végétaux

Les sacs de débris végétaux permettent d'estimer le taux de décomposition des matières organiques (litière de feuilles ou de racines) à l'intérieur ou à la surface du sol. La faune, la microflore et les enzymes correspondantes du sol sont responsables de cette décomposition, leurs contributions relatives sont grossièrement estimées en enterrant un poids connu de litière dans des sacs à mailles de tailles différentes. La taille des mailles définit le type d'organisme pouvant pénétrer dans les sacs. Les sacs sont ensuite laissés dans le sol pendant une période variant de quelques mois à 2 ans, en fonction de l'activité des organismes, puis retirés pour en peser le contenu. L'utilisation de ces sacs pour déterminer l'activité de décomposition des invertébrés est décrite au chapitre 8. L'action microbienne est évaluée dans les sacs possédant la plus petite taille de mailles (10 à 60 µm). Il ne faut pas oublier que l'activité microbienne s'exerce aussi dans les sacs destinés aux invertébrés (mailles 600 µm, 1 mm et 4 mm). Dans ces sacs à plus grandes mailles, les invertébrés consomment les matières organiques, ce qui accélère la décomposition due aux micro-organismes. Les feuilles mortes sont une source idéale de débris végétaux. Ceux-ci doivent être séchés à l'air ou à l'étuve (60 °C) avant l'enfouissement, car les variations d'humidité modifient les taux de décomposition initiale.

Limites Cette méthode nécessite de nombreux sacs (250 ou plus) pour pouvoir estimer la transformation des débris végétaux de manière quantitative. La fabrication de ces sacs nécessite beaucoup de main d'œuvre. Une fois les sacs enterrés, ils peuvent devenir difficiles à localiser, il est donc impératif de dresser des cartes détaillées du site, d'utiliser un balisage et de prendre des photographies. Un GPS portable est également utile pour retrouver les repères dans des zones éloignées. Les sacs à mailles très fines peuvent emprisonner de l'air, ce qui ralentit, pendant une courte période, son remplacement par l'eau. Les sacs de débris végétaux exposés à la surface du sol doivent être soigneusement fixés pour éviter qu'ils soient emportés par les orages ou déplacés par les animaux sauvages. Les sacs à mailles fines peuvent être percés par les fourmis ou les termites. Les sacs de nylon sont parfois difficiles à trouver dans certains pays et ils sont longs à fabriquer.

Procédure Prendre garde à ne pas répandre le contenu des sacs au moment de les déterrer (certains sacs peuvent être troués). Les sacs placés verticalement dans le sol risquent moins d'engendrer des pertes lors de leur collecte. Prévoir des tamis pour séparer les particules de sol des débris restants; il est cependant inévitable de perdre un peu de matière organique. Pour réduire les pertes, réduire le temps d'enfouissement.

Données obtenues Le poids sec de litière restante ou la perte en pourcentage sont représentés sous forme de graphique pour les sacs enterrés dans la zone traitée et dans la zone non traitée.

Période d'échantillonnage Elle dépend de la pluviométrie et du type de sol. Pendant la saison des pluies, elle ne peut durer que 3 mois. En revanche, une seule saison sèche risque de ne pas être suffisante, car l'activité microbienne du sol est négligeable.

Matériel Bâche, déplantoir, fil de fer, chaîne d'arpenteur et sacs de débris végétaux.

Personnel requis 2.

Couverture algale du sol

Lors de la saison humide ou peu de temps après la pluie, la couleur verte du sol révèle la croissance des algues. Cette croissance est moins évidente sur les sols sableux, car le sol perd rapidement son humidité et les algues sont incrustées et apparaissent plus sombres. Toute incertitude peut être levée en gardant un échantillon humide pendant un jour au moins puis en étalant une préparation de ce sol sur une lame de microscope pour l'examiner à l'aide d'un microscope à fort grossissement. L'aide d'un microbiologiste spécialiste du sol ou d'un phycologiste sera nécessaire si ce type d'algues n'a jamais été observé auparavant. La fiche méthodologique décrit une technique simple par quadrat pour estimer la couverture algale du sol: elle ne requiert que l'estimation de la couverture algale sur des quadrats positionnés le long de plusieurs transects.

Limites La seule limite de la technique des quadrats est statistique et impose l'échantillonnage stratifié et aléatoire de la zone (voir chapitre 2).

Procédure Aucune procédure spéciale n'est requise, cette méthode étant purement visuelle.

Données obtenues Les données obtenues sur le quadrat permettent de déterminer la couverture algale qui est représentée sous forme d'histogramme ou de diagramme par secteurs.

Période d'échantillonnage Les impacts des herbicides ou des insecticides sur les populations d'algues sont observables à partir d'échantillons prélevés toutes les semaines pendant un mois.

Matériel Microscope pour confirmer la présence des algues (et leurs espèces en cas de besoin), quadrat, ficelle et chaîne d'arpenteur.

Personnel requis 1.

RÉFÉRENCES

ANDERSON, J.P.E. (1982) Soil respiration. In: *Methods of Soil Analysis Part II. Chemical and Microbiological Properties. Agronomy Monograph,* No. 9. Madison, Wisconsin: Soil Science Society of America.

GRANT, I.F. (1986) Modifications and field testing of a portable gas chromatograph for *in situ* acetylene reduction activity assay of tropical soils. *Plant and Soil*, **95:** 435-439.

GRANT, I.F. (1988) Appropriate technology for monitoring environmental effects of insecticides in the tropics. In: *Field Methods for the Study of Environmental Effects of Pesticides*. Greaves, M. P, Smith, B. D. and Greig-Smith, P W. (eds). *BCPC Monograph*, No. 40. Thornton Heath: British Crop Protection Council.

GRANT, I.F. (1990) Key soil processes. In: *Environmental Effects of Chemical Locust and Grasshopper Control*. Everts J.W (ed.). ELCO/SEN/003/NET Rome: Food and Agriculture Organization of the United Nations.

HOLFELD, H.S., MALLARD, C.S. and LARUE, T.A. (1979) Portable gas chromatograph. *Plant and Soil,* **52:** 595-598.

MATTHEWS, G.A. (2000) *Pesticide Application Methods*. Ames: CRC Press.

ROBERTSON, P.G., COLEMAN, D.C., BLEDSOE, C.S. and SOLLINS, P. (eds) (1999) *Standard Soil Methods for Longterm Ecological Research.* Oxford: Oxford University Press.

WEAVER, R.W, ANGLE, S., BOTTOMLEY, P., BEZDICEK, D., SMITH, S., TABATABAI, A. and WOLLUM, A. (1994) *Methods of Soil Analysis Pt II. Microbiological and Biochemical Properties,* No. 5. Madison: Soil Science Society of America.

YATAZAWA, M., SASAKAWA, H. and IHOKURA, K. (1984) An improved portable gas chromatograph for the measurement of nitrogen-fixing activity. *Soil Science and Plant Nutrition*, 30: 503-508.

POUR EN SAVOIR PLUS

ANDERSON, J.M. and INGRAM, J.S.I. (eds) (1993) *Tropical Soil Biology and Fertility: A Handbook of Methods*. Wallingford, UK: CAB International.

DOBERSKI, J. and BRODIE, I. (1991) *Techniques in Ecology and Environmental Science*. Set A Terrestrial Organisms and Habitats. Cambridge: Daniels Publishing.

DOMSCH, K.H., JAGNOW, G. and ANDERSON, T.H. (1983) An ecological concept for the assessment of sideeffects of agrochemicals on soil micro-organisms. *Residue Reviews,* 86: 65-105.

EDWARDS, C.A. and LOFTY, J.R. (1972) *Biology of Earthworms.* London: Chapman and Hall.

MADGE, D.S. (1969) Field and laboratory studies on the activities of two species of tropical earthworms. *Pedobiologia,* **9:** 188-214.

SOMMERVILLE, L. and GREAVES, M.P. (eds) (1987) *Pesticide Effects on Soil Microflora.* London: Taylor and Francis.

LES INVERTÉBRÉS TERRESTRES

8

Colin C.D. Tingle[1]

Natural Resources Institute, University of Greenwich at Medway, Central Avenue,
Chatham Maritime, Kent ME4 4TB, Royaume-Uni.

INTRODUCTION

Les invertébrés occupent un vaste ensemble de niches écologiques dans l'environnement terrestre. Ils constituent un groupe d'animaux extrêmement bien adaptés, qui fait de nombreuses et importantes contributions au fonctionnement du monde vivant. Certains participent au processus de décomposition qui conduit au recyclage des nutriments; certains à la pollinisation des plantes à fleurs; beaucoup sont herbivores et ont un impact décisif sur la biomasse et la survie des plantes; tandis que d'autres jouent un important rôle de régulation des populations d'animaux, soit comme ravageurs, soit comme prédateurs. A leur tour, les invertébrés procurent une importante source de nourriture à de nombreux amphibiens et reptiles, aux oiseaux et à certains mammifères (voir chapitres 11, 12 et 13). Certains invertébrés (les insectes en particulier) sont extrêmement mobiles et n'occupent un habitat ou une zone donnés que de façon transitoire, tandis que d'autres, qui peuvent être sédentaires, ont une zone d'habitat réduite mais jouent des rôles clés dans l'écologie de ce domaine. De nombreux invertébrés s'avèrent très saisonniers tant en termes de présence que d'abondance et présentent même une grande variabilité d'activité diurne. En raison de cette diversité écologique, il est nécessaire de recourir à des techniques différentes pour échantillonner les invertébrés qui vivent dans des habitats différents et dans les différentes strates d'un même habitat. Il n'existe pas de méthode unique d'échantillonnage efficace pour capturer tout le spectre de la faune d'invertébrés à l'intérieur d'une zone donnée. Par conséquent, on doit choisir des méthodes qui visent les taxa que l'on étudie ou bien, si ce sont des collections globales dont on a besoin, il faudra alors peut-être employer plusieurs techniques différentes à la fois.

Ce sont les invertébrés terrestres qui souvent sont exposés directement aux pesticides, parce qu'ils vivent dans toutes sortes d'habitats faisant l'objet d'un traitement délibéré destiné à lutter contre les insectes ravageurs, les champignons nuisibles ou les adventices ou à protéger les êtres humains des vecteurs de maladies. D'autres sont exposés directement en raison de dépôts d'insecticide qui résultent de pulvérisations ayant raté leur cible: c'est le cas des invertébrés du sol dans des forêts traitées. Dans les deux cas, l'exposition peut se faire, soit par contact, soit par ingestion. Il y a d'autres invertébrés qui peuvent être touchés indirectement, soit par la disparition, soit par la réduction de leurs ressources alimentaires, qu'elles soient végétales, fongiques ou animales. Les insecticides sont conçus exprès pour tuer des insectes et, par conséquent, la plupart des invertébrés sont sensibles à ces substances chimiques. La sensibilité aux autres pesticides varie, mais certains herbicides et fongicides sont aussi directement et hautement toxiques pour ce groupe d'organismes.

L'évaluation de l'impact des pesticides sur les invertébrés terrestres repose généralement sur une certaine quantification des niveaux de population, leur abondance relative et (ou) la composition des zones traitées en espèces, ainsi que sur une comparaison statistique des critères identiques dans des zones non traitées. Dans certains cas, la collecte d'invertébrés à des fins d'analyse des résidus peut être utile et l'évaluation de la mortalité (le comptage des cadavres) peut aussi être utilisée pour déterminer les effets de certains insecticides. Mais pour être effectuée à fond, l'évaluation scientifique nécessite qu'on y consacre beaucoup de temps et de moyens. Plus on en sait sur l'écologie de la zone à traiter, plus la fiabilité des résultats d'une étude sur l'impact des pesticides sera grande. Par conséquent, lorsque c'est possible, les essais doivent avoir lieu sur des sites où on a déjà accumulé des données sur l'abondance des invertébrés ou sur la composition en espèces de la zone, la diversité et le rôle des invertébrés dans l'écosystème et son fonctionnement[2]. En pratique, cela arrive rarement car, le plus souvent, la biologie et l'écologie de la faune invertébrée de nombreux habitats tropicaux sont mal connues ou n'ont fait l'objet d'aucune étude. Par conséquent, l'étude de l'écologie du site devra normalement être menée conjointement à l'évaluation écotoxicologique. Les invertébrés sont particulièrement sujets à une grande variation naturelle de leur abondance, aussi bien dans le temps que dans l'espace. Cela fait d'eux l'un des groupes d'animaux les plus difficiles à étudier, quantitativement sur le terrain. Des études à long terme (3 à 5 ans) ou à court terme mais réitérées (au minimum 2 à 3 mois chaque année pendant 3 à 5 ans) sont préférables, parce que les résultats d'une seule étude à court terme seront difficiles à interpréter.

Le but de ce chapitre est de décrire certaines des méthodes d'échantillonnage qui servent à évaluer les travaux sur l'impact des pesticides et à prodiguer des conseils dans le choix des techniques qu'il convient d'utiliser dans différentes situations.

[1] Adresse: 9 Norman Avenue, Henley-on-Thames, Oxon,RG9 1SG, Royaume-Uni. tc09@gn.apc.org/colin.tingle@thenrgroup.net

[2] Il faut aussi rechercher des données sur un usage antérieur de pesticides ou d'autres contaminants dans la zone et trouver des références pour que les résultats soient correctement interprétés.

DISPOSITIF EXPÉRIMENTAL

L'impact des pesticides sur les invertébrés non-cibles s'évalue mieux à l'aide d'une étude conçue sur le dispositif expérimental de la répétition (voir chapitre 2). Southerton *et al*. (1988) donne des détails sur les dispositifs expérimentaux utilisés dans les écosystèmes agricoles. Mais souvent, des pesticides sont appliqués à grande échelle dans des contextes non agricoles; les études d'impact doivent alors être menées comme des exercices de surveillance. Ce sont des contextes dans lesquels une répétition véritable est impossible. Dans ce genre de situation, il est beaucoup plus difficile de tirer des conclusions au sujet des causes et des effets (Eberhardt et Thomas, 1991) et il faut vraiment prendre garde à ne pas recueillir des données qui s'avéreraient impossibles à analyser et à interpréter (voir chapitre 2).

Quelle que soit la structure de l'étude, qu'il s'agisse d'une expérimentation répétée standard ou d'un exercice d'observation, plusieurs caractéristiques élémentaires doivent intervenir dans sa conception.

- On a besoin de disposer d'un mois au moins de données sur l'abondance en invertébrés avant le traitement sur le site d'essai mais des données portant sur un an seraient encore mieux.
- L'abondance des invertébrés est souvent fonction de schémas saisonniers. Par conséquent, la comparaison de l'abondance relative d'un taxon d'invertébrés entre des mois différents peut fortement prêter à l'erreur. De même, la variabilité de certains invertébrés peut être très élevée d'une année à l'autre. Il faut en tenir compte lorsqu'on élabore le contenu de l'étude pour garantir des résultats qui aient un sens.
- On laissera une partie (ou plusieurs) de la zone d'étude non traitée pendant toute la durée de l'étude, pour servir de témoin.
- La taille des parcelles doit être adaptée à l'échelle des applications de pesticides et à l'activité des groupes d'invertébrés qu'on étudie. Par exemple, les ténébrions (Tenebrionidae) peuvent couvrir des distances de 400 mètres au cours de leurs excursions de recherche de nourriture, et il faut donc que la taille des parcelles soit très grande; de leur côté, certains podures (Collembola: Isotomidae) peuvent ne se déplacer que dans un rayon de 5 mètres. **NB:** Il existe des situations dans lesquelles on a recours à des traitements sélectifs, par exemple les traitements terrestres contre la mouche tsé-tsé ou des traitements en barrières contre les acridiens, où la réinvasion est inévitable et constitue un facteur important pour juger de l'impact de la pulvérisation.
- La distance entre les sites ou parcelles traitées et non traitées doit être suffisante, afin d'empêcher une contamination involontaire de la zone non traitée et de prévenir l'invasion de la zone traitée par une faune provenant de la région non traitée, qui pourrait conduire à une confusion des résultats.
- La répétition ou lorsqu'elle est inévitable, la pseudorépétition (voir chapitre 2) doit être adaptée pour que les tests statistiques aient la capacité de démontrer des effets dépassant la variabilité naturelle sur la zone étudiée. Dans la mesure du possible, l'utilisation de plusieurs sites non traités pour procéder à la comparaison avec le site soumis à une pulvérisation améliorera la fiabilité des résultats (Underwood, 1994).
- Le choix des sites d'échantillonnage destinés à un exercice d'observation doit faire appel à un système de stratification (voir chapitre 2) conduisant à un "assemblage" des sites sur les zones de traitement, à moins que les travaux ne soient menés dans une zone d'étude homogène ou que l'hétérogénéité soit si fréquente que différents sites d'échantillonnage représentent une diversité similaire de types d'habitat.
- On enregistrera le plus possible de données sur les conditions environnementales et chacun des sites d'échantillonnage comme par exemple la température, l'humidité, le type de sol, la végétation, la distance entre les limites de champs, et toutes autres caractéristiques d'habitat.
- Les personnes vivant sur place ou à proximité des zones retenues comme sites d'étude sur l'évaluation de l'impact des pesticides doivent toujours être consultées, et ce dès le départ. Il s'agit là d'une mesure incontournable si les essais ont lieu dans le périmètre de champs cultivés, mais si les sites d'étude se trouvent dans la savane naturelle ou semi-naturelle, les zones de savanes boisées ou de forêt, les personnes qui y résident restent à même d'être une source considérable d'informations; il faut donc toujours les consulter et les faire participer au processus de mise en place du programme d'échantillonnage. Le matériel servant à la délimitation des sites d'étude et à l'échantillonnage des invertébrés peut être tentant pour les habitants. Et s'ils n'ont pas eu connaissance du déroulement d'essais, il se peut que du matériel soit déplacé, volé ou endommagé. C'est pourquoi si on demande l'avis des gens qui vivent dans la zone d'étude ou qui l'utilisent et si on les fait participer, on aura moins de problèmes de ce type. Cela réduira les coûts, engendrera moins de frustration et les résultats seront plus fiables.

- L'étude doit être conçue en fonction des moyens dont on dispose. Ainsi, si le personnel est en nombre insuffisant, il se peut que certaines méthodes d'échantillonnage des invertébrés soient inadaptées (pour plus de précisions, se reporter à la rubrique "Techniques d'échantillonnage"). De même, si le transport représente un obstacle, il faudra en tenir compte lorsqu'on déterminera s'il est envisageable au niveau pratique d'employer telle ou telle méthode d'échantillonnage.

La conception de l'étude et le choix des méthodes d'échantillonnage dépendront du type de pesticide sur lequel sont effectuées les recherches, de l'écosystème dans lequel il doit être appliqué, de la méthode d'application et de l'aptitude du personnel de l'étude à procéder à la taxonomie des espèces ou des compétences extérieures disponibles. Le Tableau 8.1 présente un résumé des méthodes d'échantillonnage et un guide pour les choisir en fonction d'un contexte donné. On trouvera ci-dessous toutes les précisions pour faciliter le processus de sélection.

Quels pesticides ?

Selon la catégorie à laquelle ils appartiennent, les pesticides n'ont pas tous les mêmes modes d'action et chacun d'entre eux soit affectera la faune dans des proportions différentes, soit pas du tout. Les caractéristiques de chaque pesticide ont leur importance dans le choix des méthodes à utiliser pour évaluer leur impact sur l'environnement. Dans la mesure du possible, on se servira des indications spécifiques sur la substance chimique pour décider de l'importance de la surveillance à exercer sur l'environnement. On trouvera dans le résumé ci-dessous un rappel des principales caractéristiques des plus importants groupes de pesticides, qui pourra aider dans un premier temps à choisir les méthodes d'échantillonnage des invertébrés selon des situations particulières. En supposant que les recommandations de dosage soient respectées, ce regroupement assez large des pesticides donne des indices pour décider du mode d'échantillonnage nécessaire.

Organochlorés	Mesure des niveaux de résidus chez les invertébrés retenus (en particulier ceux qui sont importants parce qu'ils servent de proie à des vertébrés) aussi bien dans les zones traitées que non traitées. Composition en espèces des groupes non-cibles et similarités entre les sites traités et non traités (par ex. indice de Sørensen (QS)). Diversité et richesse en espèces. Abondance relative des groupes d'indicateurs, en particulier les acariens prédateurs (Acari: Mesostigmata), des podures (Collembola: Isotomidae) et des guêpes parasites (Hymenoptera)
Organophosphorés	Effets aigus sur les abeilles (Hymenoptera: Apoidea) et effets sur la production de nouvelles reines. Abondance relative des abeilles et des guêpes (Hymenoptera), de certains coléoptères (Coleoptera: [Carabidae], cantharides [Cantharidae] et coccinelles [Coccinellidae]), d'araignées sauteuses (Araneae: Salticidae), de Collembola et d'acariens prédateurs (Acari: Prostigmata, Mesostigmata). Composition en espèces et diversité des assemblages fauniques (en particulier, araignées [Araneae])
Carbamates	Toxicité aiguë pour les abeilles. Abondance relative des fourmis (Formicidae) et autres Hymenoptera, acariens prédateurs (Acari: Prostigmata) et carabes (Carabidae). Composition en espèces et diversité.
Pyréthrinoïdes	Abondance relative des araignées (Araneae) (en particulier, les linyphiides [Linyphiidae]), Hymenoptera parasites, thysanures (Thysanura), chrysomèles (Chrysomelidae) et Formicidae. Composition en espèces et diversité.

Tableau 8.1 Matrice pour déterminer les techniques d'échantillonnage appropriées

Méthode d'échantillonnage	Faune non cible présentant un intérêt							Habitat					Pesticide									Méthode d'application								Connaissances techniques		
	Abeilles	FI	VD	AI	EI	SI	IR	FC	P/S	W/F	O/P	WL	OC	OP	Ca	Py	IGR	Bio	H	F	PP	Kn	Tr	ULV	Fog	Aer	G/Sd	B	D/PO	Ent	Non	
Piège de Barber					●	❍		●	●	●	●		●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	❍	❍	❍	●	❍	●	●	❍	●
Quadrats			❍		●	❍		●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	❍	❍	●	●	❍	●	❍	●
Plaque à cryptozoaires					●	❍	●	●	●	●	●	❍	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	❍	❍	●	●	●	●	●	❍	●
Appât alimentaire	❍	❍	●	●	●	❍	●	●	●	●	●	❍	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	❍	●
Échantillonneuse par aspiration/D-Vac		❍	●	❍	●		●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	❍	●	❍	●
Filet fauchoir	❍		●	❍			❍	●	●	❍	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	❍	❍	●	●	●	❍	❍	❍	●	❍	●
Piège Malaise	❍	●					❍	●	●	❍	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	❍	●	❍	●	●	❍	❍	●	●	❍	●
Piège à eau jaune	❍	●	❍					●	●	●	●	❍	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	❍	❍	●	●	❍	●
Piège lumineux		●					●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	❍	●	❍	●	●	❍	❍	❍	●	❍	●
Dénombrement/observation des ruches	●							●	❍	●	●	●	●	●	●	●		●	●	●	●	●	●	●	●	●			❍	●	●	
Leurre/pièges à phéromone		●	●	●			❍	●	❍	●	●	❍	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	❍	●	●	
Battage de la végétation			❍	●			❍	❍	❍	●	●	❍	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●		❍	❍	●	❍	●
Pièges à entonnoir	❍	●		●			●	❍		●	●	❍	●	●	●	●					●		●		●	●				●	❍	●
Pièges de drap		●		●			●			●	●	❍	●	●	●	●					●	❍	●	❍	●	●	❍	❍		●	❍	●
Pièges sur tronc				●	❍					●	●	❍	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	❍	●		●	❍	●
Carottages de sol						●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	❍	❍	●	●	❍	●	●	❍	●
Sacs à débris végétaux					●	●		●	●	●	●	❍	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	❍	❍	●	●	❍	●	●	❍	●
Échantillons de monolithe						●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	❍	❍	❍	●	❍	●	●	❍	●
Arrosage au formol						●		●	●	●	●		●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	❍	❍	❍	●	❍	❍	●	●	❍
Collecte directe			❍	●	❍	❍	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	❍	●
Santé des colonies de termites					●	●	●	❍	●	●	●		●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	❍	❍	●	●	❍	●	●	●

FI = insectes volants
VD = vivant dans la végétation
AI = invertébrés arboricoles
EI = invertébrés épigés
SI = invertébrés du sol
IR = Résidus d'insecticide

FC= Cultures de terrain
P/S = Pâturage/savane
W/F = Bois/forêt
O/P = Vergers/ plantations
WL= Zones humides

OC= Organochloré
OP = Organophosphate
Ca = Carbamate
Py = Pyréthrinoïde
IGR = Inhibiteur de croissance
Bio = Produits de lutte biologique
H = Herbicide
F = Fongicide
PP = Phénylpyrazoles

Kn = Pulvérisateur à dos
Tr = Pulvérisateur monté sur tracteur/véhicule
ULV= UBV, Ultra bas volume
Fog = Fumigation
Aer = Traitement aérien
G/Sd = Granules/ désinfection des semences
B = Appâts
D/PO = Bains/pour-on

Ent = Entomologiste
Non = Non spécialiste (avec une formation en biologie)
Tax = Assistance taxonomique requise

● Méthode appropriée
❍ Moins appropriée mais peut donner des résultats utiles
□ Sans objet

Phényl pyrazoles	Termites (Isoptera), par le biais d'une évaluation de la santé de la colonie et/ou de l'activité des termites. Toxicité aiguë pour les abeilles. Abondance relative des Acari, des Araneae, des forficules (Dermaptera), de certains sauteriaux, criquets et apparentés (Othoptera), de Coléoptères (certains Carabidae, certains charançons [Curculionidae], certains Tenebrionidae), asiles, mouches à grosse tête et autres mouches (Diptera [Asilidae, Pipunculidae, Muscidae]), Hymenoptera (Apoidea, Chalcidoidea, Scelionidae, Sphecidae, Tiphiidae, Braconidae, Formicidae). Diversité et composition en espèces.
(IGR) Régulateurs de croissance d'insectes	Abondance relative des araignées orbitèles, des araignées-lynx et des araignées sauteuses (Araneidae, certaines Oxyopidae, certaines Salticidae) et des acariens prédateurs (Acari), des Orthoptera, des chrysopes, des fourmilions et leurs cousins (Neuroptera), des Coleoptera (Tenebrionidae, Curculionidae, Chrysomelidae, Coccinellidae), des papillons de jour et de nuit (Lepidoptera) et des Hymenoptera (Braconidae). Composition en espèces, similarité faunique (QS), diversité (en particulier les herbivores mandibulés et richesse en espèces (Araneae).
Agents de lutte biologique	Abondance relative, diversité et composition en espèces (en particulier en macrolépidoptères, Orthoptera et Hymenoptera parasites).
Herbicides	Abondance relative de Collembola, d'Acari, de vers de terre (Annelida: Oligochaeta), de nématodes (Nematoda), d'abeilles (Apidae) et de Carabidae. Effets secondaires sur la faune du sol (voir ci-dessous) et sur la faune de la végétation (voir ci-dessous) provoqués par une diminution des végétaux.
Fongicides	Abondance relative des Hymenoptera parasites (en particulier des Chalcidoidea), des punaises prédatrices (Hemiptera), des acariens mésostigmates et autres acariens. Et aussi des Annelida (vers de terre et enchytréides [Enchytraeidae]).

Dans quels endroits sont-ils utilisés ?

La composition des assemblages fauniques en invertébrés varie selon le biome, de sorte que l'application du même pesticide peut toucher différents invertébrés non cibles dans différents types d'habitats. En règle générale, les plus susceptibles d'être menacés lorsque les types d'habitats ci-dessous sont soumis à des applications de pesticides sont les grands groupes d'invertébrés suivants:

Ecosystèmes agricoles	Invertébrés utiles - abeilles, Hymenoptera et Diptera parasites, Coleoptera prédateurs, Diptera et Neuroptera prédateurs, Acari et Araneae prédateurs. Détritivores et recycleurs - Annelida, myriapodes (Diplopoda), Acari, Coleoptera et Diptera.
Bois/forêts	Diversité faunique en invertébrés. Détritivores recycleurs - Annelida, cloportes, (Isopoda), Diplopoda, Coleoptera, blattes (Blattodea), Isoptera et Formicidae. Pollinisateurs - Diptera, Hymenoptera. Invertébrés importants car servant de nourriture aux animaux supérieurs - Lepidoptera, Formicidae et Isoptera.
Pâtures/savane	Diversité en espèces. Consommateurs primaires - Orthoptera, Coleoptera, Lepidoptera. Détritivores - Isoptera, bousiers (Scarabaeidae) et Formicidae
Vergers/plantations	Pollinisateurs - Diptera, Hymenoptera (abeilles en particulier). Invertébrés utiles - Hymenoptera et Diptera parasites, Coleoptera prédateurs, Diptera et Neuroptera prédateurs, Acari et Araneae prédateurs.

Les méthodes d'application

La méthode d'application des pesticides peut également avoir une influence déterminante sur la faune touchée (et ce en raison de différences de formulation, de la taille des gouttelettes, de la dérive de pulvérisation et du devenir des pesticides) et, par conséquent, sur les méthodes d'échantillonnage requises pour en évaluer les effets.

Gros volumes appliqués par un pulvérisateur à dos ou un tracteur	La faune du couvert végétal au sol (Araneae, Acari, mantes religieuses [Mantodea]. Orthoptera, poux des livres et de l'écorce [Psocoptera], Hemiptera, thrips [Thysanoptera], Neuroptera, Coleoptera, Diptera, Lepidoptera [larves] et Hymenoptera); à la surface du sol: (Diplopoda, scolopendres [Chilopoda], Pauropoda, Araneae, Acari, faucheux [Opiliones], pseudoscorpions [Chelonethi]; solifuges [Solifugae]; scorpions [Scorpiones], faux scorpions [Amblypygi], Thysanura, Collembola, Blattodea; Dermaptera; Hemiptera; Isoptera; araignées tisseuses de toile [Embiidina]; Orthoptera, Coleoptera et Hymenoptera); et ceux du sol (Annelida, Nematoda, Isopoda, Diplopoda, Chilopoda, Symphila, Acari, Chelonethi, Collembola, Hemiptera, Isoptera, Embiidina, Coleoptera, Diptera et Hymenoptera).
Ultra Bas Volume (UBV)	Faune associée à une végétation au ras du sol mais érigée (voir ci-dessus) ou, si l'application est aérienne, à la canopée végétale (la liste ci-dessus comporte des animaux de la végétation plus des phasmes [Phasmatodea]), des invertébrés arboricoles (en particulier, Araneae, Acari, Chelonethi, Collembola, Blattodea, Orthoptera, Hemiptera, Coleoptera, Diptera, Lepidoptera et Hymenoptera, des invertébrés vivant dans la végétation et des insectes volants (Orthoptera, Neuroptera, Coleoptera, Diptera, Lepidoptera et Hymenoptera). Faune épigée seulement si couvert végétal rare ou absent.
Brumisation	Invertébrés de la canopée, insectes volants, invertébrés arboricoles et (dans une moindre mesure) faune épigée.
Pulvérisation aérienne	Voir brumisation / UBV.
Granulés/enrobage des semences	Invertébrés épigés et invertébrés terricoles
Appâts	Invertébrés épigés et nécrophages (par ex. Formicidae).
Pour on	Mouches piqueuses (Diptera [Tabanidae, Hypoboscidae, etc.]); Coleoptera détritivores (Scarabaeoidea, Tenebrionidae) et Diptera (Muscidae); Isoptera (en particulier Termitidae); et Coleoptera bousiers (Histeridae) et Diptera (en particulier les larves).
Bains	Diptera (Tabanidae, Hypoboscidae, etc.).

Compétences techniques

Plusieurs techniques d'échantillonnage parmi celles décrites ci-dessous permettront la capture de toutes sortes d'insectes ou autres invertébrés. Les compétences taxonomiques du personnel participant à l'étude détermineront la quantité d'informations que l'on peut retirer des échantillons. Mais quels que soient les travaux sur le sujet, l'étude de l'impact des pesticides sur les invertébrés fait toujours intervenir des notions de base en taxonomie. En général, toutes les espèces ne seront pas affectées de la même manière par un pesticide donné et, par conséquent, il ne sera souvent possible de détecter un effet négatif que si on assimile la faune à des espèces. Dans la mesure du possible, un entomologiste ou un zoologue spécialiste des invertébrés devra être associé à l'étude. Pour le biologiste non entomologiste, nombre de ces méthodes permettront une évaluation de la biomasse, une quantification globale et, avec l'aide éventuellement d'une clé, la catégorisation des prises dans les différents ordres. Si des subdivisions supplémentaires s'imposent, alors la faune dont les espèces semblent identiques pourra être regroupée en "morpho-espèce", on lui attribuera un chiffre ou une lettre pour la distinguer des autres et on la comptera à part. Une collection de référence devra être constituée pendant le tri des échantillons, de manière à éviter la confusion entre les différents groupes et à conserver des enregistrements uniformes. De rapides croquis et notes sur les caractéristiques principales aideront à distinguer les différents taxa trouvés. Des spécimens de référence pourront être envoyés à des taxonomistes spécialisés pour parfaire leur identification. Ces taxonomistes peuvent être contactés par l'intermédiaire du musée d'histoire naturelle dont on dépendra au niveau local ou national, ou de la faculté de biologie de l'université la plus proche, par l'intermédiaire d'associations locales ou nationales sur la nature et des services de parcs nationaux, services de l'environnement ou de la conservation. Si on n'arrive pas à trouver l'aide recherchée par l'un de ces moyens, on pourra contacter le Natural History Museum de Londres ou l'International Institute of Entomology (IIE) de Londres (voir adresses utiles, ci-dessous).

TECHNIQUES D'ÉCHANTILLONNAGE

LES INVERTÉBRÉS ÉPIGÉS

Piège de Barber

Les pièges de Barber offrent une bonne technique pour recueillir des données sur la présence et l'absence et/ou l'abondance relative de toutes sortes d'invertébrés actifs en surface. Les animaux tombent dans un récipient dont l'ouverture est disposée au niveau du sol. En procédant à un tri soigneux et à une évaluation taxonomique correcte, on peut recueillir des données sur une faune qui va des acariens microscopiques aux gros scorpions et aux gros Coléoptères. Les pièges de Barber, couramment utilisés, présentent tout de même des limites qui doivent être prises en compte lorsqu'on interprète les résultats (Adis, 1979).

Le piège de Barber convient aux travaux sur le terrain dans des zones isolées, car on peut transformer toutes sortes de récipients en pièges (voir ci-dessous), à condition d'employer la même sorte et la même taille de récipient pendant toute une étude donnée. Idéalement, il faudrait se servir d'un piège de Barber standard (Adis, 1979), mais aucun n'a encore été homologué. Le récipient qu'on enfile dans un tuyau, doit être installé en permanence dans le sol (voir fiche méthodologique). Ce dispositif réduira les perturbations au moment de vider les pièges et de les remettre en place. Il faudra au moins 30 pièges par zone de traitement (par ex. 30 dans la zone traitée et 30 dans la zone non traitée) et leur disposition dépendra de l'endroit où ils sont utilisés et du type d'opération de traitement étudié. Mais en général, il vaut mieux les disposer en ligne ou sur un quadrillage avec jamais moins de 2 mètres entre les pièges. On emploiera le même agent de conservation pendant toute l'étude; une solution aqueuse de formol est probablement la plus facile à trouver, mais une solution d'acide picrique reste la meilleure option scientifique bien qu'elle soit dangereuse à manipuler.

Limites De nombreux facteurs ont une influence sur les prises, par ex. conditions météorologiques, végétation, irrégularités à la surface du sol, diamètre du piège, taille et forme du piège, recours à des agents conservateurs ou à des insecticides, présence d'une protection recouvrant le piège ou non, sélectivité spécifique, nombre de pièges et disposition, matériau de fabrication du piège, durée écoulée après sa mise en place, passage de personnes ou d'animaux autour, etc. Et donc il faut apporter le plus grand soin à l'uniformisation de ces facteurs lors d'une étude. En fait, les prises dans le piège de Barber mesurent "l'abondance d'activité" et ne fournissent donc pas de mesure exacte des populations.

Procédure Le contenu du piège sera filtré par un tamis pour ôter le formol ou toute autre solution et le verser dans une boîte de Pétri (ou équivalent). On débarrassera ensuite les invertébrés des débris à l'aide de pinces, d'un pinceau, de pipettes, etc. Si on en a sous la main, on peut se servir d'une loupe ou d'un microscope stéréoscopique pour trier les très petits invertébrés.

Données obtenues Le nombre d'individus peut être classé en espèces ou en morpho-espèces et dénombré afin de produire des données sur l'abondance relative et la composition faunique et/ou sur leur diversité. Les prises peuvent être pesées[3] ou mesurées (Rogers *et al.*, 1977) pour en calculer la biomasse.

[3] C'est généralement le poids sec dont on a besoin pour faire des comparaisons de biomasse: par conséquent, il faut passer les animaux à l'étuve pour obtenir leur poids constant.

Faune échantillonnée La plupart des invertébrés épigés, à l'exception de certain coléoptères, sont particulièrement vulnérables aux piéges, tandis que d'autres espèces les évitent ou s'en échappent facilement. Par ailleurs, ils ne conviennent pas au piégeage de certaines sortes d'araignées.

Période d'échantillonnage On pourra vider les pièges tous les jours, toutes les semaines ou tous les mois.

Matériel On peut facilement confectionner des pièges à l'aide de matériaux disponibles sur place, des bocaux à confiture, des pots de yaourt, des gobelets ou des bouteilles en plastique. Dans la mesure du possible, il faudrait que les pièges soient en verre ou en plastique, fassent 6 cm de diamètre et pas moins de 12 cm de profondeur. Les pièges, ainsi que les fanions repères et les protections doivent tous être fabriqués à l'avance.

Personnel requis Un employé (deux serait mieux). En fonction du nombre de pièges, il se peut qu'il faille plus d'employés pour trier les prises; 3 à 5 serait idéal.

Appâts alimentaires

On peut se servir d'appâts alimentaires pour recueillir des données sur l'abondance relative ou l'activité d'un grand nombre de groupes d'invertébrés. On laisse des aliments adaptés ou d'autres substances attrayantes dans des endroits appropriés et on les surveille régulièrement pour dénombrer et identifier la faune appâtée (Southwood, 1966). Selon les objectifs visés par l'étude, on peut recueillir des données de toutes sortes: le temps mis à trouver les appâts, la quantité d'appât consommée, le nombre d'individus sur les appâts, le nombre d'espèces sur les appâts, etc. Les appâts ainsi que les récipients qui les contiennent tendent à être propres à chaque espèce: on trouvera toutes les précisions à ce sujet dans l'ouvrage de Southwood (1966). Nous donnons ici deux exemples, pour les termites et pour les fourmis.

C'est bien connu, il est très difficile de chiffrer les populations de fourmis et de termites; mais on peut mesurer leur activité de recherche de nourriture (et donc la santé de la colonie) à l'aide d'appâts alimentaires.

Pour les termites, toutes sortes d'appâts en bois ou en carton peuvent être utilisés, en fonction des espèces de termites étudiées et de la durée de l'expérimentation (French and Robinson, 1981). Les appâts doivent être déposés sur le sol dans un quadrillage d'au moins dix appâts par site. Il peut y avoir entre 5 et 10 sites par zone de traitement.

Limites Les appâts ne fournissent qu'une mesure relative de l'abondance d'activité et sont influencés par de nombreux autres facteurs, comme la température, le moment de la journée, la saison, les pluies, le type de sol, la végétation, la présence d'autres sources de nourriture, la proximité de termitières, etc.

Procédure Il faut examiner les appâts sur place, les prélever et en remettre à l'endroit où ils étaient. Chaque termite en train de se nourrir des appâts doit être compté et ramassé pour être identifié.

Données obtenues On peut noter plusieurs critères: - tout type d'approche de termite entrant en contact avec les appâts peut être considéré comme la preuve qu'il y a des termites en activité dans le voisinage; - tout appât touché (c.-à-d. preuve que l'appât a été consommé); - appât endommagé (par ex. proportion de la superficie de l'appât consommée). A la fin de la période d'échantillonnage, il convient de rapporter les appâts au laboratoire pour les peser. Une déperdition de poids pourra alors servir de donnée quantitative.

Faune échantillonnée Termites.

Période d'échantillonnage Il faut laisser les appâts plusieurs semaines avant d'aller les examiner; ensuite on viendra les voir chaque semaine (saison des pluies) ou chaque mois (saison sèche).

Matériel On peut se servir des matériaux que l'on trouve sur place pour fabriquer des appâts, des rouleaux de papier toilette, du carton, des planches ou des petits bouts de bois tendre. Il faudra les couper à la taille voulue et les peser un par un avant de s'en servir. Les fanions repères doivent aussi être préparés à l'avance.

Personnel requis Un employé (deux serait mieux).

Pour les fourmis, on peut utiliser les appâts alimentaires les plus variés, soit un seul à la fois, soit plusieurs, en fonction de l'espèce étudiée (Murphy and Croft, 1990; Tingle, 1993). Du beurre de cacahuète, de la pâte de poisson, des céréales pour le petit déjeuner, du grain, du miel ou des insectes moribonds pourront tous être utilisés. Comme avec les appâts pour les termites, on aura recours à des quadrillages d'au moins dix appâts par site, de préférence en procédant à cinq répétitions ou pseudorépétitions par zone de traitement, voire davantage. Il faut recouvrir les appâts avec du grillage épais pour empêcher les écureuils, les oiseaux et autres animaux de les dérober. Si possible, il faudra noter le nombre de fourmilières et à quelle distance des appâts elles se trouvent, car cela aidera à interpréter les résultats.

Limites Le nombre des fourmis attirées et leurs espèces dépendront des appâts utilisés, du moment de la journée, de la température, des précipitations, de la saison, de la végétation, de la présence d'autres sources de nourriture et de la proximité des fourmilières. L'estimation de l'activité de recherche de nourriture et de l'abondance qui est fournie par les résultats concerne seulement certaines espèces de fourmis.

Procédure Compter les fourmis sur les appâts et faire une estimation de la quantité d'appât restant.

Données obtenues Le nombre d'espèces sur les appâts, le nombre d'individus de chaque espèce, le pourcentage d'appât restant, le temps mis par les insectes à trouver les soucoupes appâtées.

Faune échantillonnée Fourmis.

Période d'échantillonnage Il est préférable d'aller examiner les appâts régulièrement, à partir d'une heure après leur mise en place, puis de continuer à intervalles réguliers (par ex. 3 h, 6 h, 9 h, 24 h) pendant au moins un jour.

Matériel On confectionnera à l'avance un fanion repère et des protections en grillage pour les soucoupes appâtées. Les appâts peuvent être confectionnés avec les moyens dont on dispose sur place. On peut employer n'importe quelle soucoupe (mais elles doivent toutes être identiques sur une même zone de traitement). On emportera du plastique transparent et des pinces à linge sur le terrain pour couvrir les pièges en cas de pluie.

Personnel requis Un employé (deux serait mieux).

Autres méthodes

Quadrats (Critchley *et al*., 1980); Plaque à cryptozoaires (Sutton, 1972); appâts alimentaires pour les mouches (Stubbs and Chandler, 1978), les blattes, les criquets et les coléoptères (Southwood 1966); dénombrements directs (Ausden, 1996). Voir aussi ci-dessous, sacs à débris végétaux attachés. Voir également évaluation de la santé des colonies de termites ci-dessous.

LES INVERTÉBRÉS DE LA VÉGÉTATION

Filets-fauchoirs

Les filets-fauchoirs ne nécessitent que peu de matériel et permettent toujours d'attraper toutes sortes d'animaux vivant dans la végétation ou la visitant. Les échantillons sont prélevés le long de transects fixes et l'opération doit être effectuée au même moment de la journée pour une étude donnée. L'utilisation de ces filets la nuit est avantageuse pour piéger certains groupes comme les sauteriaux, par exemple. Le positionnement du transect doit se faire au hasard ou à l'aide d'une stratification (selon l'habitat). Pendant l'échantillonnage, l'opérateur avance à une vitesse égale et constante et agite le filet d'un côté et de l'autre comme une faux (pour couvrir une zone de ±1 m de chaque côté) sur une distance déterminée, par ex. 50 m. Cette distance peut varier, en fonction de la végétation et des espèces d'invertébrés étudiées. On échantillonnera un minimum de dix transects par zone de traitement.

Les filets-fauchoirs peuvent aussi être utilisés sur les buissons et les arbres. Dans ce cas, on créera une norme soit pour le temps que l'on passe à brosser la végétation, soit pour le nombre de passages du filet. Trois minutes suffisent pour chaque échantillonnage, ce qui représente entre 70 et 100 brossages.

Limites La faune capturée dépend de la végétation, de la hauteur à laquelle se font les passages de filet, la force avec laquelle on l'abat, le nombre des passages, la vitesse à laquelle on avance, la température, la pluie, la vitesse du vent, l'intensité de la lumière, le moment de la journée, et la saison. Tous ces paramètres doivent être normalisés pour une étude donnée. Cette méthode ne produit de données que sur l'abondance relative.

Procédure Anesthésier ou tuer la faune et trier les spécimens des débris sur un plateau blanc, dénombrer et identifier. Peser si une estimation de la biomasse est nécessaire (un étuvage est préférable).

Données obtenues Nombre d'invertébrés, biomasse et composition en espèces.

Faune échantillonnée Un large spectre, en particulier Araneae, Orthoptera, Hemiptera, Lepidoptera (surtout des larves), Diptera, Hymenoptera et certains Coleoptera.

Période d'échantillonnage De préférence toutes les semaines, à heure fixe dans la journée (par ex. 9 h à 12 h).

Matériel On pourra acheter les filets-fauchoirs ou les fabriquer avec des matériaux disponibles sur place. Des fanions repères seront confectionnés à l'avance. On pourra utiliser des insecticides pyréthrinoïdes pour étourdir les invertébrés.

Personnel requis Un employé. On aura besoin de personnel supplémentaire pour trier, identifier et compter les prises; 3 à 5 serait idéal.

Autres méthodes

Échantillonneuses par aspiration du type D-vac (Southwood, 1966) et autres appareils d'aspiration (Steward and Wright, 1995); battage de la végétation (Southwood, 1966; Ausden, 1996); piège lumineux (Törmälä, 1982); et miellée pour papillons de nuit (Ausden, 1996). Voir aussi dénombrement par transect, ci-dessous.

LES INSECTES VOLANTS

Piège Malaise

Les pièges Malaise sont utiles pour faire des collections globales d'insectes volants. Les Hymenoptera et les Diptera sont particulièrement vulnérables à cette technique, les Hemiptera, les Lepidoptera, les Orthoptera et les Coleoptera aussi, mais dans une moindre mesure. Mais les prises avec ces pièges sont extrêmement difficiles à standardiser (Grant, 1989) et leur mise en place suppose de passer par une phase d'essais et d'erreurs pour arriver à capturer le plus d'insectes possible dans un laps de temps donné. Il vaut mieux disposer les pièges à proximité des arbres et des buissons si possible, leur extrémité la plus grande pointée vers le soleil. On veillera à s'assurer que ses surfaces soient le plus tendues possible et que la toile, en particulier celle de la paroi du milieu, touche bien le sol. Le flacon servant à recueillir les insectes doit être placé à un angle qui leur permette de pénétrer facilement dans le bocal à partir du haut du piège. On aura rempli le bocal d'alcool à 70%. On pourra laisser les pièges entre un jour à un mois avant de les vider, mais si on les laisse plus longtemps, il est conseillé de les inspecter régulièrement pour s'assurer que les bocaux n'ont pas séché, que les pièges n'ont pas été endommagés, qu'ils ne se sont pas écroulés, ou que des araignées n'ont pas tissé leur toile à l'entrée du bocal, etc. Plusieurs pièges seront nécessaires pour chaque traitement et il faudra en utiliser autant que l'on peut en vider et en trier les prises pendant la durée déterminée pour l'étude.

Limites La capture dépend de la végétation, du type d'habitat, de la température, de la direction et de la vitesse du vent, de l'intensité de la lumière, des pluies, de la saison, et de la couleur du piège et sa taille. Les pièges Malaise sont de gros objets voyants qui peuvent être endommagés ou dérobés, soit par des animaux, soit par des personnes. Le traitement des échantillons prend beaucoup de temps. Ils mesurent l'abondance d'activité.

Procédure On prélèvera sur les pièges les bocaux destinés à recueillir des animaux et on les remplacera par de nouveaux. Au laboratoire, on filtrera les animaux au tamis pour enlever l'alcool, on les transférera dans une boîte de Pétri (ou équivalent) pour les trier, les dénombrer et les identifier correctement.

Données obtenues Composition en espèces, abondance relative et biomasse.

Faune échantillonnée Essentiellement des mouches (Diptera), des Lepidoptera et des Hymenoptera, et certains Coleoptera, certains Orthoptera et certains Hemiptera.

Période d'échantillonnage Vider les pièges tous les 5 à 10 jours. On observera des périodes constantes entre chaque opération de vidage des pièges pour permettre des prises comparables. Les pièges seront vidés à heures fixes. On s'abstiendra de les utiliser pendant les fortes précipitations de la saison des pluies.

Matériel Les pièges peuvent être fabriqués à partir de matériaux disponibles sur place (coton à moustiquaire ou "Nitex") d'une couleur convenable. Le toit du piège doit être fait dans un matériau blanc. Le dispositif de collecte peut généralement être construit à partir de pots en plastique disponibles sur place (voir fiche méthodologique) Les fanions repères seront préparés à l'avance. On devrait pouvoir se procurer de l'alcool (ou autre agent de conservation) sur place. Pour repérer le positionnement de chaque piège (et donc en dresser la carte), un GPS est utile.

Personnel requis Deux employés. Mais on pourra avoir besoin de plus de personnes pour trier et identifier les prises; 3 à 5 serait idéal.

Piège à eau

Les pièges à eau consistent en une cuvette de couleur remplie d'eau, qui attire de nombreux insectes volants. On la dépose sur le sol ou sur un support surélevé si la végétation est haute. Les insectes y entrent et se noient. Selon leur couleur, ces pièges attirent différents groupes d'insectes (par ex. le jaune pour les mouches Diptera, les pucerons, certains Coleoptera et guêpes chalcidoïdes). Les pièges rouges, bleus et verts sont moins efficaces, en particulier pour les Diptera. On emploiera au moins dix pièges pour chaque zone de traitement, mais plus on pourra en traiter, plus le résultat sera fiable. On utilisera des pièges de même taille, de même couleur et de même type pour les différentes zones de traitement et il faudra les disposer à une hauteur uniforme au-dessus de la végétation. On attrapera de plus grosses quantités si le piège est installé juste au-dessus du niveau de la végétation qui l'entoure. On les remplira d'eau jusqu'à 1 cm du bord et on y ajoutera quelques gouttes de détergent pour réduire la tension de surface. On inspectera les pièges régulièrement et souvent.

Limites Les prises dépendent du type de végétation, de la vitesse du vent, de l'intensité de la lumière, des pluies, de la saison, de la couleur du piège et de la hauteur du piège au-dessus de la végétation. Ils mesurent l'abondance d'activité.

Procédure On peut récupérer les animaux piégés avec une passoire de nylon munie d'un manche ou en déversant le contenu dans un petit morceau de mousseline ou de tulle (Noyes, 1982). On pourra les déposer ensuite sur un plateau blanc pour procéder à leur tri, leur dénombrement et leur identification.

Données obtenues Composition en espèces, abondance relative et biomasse.

Faune échantillonnée Essentiellement des pucerons (Homoptera: Aphididae), des mouches (Diptera), des Hymenoptera, certains Coleoptera, et certains Lepidoptera.

Période d'échantillonnage Vider les pièges quotidiennement. Éviter de les utiliser pendant les fortes précipitations de la saison des pluies.

Matériel Pour confectionner les pièges on pourra transformer des cuvettes ou des assiettes disponibles sur place que l'on peindra de la couleur voulue. Les fanions repères seront préparés à l'avance. On se procurera du détergent sur place.

Personnel requis Un employé. Il se peut qu'il faille davantage de personnes pour trier, identifier et dénombrer les prises; 2 à 3 serait idéal.

Dénombrement par transects

On parcourt un trajet déterminé à l'avance et toute la faune étudiée est identifiée et dénombrée sur une distance (ou un périmètre) donnés, des deux côtés et devant la personne qui enregistre les données. Le dénombrement par transects peut être utilisé pour les Lepidoptera, les Orthoptera, les Araneae (on dénombre les toiles d'araignée) et, moins souvent, les Hymenoptera, les Diptera et les Coleoptera. Les transects pourront être assez longs, en fonction de la faune (jusqu'à 2 km) et seront divisés en sections représentant les différents microhabitats. Les données recueillies pour chaque sous-section doivent être notées à part. On parcourra régulièrement les transects, au moins une fois par semaine. La procédure varie en fonction des invertébrés étudiés, et ce qui suit n'est valable que pour les papillons (Pollard, 1977).

On parcourra le transect à pas lents et réguliers et on notera tous les insectes que l'on verra dans une "boîte" imaginaire de 5 m de long, 5 m de haut et 2,5 m de part et d'autre de soi. Tous les insectes qu'on ne saura pas identifier visuellement de façon définitive seront capturés pour identification. Si on ne parvient pas à les attraper, on n'en tiendra pas compte. On notera la température, la vitesse du vent et l'ensoleillement au début et à la fin du transect et plus souvent si possible. On notera également la longueur du transect (et de toutes les sous-sections).

Limites Cette méthode est soumise à un grand nombre de paramètres et ne fournit qu'une estimation relative sur l'abondance. Il faut faire très attention à définir des transects ayant le même habitat, type de végétation, microclimat, longueur, etc. On doit parcourir les transects à heure fixe dans la journée (voir la rubrique "période d'échantillonnage").

Procédure Il faut bien connaître la faune à échantillonner dès le départ pour que l'identification se fasse vite et avec précision sur le site.

Données obtenues Nombre d'invertébrés présentant un intérêt qu'on aura vus.

Faune échantillonnée Papillons (méthodes analogues quoique légèrement différentes pour les sauteriaux, les libellules, etc.).

Période d'échantillonnage Parcourir les transects au moins une fois par semaine. Dans la mesure du possible, les transects des zones traitées et non traitées devront être parcourus dans la même matinée ou le même après-midi et dans des conditions météorologiques identiques. L'heure du jour à laquelle on parcourt les transects doit rester aussi constante que possible. L'inspection de prétraitement doit se faire pendant au moins 4 semaines et l'inspection de post-traitement au moins pendant le premier, le troisième et le sixième mois suivant celui-ci (plus souvent si possible).

Matériel Les fiches d'observations seront préparées ou photocopiées à l'avance (voir l'exemple figurant après la fiche méthodologique). Pour les papillons, un filet pourra être fabriqué avec des matériaux disponibles sur place. On devra acheter les flacons d'échantillonnage et un thermomètre. Des fanions repères seront confectionnés à l'avance.

Personnel requis 1 ou 2 (mais ne pas modifier le nombre de personnes employées une fois que l'échantillonnage a débuté). S'il y a deux personnes, l'une crie à l'autre ce qu'elle voit pendant que l'autre note les données, sans prendre part aux observations.

Activité des abeilles dans les ruches

L'impact des pesticides sur les abeilles se mesure mieux en procédant à la quantification de l'activité des abeilles et/ou en observant la taille des essaims et la production des rayons. Soit on construira des ruches artificielles, soit on observera des ruches naturelles. Le nombre d'abeilles entrant et sortant des ruches sera noté pendant une période déterminée (par ex. 3 minutes). On observera l'activité des abeilles ouvrières toutes les heures pendant une période uniforme (par ex. 9 h à 12 h). et pendant un nombre de jours donnés avant et après les pulvérisations. On observera la mortalité des abeilles en recueillant celles qui tombent à l'entrée des ruches, et ce pendant plusieurs jours avant et après les pulvérisations. Il faudra aussi observer la désaffection des ruches. Aucune fiche méthodologique n'est fournie pour cette technique et il sera bon de consulter un apiculteur ou tout autre spécialiste des abeilles. On pourra peser l'essaim après l'avoir enfumé et on procédera à l'observation directe des rayons pour évaluer la production de miel (Douthwaite *et al.*, 1988). On inspectera le plus possible de ruches, mais il en faut au moins dix par zone de traitement.

Autres méthodes

Pièges à aspiration, leurres (Southwood, 1966); pièges lumineux (Butler and Kondo, 1991); miellée pour les papillons de nuit (Ausden, 1996); pièges à fenêtres (Chapman and Kinghorn, 1955); pièges orientés au vent (Vogt *et al.* 1985); méthodes par transects pour les sauteriaux (FAO, 1994); et les libellules (Brooks, 1993).

LES INVERTÉBRÉS ARBORICOLES

Piège en entonnoir ou piège de drap

On peut disposer des entonnoirs ou déployer des draps sur le sol des bois pour capturer les invertébrés qui, "assommés" par un insecticide appliqué par voie aérienne, tombent de la canopée (on parle d'effet de choc) (Grant, 1989). Ces pièges auront une taille suffisante (± 2 m x 2 m). On pourra adapter des draps ou des entonnoirs plus petits pour mesurer l'impact de cet insecticide autour des troncs d'arbre (Lambert *et al.* 1991). Les arbres à échantillonner seront assortis par espèce, diamètre et type de boisement environnant. Cette procédure donne une bonne indication de la faune qui souffre des effets aigus des applications de pesticides. Si on utilise des draps par paire, dont un seul imprégné d'insecticide, on pourra faire des estimations sur le rétablissement de la faune qui souffre de l'effet de choc. On parvient à une uniformisation en notant les animaux qu'on trouve dans les collecteurs à heures fixes, de préférence aux premières lueurs pour éviter que les prises ne servent de proies à d'autres animaux.

Limites Les prises dépendent de l'habitat, de la température, des pluies, de la vitesse du vent, de la prédation sur des pièges non surveillés et du taux de rétablissement de l'effet de choc. Il ne s'agit pas d'une méthode quantitative. Les draps sont susceptibles d'être retournés par le vent, et il faut utiliser des pierres ou d'autres objets lourds pour les arrimer.

Procédure Ôter les animaux du drap ou de l'entonnoir sur place, à l'aide de pinces, d'un aspirateur, d'un pinceau, etc.

Données obtenues Composition en espèces de la faune sensible.

Faune échantillonnée Invertébrés de toutes sortes, en fonction de l'habitat échantillonné.

Période d'échantillonnage Deux fois par jour (ou plus souvent si possible), à commencer le plus tôt possible après la pulvérisation. Échantillonnage en période de prétraitement à effectuer à heure fixe chaque jour.

Matériel On peut facilement confectionner des pièges avec des matériaux disponibles sur place comme des draps de lit en coton, en lin ou en nylon. On fabriquera des poteaux de soutènement sur le site (à condition qu'il y ait des arbres à proximité).

Personnel requis 2 (minimum)

Pièges sur tronc

Ces pièges sont utiles pour procéder à l'évaluation de la composition faunique et de l'abondance relative des invertébrés qui vivent dans les troncs ou qui les descendent et remontent régulièrement. Les troncs sur lesquels ces pièges fonctionnent le mieux sont relativement lisses, mais ils peuvent s'adapter à n'importe quelle surface. On trouve un dessin de ce piège chez Moeed and Meads (1983), que l'on peut adapter pour utiliser avec différents matériaux faciles à trouver dans les pays en développement si nécessaire. Les arbres à échantillonner seront assortis par espèce, diamètre et type de bois environnant. Il faudra installer les pièges à une hauteur uniforme du sol, (par ex. 1 m). Les collecteurs seront remplis d'alcool à 70% ou de formol et pourront être laissés pendant une semaine maximum avant d'être vidés. Le piège de Moeed et Meads est muni d'un plateau de récupération amovible, mais si on ne dispose pas de ce type de piège, on peut adapter une simple pompe manuelle pour le vider (voir fiches méthodologiques).

Limites Dépend des espèces d'arbre, de leur diamètre, du type d'écorce, de la saison, du type de boisement. Ne fournit que des données sur l'abondance relative. Dépend de l'activité.

Procédure Extraire la faune du piège à l'aide de pinces et d'une pompe à vide. Trier, dénombrer et identifier la faune dans le plateau blanc ou dans des boîtes de Pétri.

Données obtenues Composition en espèces et biomasse.

Faune échantillonnée Invertébrés de toutes sortes, dont Acari, Araneae, Chelonethi, Collembola,Thysanura, Coleoptera, Orthoptera, Hemiptera, Hymenoptera, et Blattodea

Période d'échantillonnage Vider les pièges chaque semaine.

Matériel fanions repères ou peinture; les pièges pourront être fabriqués avec des boîtes en plastique disponibles sur place et du film plastique épais. Il faudra acheter les pots à échantillons. Il faudra également adapter une pompe aspirante à l'aide de matériaux disponibles sur place, mais cela nécessitera l'achat d'une pompe élémentaire d'un certain type.

Personnel requis Deux. Il se peut qu'il faille davantage de personnes pour trier, identifier et dénombrer les prises; 3 personnes ou plus serait idéal.

Collecte directe

On peut aussi prélever des invertébrés à l'aide d'un aspirateur (type "Pooter"), ou bien des pinces peuvent aussi servir à échantillonner les habitants des troncs (Ausden, 1996). Il faudra prévoir une durée fixée d'avance pour effectuer la collecte (par ex. 5 à 20 minutes, en fonction de la faune étudiée, de l'arbre et du type d'habitat).

Autres méthodes

Le battage (Ausden, 1996); D-Vac adapté (Lambert *et al*., 1991); échantillonnage de la canopée (Basset *et al*., 1997). **N.B**.: Les techniques de brumisation de la canopée ne sont pas recommandées dans les études sur l'impact des pesticides.

LES INVERTÉBRÉS TERRICOLES

Carottages de sol

On peut réaliser des mesures de population exactes en prélevant des carottes de sol dont on extraira les invertébrés. Pour faire des comparaisons de quantités, de diversité ou de biomasse sur des animaux provenant de différentes zones, il faudra que le sol soit le même, ainsi que le volume de sol prélevé et la profondeur à laquelle on prélève la carotte. Ces prélèvements peuvent se faire à l'aide d'une pelle, d'un déplantoir, d'une tarière, d'un tube d'acier ou de tout autre outil de forage. En général, les pesticides ne pénètrent pas profondément dans le sol en principe, et donc il est rarement nécessaire de prélever des carottes à une profondeur supérieure à 10 cm, et d'habitude, 5 cm seront suffisants pour évaluer un éventuel impact de pesticide sur la faune du sol. Les petites carottes (de 10 cm de diamètre maximum) peuvent faire l'objet d'une extraction à l'entonnoir de Tulgren ou à une extraction par flottage; quant aux grosses carottes, on peut les trier à la main pour en extraire les macroinvertébrés. Le flottage et le tamisage peuvent nous renseigner sur la quasi totalité de la faune présente dans une carotte (y compris à des stades immobiles, comme les oeufs et les pupes). L'entonnoir de Tulgren produit moins de résultats, car il faut que la faune se déplace dans le sol, et généralement, il ne fournit pas de données utiles sur les Nematoda, les Annelida et un grand nombre d'Acari et d'insectes plus délicats.

Limites La faune échantillonnée et les quantités obtenues dépendent du type de sol, de la saison, du moment de la journée, du temps qu'il fait, du volume de la carotte, de la profondeur à laquelle on fait le prélèvement et de la végétation de surface.

Procédure Les carottes pourront soit être émiettées sur un plateau blanc et triées à la main (pour en extraire la macrofaune) ou bien on en extraira la faune à l'aide d'entonnoirs Tulgren (voir fiche méthodologique) ou de techniques de flottage (voir fiche méthodologique). Trier, dénombrer et identifier la faune dans des boîtes de Pétri. Monter les microinvertébrés sur des lamelles de microscope pour les examiner et les identifier.

Données obtenues Composition en espèces, espèces et biomasse.

Faune échantillonnée Toutes sortes d'invertébrés y compris Annelida, Nematoda, Myriapoda (Diplopoda), Chilopoda, Pauropoda et Symphila), Isopoda, (Chelonethi), Acari, Collembola, Thysanura, Araneae, Isoptera, Psocoptera, Thysanoptera, Coleoptera, Orthoptera, Hemiptera, Hymenoptera et Blattodea.

Période d'échantillonnage Prélever des carottes chaque semaine (pendant 3 à 4 semaines avant traitement) et chaque semaine pendant le premier mois post-traitement, plus chaque mois pendant les 3 à 6 mois suivant celui-ci. Si une extraction au Tulgren est utilisée, on laissera les entonnoirs en plein soleil pendant au moins 5 jours.

Matériel On peut fabriquer une tarière de sol avec des tubes métalliques disponibles sur place. Sinon, on pourra se servir d'une pelle ou d'un déplantoir pour prélever une quantité déterminée de terre. Tout le matériel nécessaire à l'extraction des invertébrés par flottage peut être adapté à partir de matériaux disponibles sur place. Les entonnoirs de Tulgren peuvent se fabriquer dans des entonnoirs en métal ou émaillés (à condition qu'on puisse en acheter sur place) mais il faudra normaliser la taille. On pourra réaliser un support de rangement, en bois ou en métal de récupération, et dans les endroits où il n'y a ni laboratoire ni électricité, ces porte-entonnoirs pourront être laissés en plein soleil. À la saison sèche, la température élevée et la faible humidité permettront généralement une extraction correcte des invertébrés.

Personnel requis 1 (2 serait mieux). On aura besoin de personnel supplémentaire pour trier, identifier et compter les prises; 3 à 5 serait idéal.

Sacs à débris végétaux

Des sacs servant à ramasser les feuilles mortes pourront servir à échantillonner les invertébrés du sol (en particulier la microfaune), mais ils ne donnent de leur abondance qu'une mesure relative. On pourra utiliser des sacs avec des mailles de tailles différentes, pour permettre l'accès à des invertébrés d'un certain calibre et exclure les autres. Des tailles de mailles d'environ 4 mm laisseront passer généralement tous les invertébrés du sol; des mailles d'environ 600 µm laisseront entrer les Nematoda, les Collembola et les Acari mais excluront les macroinvertébrés, tandis que des mailles d'une taille inférieure à 60 µm n'excluront que les plus petits des microinvertébrés. Si on connaît le poids des feuilles sèches dont sont remplis les sacs voire l'endroit où on les a ramassées, on pourra alors faire une évaluation quantitative de la matière consommée et décomposée. Les feuilles mortes utilisées seront les mêmes pour tous les sacs et toutes les zones de traitement. Si ce sont les macroinvertébrés que l'on étudie, on aura besoin de grandes quantités de sacs sur chaque zone de traitement, avec un minimum de 50 pour chaque taille de maille. On pourra attacher les sacs à la surface du sol ou les enterrer. N'importe quelle profondeur conviendra (à condition que ce soit la même pour toutes les zones de traitement), mais entre 10 et 15 cm est conseillé (30 cm maximum). La faune risque d'être différente selon les saisons et, par conséquent, l'époque de l'enfouissage des sacs et celui de leur récupération est une donnée importante. La densité en invertébrés risque d'être plus élevée pendant la saison des pluies, mais il faudra laisser les sacs enterrés ou attachés pendant au moins un mois, quelle que soit la saison. Lors de la récupération, on transvasera immédiatement chaque sac dans un autre sac plastique ou une boîte en plastique. On videra les sacs de toute la terre et tous les débris qu'ils contiennent et qu'on récupérera. Ce matériau pourra ensuite subir une extraction par flottage (Murphy, 1962) (voir également fiche méthodologique) et être tamisé pour séparer les invertébrés présents et procéder à leur collecte.

Limites La faune échantillonnée dépend du type de sol, de la présence de feuilles mortes et de la profondeur à laquelle elles se trouvent, de la saison et du type de boisement. Cette méthode ne fournit que des données sur l'abondance relative. Elle dépend de l'activité des organismes. La faune extraite dépendra ensuite du traitement des échantillons (qu'il faudra par conséquent normaliser).

Procédure Extraire la faune du contenu des sacs, soit en les triant à la main, soit en ayant recours au flottage. Trier, dénombrer et identifier la faune sur un plateau blanc ou des boîtes de Pétri (monter la microfaune sur des lamelles de microscope et l'examiner sous un microscope très puissant).

Données obtenues Composition en espèces, quantités et biomasse.

Faune échantillonnée Toutes sortes d'invertébrés: Annelida, Nematoda, Myriapoda, Isopoda, Chelonethi, Acari, Collembola, Thysanura, Araneae, Isoptera, Psocoptera, Blattodea, Orthoptera, Hemiptera, Coleoptera et Hymenoptera.

Période d'échantillonnage Le laps de temps qui s'écoule avant la collecte dépend de si l'échantillonnage des invertébrés est combiné à une observation de la décomposition des débris végétaux. Si on fait les deux, voir le chapitre 7 sur les transformations dans le sol pour connaître les durées. Si l'on ne fait que l'échantillonnage des invertébrés: - pour les sacs attachés à la saison des pluies - laisser en place pendant au moins 4 semaines avant le traitement; remplacer les sacs au moment du traitement et laisser en place pendant au moins 4 semaines (2 mois maximum); pendant la saison sèche - laisser en place pendant au moins 4 semaines avant le traitement; remplacer les sacs au moment du traitement et laisser en place pendant au moins 4 semaines (3 mois maximum). Pour les sacs enterrés: pendant la saison des pluies - laisser en place pendant au moins 4 semaines avant le traitement; remplacer les sacs au moment du traitement et laisser en place pendant au moins 4 semaines (3 mois maximum); pendant la saison sèche - laisser en place pendant au moins 4 semaines avant le traitement (maximum 6 mois).

Matériel On peut fabriquer des sacs à débris végétaux si on dispose de plastique tissé sur place. Les feuilles mortes peuvent être ramassées sur place, pourvu qu'on garde toujours la même sorte de feuilles. Cartes de repérage donnant la position des sacs ou GPS pour noter leur position et feutres marqueurs.

Personnel requis 1 (2 serait mieux). On aura besoin de personnel supplémentaire pour trier, identifier et compter les prises; 3 à 5 serait idéal.

Évaluation de la santé des colonies de termites

Il est bien connu que mesurer l'abondance relative d'insectes sociaux comme les termites et les fourmis est très compliqué. Toutefois, la seule façon pour un pesticide d'avoir un effet significatif sur ces insectes est d'affecter la santé de la colonie entière. La mort d'ouvriers isolés n'a aucune signification, à moins de constater une mortalité dans des proportions catastrophiques. La santé des termites qui construisent les monticules peut s'évaluer en observant le temps qu'il faut aux ouvriers pour réparer les dégâts subis par la termitière. Le monticule et sa structure sont des éléments cruciaux pour maintenir une colonie en bonne santé (grâce à la régulation de la température et à la protection qu'ils offrent à la colonie face aux prédateurs ou à d'autres ennemis, à la pluie, au vent, etc.) et, par conséquent, tout dégât subi par le monticule sera à réparer en priorité par les ouvriers de la colonie. Une colonie en bonne santé mobilisera rapidement des ouvriers pour se rendre sur le lieu des dégâts et se mettre à réparer.

Infliger des dégâts exprès à une quantité prédéterminée de termitières et noter le temps qu'il faut à la colonie pour les réparer est donc est un utile instrument d'évaluation de la santé relative de la colonie. Il s'agit là d'une technique simple et rapide et qui ne nécessite aucune expertise taxonomique. Plus la quantité de monticules que l'on pourra mettre en jeu sera grande, mieux cela vaudra (selon la taille de la zone d'étude et celle des monticules). En général, l'idéal est de disposer de 50 à 100 monticules (quoique pour les macrotermites, qui construisent des monticules de densité plus faible, 30 devraient suffire). La méthodologie peut être adaptée au temps dont on disposera pour l'étude et/ou à la persistance de la matière active (m.a.) du pesticide (voir fiche méthodologique).

Limites A ce jour, cette méthode n'a été testée que sur des termites bâtisseurs de monticules. Elle dépend de la saison et des espèces. Elle ne donne qu'une mesure relative.

Procédure Sur chaque monticule d'aspect différent, on prélèvera des spécimens pour procéder à leur identification.

Données obtenues Espèces de termites (suite à leur identification par un spécialiste des termites). Temps mis à réparer les dégâts infligés au monticule.

Faune échantillonnée Toutes les espèces de termites bâtisseurs de monticules.

Période d'échantillonnage Soit une fois par jour pendant les 10 premiers jours, puis une fois par semaine pendant les 3 mois suivants, et enfin une fois par mois pendant les 6 mois suivants; ou une fois par semaine pendant les 8 premières semaines, puis une fois par mois pendant 9 mois.

Matériel Tout le matériel nécessaire peut être acheté sur place ou fabriqué avec des matériaux locaux.

Personnel requis 1 à 2.

Autres méthodes

Échantillonnage de monolithe (Anderson and Ingram, 1989); arrosage au formol pour les vers de terre (Southwood, 1996).

COLLECTE D'INVERTÉBRÉS TERRESTRES DESTINÉE À ANALYSER LES RÉSIDUS DE PESTICIDES

Parmi les méthodes décrites ci-dessus, toutes celles qui donnent lieu à un échantillon sec peuvent servir à collecter des invertébrés qu'on destinera à l'analyse des résidus; sinon, on recueillera les animaux directement à l'aide d'un aspirateur ou de pinces. L'analyse des résidus coûte cher et il faudra apporter le plus grand soin lorsqu'on procédera à l'échantillonnage pour éviter une contamination croisée et que d'autres erreurs, exposées au chapitre 6, ne faussent les résultats. Il est souvent décevant d'essayer d'établir un lien entre les effets sur les populations et les niveaux de résidus en raison de la variabilité de ces derniers; et il importe de bien suivre les méthodes décrites au chapitre 6 pour éviter cela. Les instruments servant à la collecte devront être parfaitement propres avant le début de l'échantillonnage et il faudra utiliser des instruments différents pour des échantillons provenant de chaque zone de traitement différente, ou alors les rincer à l'acétone entre chaque usage. On collectera la faune dans des bidons ou des flacons en aluminium avant de la congeler ou de la conserver dans une solution de formol à 10% jusqu'à ce que l'analyse de résidus puisse être menée. Les flacons doivent être équipés de bouchons d'aluminium sans plastique à l'intérieur, et clairement étiquetés (voir chapitre 6). Il faudra demander les conseils d'un chimiste spécialiste des pesticides.

TRAITEMENT DES DONNÉES

La plupart des données recueillies à l'aide des méthodes décrites dans ce chapitre se présenteront sous la forme d'un dénombrement et seront des estimations de l'abondance relative des espèces de coccinelle, par exemple, attrapées dans un échantillonnage réalisé au filet-fauchoir, ou bien du nombre d'araignées de l'espèce *Habrocestum risicalli* attrapées dans un piège de Barber S4, etc. Le traitement de données de ce type en vue de leur analyse est abordé en détail dans de nombreuses sections de ce manuel (voir chapitre 1, exemple concret; chapitre 2).

Mais plusieurs de ces méthodes peuvent également fournir des données sur les espèces présentes sur un site donné, sur un piège ou un échantillon particulier, c'est-à-dire la composition en espèces. A partir de cela, d'autres données peuvent être amassées sur la richesse en espèces, la diversité des espèces et la similarité des espèces entre les pièges, les échantillons ou les sites. La comparaison de ces données pourra être faite si les données sont convenablement traitées. Il est souvent possible de tester les différences de richesse ou de diversité en espèces de manière statistique.

Similarité

Il existe plusieurs indices pour déceler des similarités dans la composition en espèces entre les échantillons ou les sites. L'indice de Sørensen (QS) est donné par la formule:

$$QS = \frac{2j}{(a + b)} \times 100$$

dans laquelle j = le nombre d'espèces communes à deux échantillons
a = le nombre d'espèces observées dans l'échantillon A
b = le nombre d'espèces observées dans l'échantillon B

L'indice de Sørensen s'accroît jusqu'à ce que le nombre d'espèces communes à deux échantillons augmente pour atteindre 100% de similarités, c'est-à-dire quand toutes les espèces sont communes aux deux échantillons. L'indice de Sørensen dépend de la taille de l'échantillon et donc d'une valeur limitée.

Mais l'indice de Mountford surmonte ce problème, et sa formule est la suivante:

$$e^{aI} + e^{bI} = 1 = e^{(a + b - j)I}$$

dans laquelle a, b et j sont comme ci-dessus.

On obtient I par interpolation dans le tableau des exponentielles, à l'aide de l'expression suivante, qui est une approximation à I

$$\frac{2j}{2ab - (a + b)j}$$

A partir de là, il est possible de classer les sites en s'appuyant sur une comparaison hiérarchique de leurs indices de similarité. On commence par compiler les sites dans un tableau de coïncidences (voir Tableau 8.2), qui fait apparaître les sites à la fois en tête de colonne et de rang puis indique dans la case correspondante la valeur de l'indice de similarité entre chaque paire.

Ces deux sites sont ensuite regroupés et les indices de similarité sont calculés entre ce groupe et chacun des sites restants. Un tableau de coïncidences réduites est ensuite compilé. La paire choisie est celle qui a l'indice de similarité le plus élevé venant juste après, et on répète la procédure d'appariage des sites et de réévaluation des indices.

Les sites sont ensuite répartis sur un graphe de similarité, ce qui donne une disposition en grappes (voir Figure 8.1).

Diversité

Il existe plusieurs indices servant à mesurer (ou, au sens strict, à résumer) la diversité de la faune que l'on trouve sur un site donné dans un habitat donné. Mais tous ont des inconvénients et aucun n'est une représentation parfaite de la diversité des espèces. Parmi ceux que l'on utilise le plus couramment, l'un d'eux est la fonction de Shannon-Wiener (H'). La méthode de calcul de cet indice figure au chapitre 11.

Tableau 8.2 : Tableau de coincidence donnant les similarités d'espèces sur 10 sites traités au DDT et 10 sites non traités dans la savane arborée basé sur le quotient de similarité de Sørensen appliqué aux prises d'invertébrés dans des pièges de Barber

	U1	U2	U3	U4	U5	U6	U7	U8	U9	U10	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	S8	S9	S10
U1																				
U2	50.7																			
U3	45	44.9																		
U4	41.1	39.6	37.3																	
U5	44.2	44.8	50.3	36.9																
U6	39.6	41.3	37.2	37	38.8															
U7	35.1	33.9	32.9	35	33.3	31.9														
U8	40.6	40.2	37.9	52.8	38.9	39.9	34.2													
U9	36.1	41	33.3	37.2	42.1	38.1	33.7	40												
U10	40.5	40.2	38.7	39.4	39.4	52	32.8	41.1	38.4											
S1	38.9	40.7	40.2	43.1	39.3	38.3	32.5	38.4	37.8	40										
S2	39.6	40	38.8	41.9	37.9	37.9	33	40.1	39.2	37.8	46.2									
S3	31.9	32.7	29.8	34.2	32	31.9	32.8	33.2	26.4	30.5	33.2	31.6								
S4	30.5	33.1	33.7	36.2	33.8	34.3	28.2	31.8	34.7	32.6	35.2	33.2	42.6							
S5	34.6	36	32.2	35.3	36.8	30.7	41.7	33.3	36.3	35.8	31	34	36.2	34.2						
S6	31.1	35.5	31	31.2	34.2	32.2	42.1	34.8	32.9	36.7	35.9	31.6	35.8	35.9	44.9					
S7	33.7	36.1	35.4	33.5	29.7	32.4	23.2	36.9	30.9	33	33.9	32.7	41.5	44.6	33.9	34.1				
S8	32.3	30.6	32.1	33.9	31.7	35.1	22	32.8	35.7	32.1	36.5	34.9	40.8	43.9	36.6	35.7	56.5			
S9	31.3	31.7	36.6	34.4	36	32.5	27.7	36.4	37	33.4	31.4	32	41.9	44.2	34.2	33.9	47.9	48.6		
S10	34.5	33.6	30.8	36.7	35.4	35.6	41.3	34.1	31.9	35.1	35	31.5	36.3	35.4	49	44.2	35.8	36.4	37	

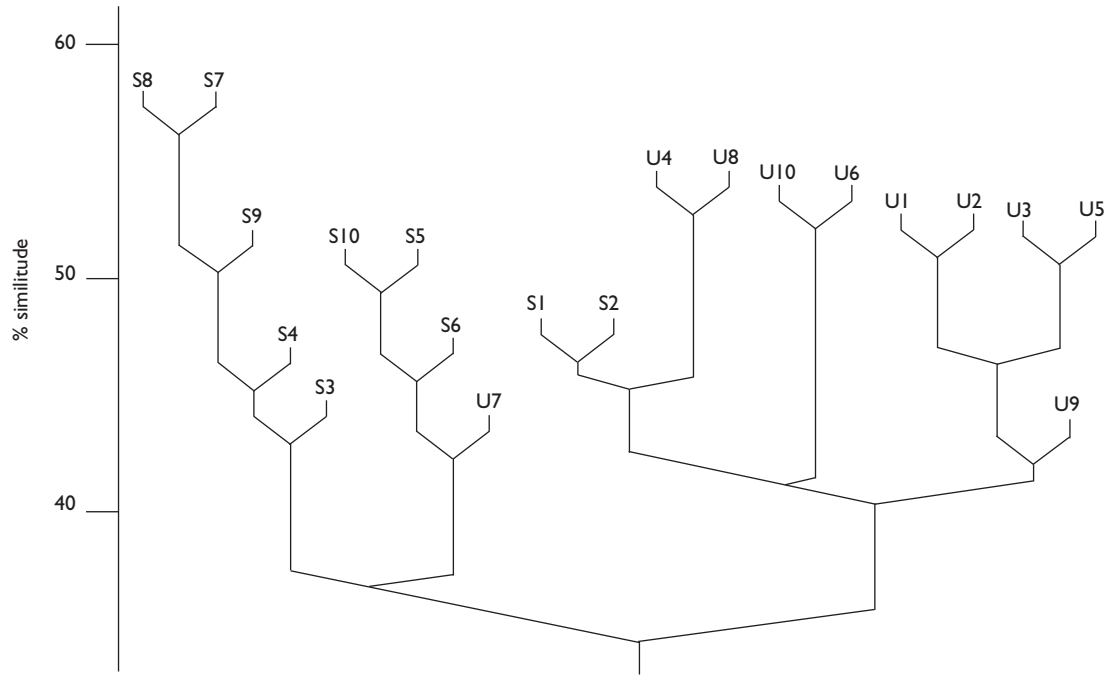


Figure 8.1: Dendogramme de similarités des espèces d'invertébrés capturés dans des piège de Barber de deux zones de traitement différentes au Zimbabwe. Classification hiérarchique des sites d'échantillonnage selon l'indice de similarité de Sørensen . U1-U10 non traitées; S1- S10 traitées au DDT

TECHNIQUES DE MONTAGE POUR LA CONSERVATION ET L'IDENTIFICATION DES INVERTÉBRÉS

La majorité des invertébrés attrapés avec les méthodes décrites plus haut peut être conservée dans de l'alcool à 70% dans des flacons bouchés et étiquetés, en verre ou en plastique. Mais pour certains groupes, le montage doit se faire à sec pour pouvoir exposer correctement les caractéristiques taxonomiques nécessaires à leur identification.

C'est le cas des papillons de nuit et de jour, qu'on épinglera sur des étaloirs, ailes déployées pour les exposer. Pour les gros Coleoptera (> 1 cm), l'épingle devra traverser le bon élytre, de façon à bien montrer les pattes et les antennes, dans la mesure du possible. Les Coleoptera plus petits seront montés sur des pointes de bristol avec de la colle à Coleoptera, en exposant bien les pattes et les antennes, dans la mesure du possible. Les Orthoptera seront épinglés pattes déployées, ainsi qu'au moins une paire d'ailes ou les deux. Les gros Diptera et Hymenoptera doivent être épinglés par le thorax, les ailes déployées d'un côté ou de part et d'autre du corps (Figure 8.2). Dans certains cas, un épinglage latéral est nécessaire, pour les Diptera en particulier (voir Figure 8.3). Les petit Diptera et Hymenoptera (par ex. les Chalcidoidae) peuvent être micro-épinglés (voir Figure 8.4), ou collés sur des pointes de bristol (Figure 8.5) ou des fiches cartonnées. Pour les tout petits Diptera et Hymenoptera, on pourra avoir besoin de les monter sur des lamelles de microscope (Figure 8.6). Les Acari et les Collembola seront généralement montés dans du lactophénol sur des lamelles de microscope.

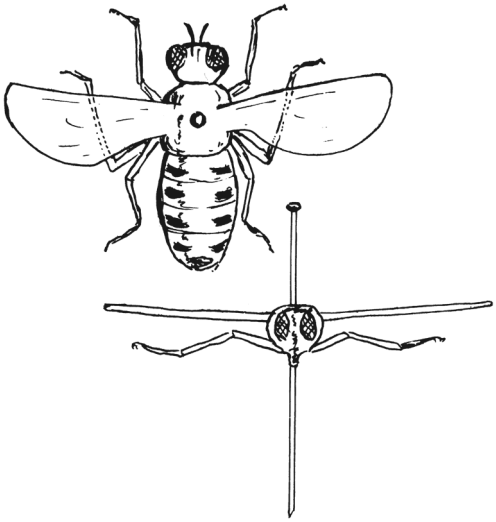


Figure 8.2: Présentation des grands Lepidoptera, Diptera et Hymenoptera, etc.

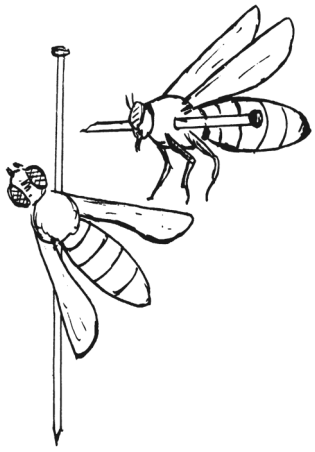


Figure 8.3: Épinglage latéral

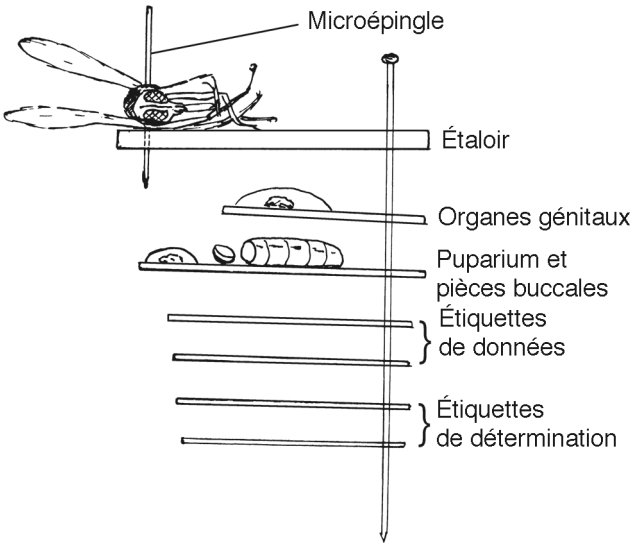


Figure 8.4: Présentation des microlépidoptères, Diptera, Coleoptera et Hymenoptera

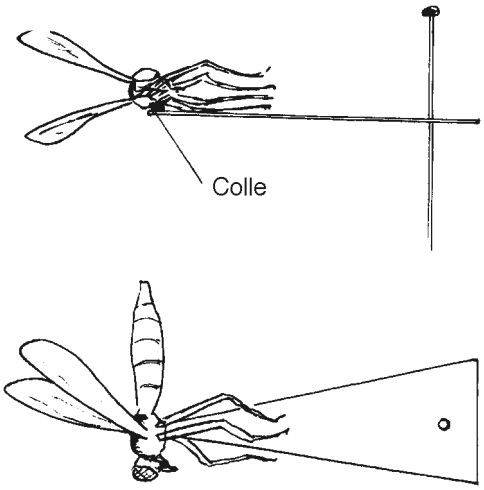


Figure 8.5: Pointage bristol pour les petits Diptera, Coleoptera, etc.

(Tiré de A *Dipterist's Handbook. The Amateur Entomologist 15* (1978), Stubbs,A. and Chandler, P (eds), publié par la société des Entomologistes amateurs, Hanworth, Royaume-Uni.)

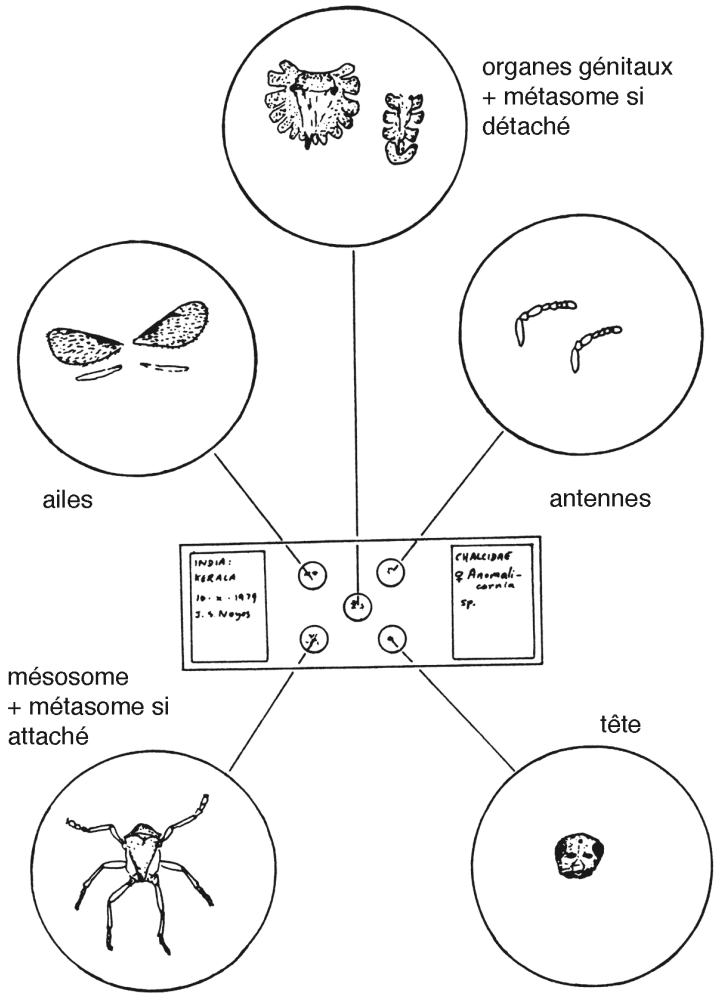


Figure 8.6: Disposition standard pour parties du corps de petites guêpes chalcides montées sur une lamelle de microscope

(Tiré de *The Hymenopterist's Handbook*. The Amateur Entomologist 7 (1986) Betts, C. publié par la société des Entomologistes amateurs, Hanworth, Royaume-Uni.)

ÉTIQUETAGE DES SPÉCIMENS D'INVERTÉBRÉS COLLECTÉS

L'étiquetage correct des invertébrés collectés est d'une importance capitale. Tout invertébré collecté sera placé immédiatement dans un récipient avec une étiquette indiquant la date de capture (ou la date de naissance, s'il s'agit d'un élevage), le lieu de capture (mentionnant de préférence la latitude et la longitude), l'habitat, la méthode de capture, l'hôte ou la plante-hôte (si élevage) et le nom du collecteur.

Une autre étiquette sera préparée portant le nom de l'invertébré ainsi que celui de la personne qui l'a identifié et la date. Sur les deux étiquettes l'inscription sera faite au crayon à papier ou à l'encre indélébile.

Ampoza, District de Tulear, Madagascar
S32° 43' E44° 56' 623 m
Filet-fauchoir, sur prairie dominée par *Heteropogon contortus*
C.C.D. Tingle 21 janvier 1999

Exemple d'une étiquette de données

Pelopidas methias
Lepidoptera: Hesperidae
Det. D. Lees 14 août 1999

Exemple d'une étiquette de détermination

ADRESSES UTILES

The Curator, Invertebrate Collections, Natural History Museum, Cromwell Road, Londres SW7 5BD, R-U.

Watkins and Docaster, Entomological equipment and supplies, P O Box 5, Cranbrook, Kent TN18 5EZ, R-U.

RÉFÉRENCES

ADIS, J. (1979) Problems of interpreting arthropod sampling with pitfall traps. *Zoologische Anzeiger, Jena,* **202**(3/4): 177-184.

ANDERSON, J.M. and INGRAM, J.S.I. (eds) (1989) *Tropical Soil Biology and Fertility: A Handbook of Methods*. Wallingford, UK: CAB International.

AUSDEN, M. (1996) Invertebrates. pp. 139-177. In: *Ecological Census Techniques. A Handbook.* Sutherland, W J. (ed.). Cambridge: Cambridge University Press.

BASSET, Y., SPRINGATE, N.D., ABERLENC, H.P and DELVARE, G. (1997) A review of methods for sampling arthropods in tree canopies. In: *Canopy Arthropods.* Stork, N.E.,Adis, J. and Didham, R.K. (eds). London: Chapman and Hall.

BROOKS, S. J. (1993) Review of a method to monitor adult dragonfly populations. *Journal of the British Dragonfly Society*, **9**(1): 1-4.

BUTLER, L. and KONDO,V (1991) Macrolepidopterous moths collected by blacklight trap at Cooper's Rock State Forest, West Virginia: A baseline study. *Bulletin*, No. 705. West Virginia University, Agricultural and Forestry Experiment Station.

CHAPMAN, J.A. and KINGHORN, J. M. (1955) Window flight trap for insects. *Canadian Entomologist,* **87**: 46-47.

CRITCHLEY, B.R., COOK, A.G., CRITCHLEY, U., PERFECT, T.J. and RUSSELL-SMITH, A. (1980) The effects of crop protection with DDT on some elements of the subterranean and surface active arthropod fauna of a cultivated forest soil in the humid tropics. *Pedobiology,* **20**: 31-38.

DOUTHWAITE,R.J., MAHMOUD,D.A. and ABDISALAM, S.T (1988) Effects of drift sprays of endosulfan applied for tsetse fly control on honeybees (*Apis mellifera L.*) in Somalia. *Journal of Agricultural Research*, **27** (1): 40-48.

EBERHARDT, L.L. and THOMAS, J.M. (1991) Designing environmental field studies. *Ecological Monographs,* **61** (1): 53-73.

FAO (1994) *Directives sur le Criquet pèlerin 2.* Prospection. Deuxième édition, Rome, 2001: Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture.

FRENCH, J.R.J. and ROBINSON, P. J. (1981) Baits for aggregating large numbers of subterranean termites. *Journal of the Australian Entomological Society,* **20**: 75-76.

GRANT, I.F (1989) Monitoring insecticide side-effects in large-scale treatment programmes: tsetse spraying in Africa. pp 43-69. In: *Pesticides and Non-target Invertebrates.* Jepson, P C. (ed.). Andover, UK: Intercept.

LAMBERT, M.R.K., GRANT I.F, SMITH, C.L., TINGLE, C.C.D. and DOUTHWAITE, R.J. (1991) Effects of deltamethrin ground-spraying on non-target wildlife. Environmental impact assessment of ground-spraying operations against Tsetse flies in Zimbabwe. *Technical Report,* No.1. Chatham, UK: Natural Resources Institute.

MOEED, A. and MEADS, M.J. (1983) Invertebrate fauna of 4 tree species in the Orongorongo Valley, New Zealand, as revealed by trunk traps. *New Zealand Journal of Ecology,* 6: 39-53.

MURPHY, P.W (ed.) (1962) *Progress in Soil Zoology.* London: Butterworths.

MURPHY, C. F and CROFT B.A. (1990) Forest ant composition and foraging following aerial spraying of carbaryl to suppress Western Spruce Budworm. *Canadian Entomologist,* **122**: 595-606.

NOYES, J.S. (1982) Collecting and preserving chalcid wasps (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Journal of Natural History,* **16**: 315-334.

POLLARD, E. (1977) A method for assessing changes in the abundance of butterflies. *Biological Conservation,* **12**: 115-134.

ROGERS, L.E., BUSCHBOM, R.L. and WATSON, C.R. (1977) Length-weight relationships of shrub-steppe invertebrates. *Annals of the Entomological Society of America,* **70**: 51-53.

SOUTHERTON, N.W, JEPSON, PC. and PULLEN,A.J. (1988) Criteria for the design, execution and analysis of terrestrial non-target invertebrate field tests. pp. 183-190. In: *Field Methods for the Study of Environmental Effects of Pesticides*. Greaves, M. P, Smith, B. D. and Greig-Smith, P W (eds). *BCPC Monograph*, No. 40. Thornton Heath: British Crop Protection Council.

SOUTHWOOD,T.R.E. (1966) *Ecological Methods*. London: Chapman and Hall.

STEWART, A.J.A. and WRIGHT A.F (1995) A new inexpensive suction apparatus for sampling arthropods in grassland. *Ecological Entomology,* **20**: 98-102.

STUBBS, A. and CHANDLER, P (1978) A Dipterists Handbook. *The Amateur Entomologist,* Volume 15. Hanworth, UK:The Amateur Entomologist Society.

SUTTON, S.L. (1972) *Woodlice*. *Invertebrate Types Series.* Oxford: Pergamon Press.

TÖRMÄLÄ,T. (1982) Evaluation of five methods of sampling field layer arthropods, particularly the leafhopper community, in grassland. *Annales Entomologici Fennici,* **84**: 1-16.

TINGLE, C.C.D. (1993) Bait location by ground-foraging ants (Hymenoptera: Formicidae) in mopane woodland selectively sprayed to control tsetse fly (Diptera: Glossinidae) in Zimbabwe. *Bulletin of Entomological Research,* **83** (2): 259-265.

UNDERWOOD, A.J. (1994) On beyond BACI: Sampling designs that might reliably detect environmental disturbances. *Ecological Applications,* **41** (1): 3-15.

VOGT, W. G., RUNKO, S. and STARICK, N.T (1985) A wind orientated fly trap for quantitative sampling of adult *Musca vestustissima Walker. Journal of the Australian Entomological Society,* **24**: 223-227.

POUR EN SAVOIR PLUS

BETTS, C. (ed.) (1986) *The Hymenopterist's Handbook. The Amateur Entomologist,* Volume 7. Hanworth, UK: The Amateur Entomologist Society.

BROWN,R.A.,JEPSON, PC. and SOTHERTON,N.W (1992) *Interpretation of Pesticide Effects on Beneficial Arthropods*. Association of Applied Biologists, Aspects of Applied Biology 31, Horticultural Research Institute, Wellesbourne, UK:

DOUTHWAITE, R.J. and TINGLE, C.C.D. (eds) (1994) *DDT in the Tropics:The Impact on Wildlife in Zimbabwe of Ground-spraying for Tsetse Fly Control.* Chatham, UK: Natural Resources Institute.

GREAVES, M.P, SMITH, B.D. and GREIG-SMITH, P.W. (eds) (1988) *Field Methods for the Study of Environmental Effects of Pesticides. BCPC Monograph,* No. 40.Thornton Heath: British Crop Protection Council.

JEPSON, P.C. (ed.) (1989) *Pesticides and Non-target Invertebrates*. Andover, UK: Intercept. WALLWORK, J.A. (1976) The Distribution and Diversity of Soil Fauna. London: Academic Press.

WALLWORK, J. A. (1976) *The Distribution and Diversity of Soil Fauna*. London: Academic Press.

LES INVERTÉBRÉS AQUATIQUES

9

Ian F. Grant[1]

Natural Resources Institute, University of Greenwich at Medway, Central Avenue,
Chatham Maritime, Kent ME4 4TB, R-U.

INTRODUCTION

Composante essentielle des écosystèmes aquatiques, les invertébrés aquatiques fournissent des ressources exploitables tant aux poissons qu'aux êtres humains (comme les crabes, les crevettes et les mollusques), ainsi que des fonctions vitales telles que la décomposition des débris organiques et la sécrétion de substances nutritives pour les plantes. Le terme "invertébré aquatique" regroupe des organismes comme le plancton flottant, le necton nageur, des organismes associés aux plantes (le périphyton) et aux sédiments (le benthos) et le neuston, qui vit en surface.

Les organismes aquatiques sont exposés aux effets des produits agrochimiques de deux façons: par le biais d'une application directe et intentionnelle dans l'eau, telle que l'introduction de pesticides pour lutter contre les adventices ou les vecteurs d'organismes qui sont à l'origine de maladies (simulies, escargots, moustiques, etc.) et par le biais de contacts indirects tels que les dépôts résultant de la dérive de pulvérisation ou leur ruissellement des terres en zones riparienes. Des études en laboratoire et sur le terrain indiquent que les invertébrés sont menacés par pratiquement tous les groupes d'insecticides synthétiques et naturels. Leur réaction à une exposition *in vivo* est assez variable car elle est liée aux caractéristiques physiques, chimiques et biotiques de leur environnement, mais en général, les invertébrés aquatiques (y compris les espèces demeurant à la surface) sont remarquablement sensibles aux insecticides. La forte menace que fait peser sur eux une exposition à de faibles quantités de pesticides justifie pour ce groupe un niveau de vigilance et de surveillance très important: mais leur sensibilité même peut être utilisée pour donner une mesure représentative de la contamination des eaux lotiques (courantes) et lentiques (stagnantes) par les insecticides, en tant que bioindicateurs.

On trouvera dans ce chapitre un choix de techniques d'échantillonnage simples, peu coûteuses et de fabrication robuste qui permettront de procéder à une observation biologique des ruisseaux, des fleuves, des marécages, des lagons, des étangs et des lacs. Le but de l'observation biologique est de rassembler des informations sur l'abondance relative et la composition en invertébrés à la fois dans le temps et dans l'espace, permettant de déduire les décisions à prendre sur un éventuel impact des produits agrochimiques. Il ne s'agit pas d'étudier et de recueillir des quantités ingérables de données sur toutes les espèces (quoique la tentation soit fréquente), mais plutôt de s'intéresser en priorité aux espèces ou aux fonctions clés qui sont menacées. Les techniques décrites ci-dessous sont quelques-unes des nombreuses qui existent, mais leur application est large et elles ont démontré leur capacité à recueillir des données qualitatives autant que quantitatives à partir des divers habitats aquatiques.

Une méthode unique ne suffira pas à échantillonner la diversité des espèces qui colonisent une masse d'eau, mais il est rare que pour des études d'impact, l'observation de tous les invertébrés du biome soit nécessaire. La surveillance et l'observation biologiques doivent s'accompagner d'une observation physicochimique aquatique de base, telle que le pH de l'eau, la température, la concentration d'oxygène et la conductivité, car ce sont des paramètres qui, dans tous les cas, aident à interpréter et à distinguer les changements résultant d'une variation naturelle de ceux d'un impact agrochimique (voir chapitre 5).

DISPOSITIF EXPÉRIMENTAL

La première étape consiste à décrire le problème observé ou prévu. Par exemple, le service régional de protection phytosanitaire a l'intention de traiter une zone proche d'un site de terres humides pour lutter contre un ravageur en particulier, et l'opération pourrait entraîner la contamination du fleuve ou du lagon par dérive des gouttelettes de la pulvérisation d'aérosol. La stratégie de planification est de dresser la liste des éventuels effets d'une telle action, d'émettre une hypothèse testable (nulle) et d'envisager les variables qui entravent ce test ou compliquent l'interprétation des résultats.

[1]Adresse: Cybister Environmental Protection, Oak House, South Street, Boughton, Kent ME13 9PE, R-U. ian.grant@cybister.plus.com

La Figure 1.1, au chapitre 1 en donne un exemple. L'impact potentiel est déterminé par une étude documentaire, c'est-à-dire à partir de ce qu'on sait d'un pesticide: sa formulation, son dosage, sa méthode d'application et l'échelle à laquelle il s'applique, sa rémanence, son écotoxicologie et ses propriétés physicochimiques. On émet une hypothèse sur l'impact potentiel, avant d'élaborer une stratégie pour collecter les organismes désignés comme étant menacés. De nombreuses études de terrain sont invalidées par une conception médiocre et un échantillonnage insuffisant, mais on peut éviter certains de ces écueils en s'en tenant à des principes statistiques éprouvés ainsi qu'aux règles énoncées ci-dessous. Les textes de Southwood (1996) et d'Elliot (1971), aujourd'hui des classiques, fournissent toutes sortes de méthodes écologiques et statistiques d'hydrobiologie.

Le Tableau 9.1 dresse la liste des groupes d'invertébrés aquatiques les plus sensibles aux pesticides. Toutefois, comme le dosage et la fréquence des applications de ces produits varient avec le type de mesure de lutte contre les ravageurs, et comme la biodisponibilité et la toxicité d'un pesticide pour les organismes est fonction de facteurs environnementaux, il ne s'agit là que d'une liste indicative. En fait il y a beaucoup plus de groupes et d'espèces menacés lorsque des pesticides sont appliqués directement sur l'eau.

Tableau 9.1 Groupes d'invertébrés aquatiques sensibles à la contamination par les pesticides

Type de pesticide	Contamination indirecte	Contamination directe
Organochlorés	Crustacea, Ephemeroptera et Plecoptera	Totalité du zooplancton et du benthos menacés
Organophosphorés	Heteroptera et Coleoptera de surface (surtout les dytiscidae), Ephemeroptera et Trichoptera	Plus les Cladocera, Amphipoda et Diptera
Carbamates	Crustacea, Ephemeroptera, Trichoptera, Odonata et Zygoptera	Totalité du zooplancton et du benthos menacés
Pyréthrinoides	Crustacea, Coleoptera, Heteroptera, Trichoptera, Ephemeroptera, Odonata et Zygoptera	La totalité du benthos sauf Mollusca
Inhibiteurs de croissance	Macrocrustacés, zooplancton et autres arthropodes	Tous les arthropodes
Phényl pyrazoles	Micro- et macrocrustacés, mollusques bivalves, organismes filtrants	Tous les arthropodes
Molluscicides	n/d	Relative menace sur totalité du benthos
Herbicides	Déséquilibre des populations de phytoplancton et d'invertébrés	Menace liée au manque d'oxygène (décomposition végétale)

Les méthodes employées pour échantillonner ces organismes (et d'autres) sont des techniques de collecte globale, c'est-à-dire qu'elles ne s'adressent pas à des groupes ou à des invertébrés spécifiques. Cette souplesse d'utilisation facilite l'observation des modifications plus importantes de populations et de comportements.

Eau courante

Pour prendre un exemple, un service de protection phytosanitaire procède au traitement aérien de 16 km^2 d'herbages en bordure de rivière. Après avoir conclu, à la lecture de l'étude documentaire, que le risque de dérive des produits dans le fleuve était important et qu'un effet sur les invertébrés benthiques était très probable, l'hypothèse (nulle) que les organophosphorés ne modifieront en rien le type ou l'abondance de ces invertébrés doit à présent être testée. En fonction des possibilités d'accès, choisir les sites d'échantillonnage de façon à ce que le type de substrat, la vitesse du courant et la végétation épigée ou hypogée paraissent bien appariés. Lorsque vous irez en repérage, cherchez des endroits de la rivière où l'eau fait des rides, c'est-à-dire des zones de courant tumultueux sur de petites pierres ou sur du gravier, car ce sont souvent les endroits les plus productifs et qui abritent nombre d'invertébrés "sensibles" (perles, éphémères et crustacés) et qui sont faciles à échantillonner (voir aussi la rubrique "choix du site" au chapitre 1).

Retenez au moins deux sites bien en amont (par ex. à 10 km de la zone traitée) pour jouer le rôle de zone non traitée (témoin), deux ou plus dans la zone cible et deux bien en aval, à partir desquelles on pourra rassembler des informations sur l'étendue d'éventuels effets. Il n'y a pas de règle absolue pour définir l'emplacement d'une station d'échantillonnage et, le plus souvent, on recherche des compromis à partir de l'idéal. On évitera les sites susceptibles de fournir des données qui prêtent à confusion comme un emplacement en aval d'un village, un endroit où on fait la lessive, où il y a des abattoirs et des rejets de déchets d'usines, ou des zones de cultures sur lesquelles sont appliqués des pesticides, etc. (Figure 9.1).

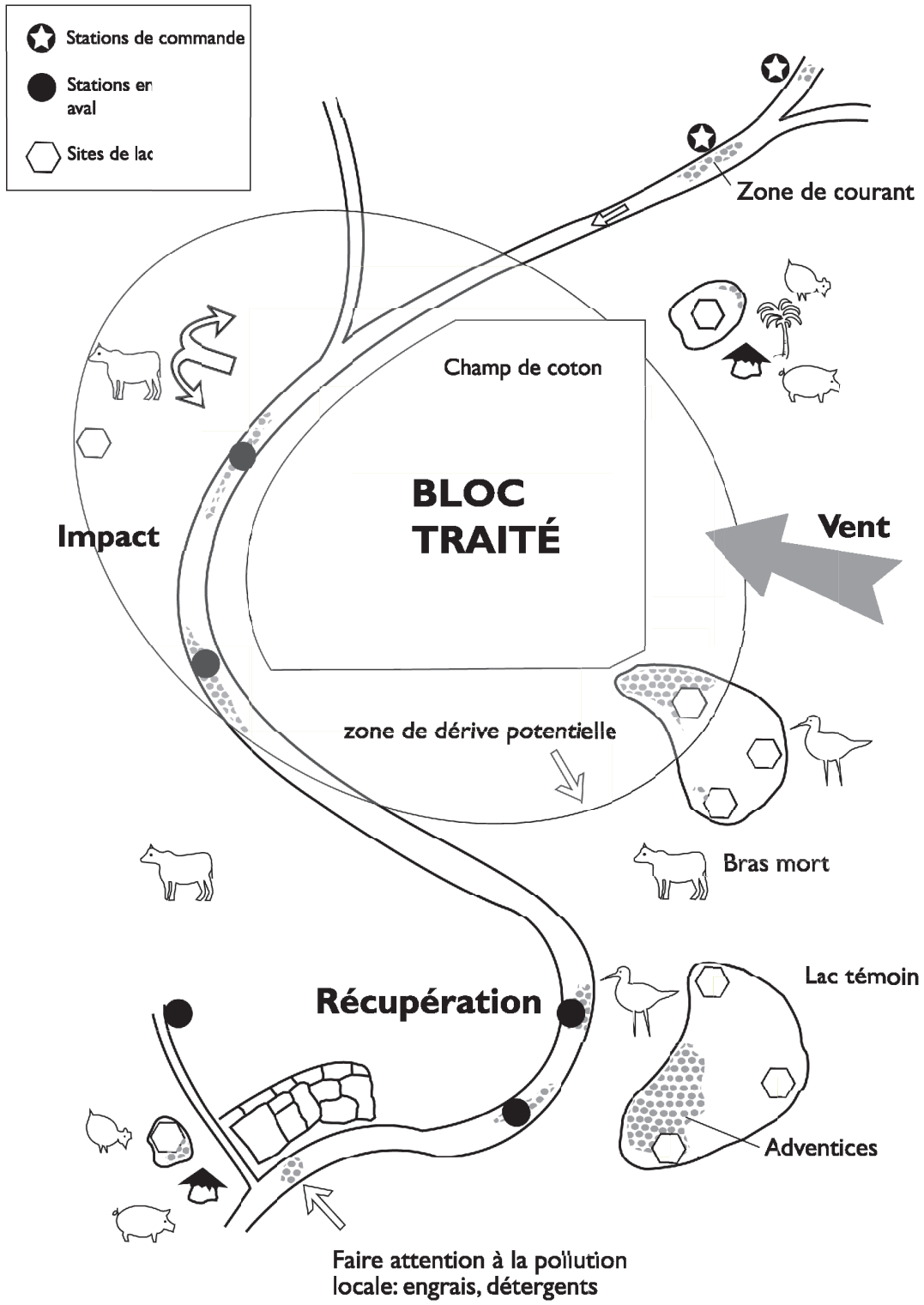


Figure 9.1: Sites d'échantillonnage possibles sur lacs et bords de fleuves

Eaux stagnantes

L'identification de changements survenus dans les populations aquatiques comme moyen de déterminer l'impact des pesticides sur le biote lentique est souvent compliquée par le manque de zones bien définies d'eaux traitées et non traitées. Ces changements doivent être évalués à partir d'une étude de pré- et post-traitement, et à moins qu'il n'existe des masses d'eau de structure biologique comparable, distinguer les petits effets potentiels d'une variation naturelle plonge le chercheur dans la perplexité. Par ailleurs, les étangs, les petits lagons et les lacs sont considérés au niveau statistique comme un seul et même site, même si on peut prélever de nombreux échantillons répétés à plusieurs emplacements dans le lac (voir la rubrique "pseudo-répétition", chapitre 2) et un raisonnement en termes de cause et d'effet peut produire des résultats faussement positifs.

Pour l'échantillonnage d'eau stagnante ou d'eau courante, partez à la recherche de sites d'échantillonnage bien avant de faire les observations pour avoir le temps de parcourir les rives à pied ou en bateau et de confronter les caractéristiques du site, ses points d'accès, ce à quoi sert l'eau (effluent, irrigation, étangs à poissons, etc.). Évitez de choisir endroits trop faciles d'accès tels que gués ou ponts routiers, car les gens qui vivent autour s'y rendront facilement pour faire leur lessive, pour jouer, pour pêcher, etc.

MÉTHODES D'ÉCHANTILLONNAGE

Il faut décider au préalable du niveau de collecte de données dont on a besoin, car cela a une incidence sur la valeur de l'information qu'elles contiennent et sur la fiabilité de l'évaluation d'impact. Les méthodes qualitatives fournissent des listes d'espèces utiles pour la collecte globale et pour réunir des informations de base sur la faune. C'est une erreur de penser qu'elles ne prennent pas beaucoup de temps, car il faudra peut-être prélever 10 échantillons par site pour obtenir 80% des espèces présentes et cela représente une tâche taxonomique de tri et d'identification colossale. Cependant, elles sont utiles dans les études de récupération post-traitement, dont l'objectif est de déterminer la survie des espèces sensibles touchées ou éliminées par l'emploi des pesticides. Recueillir des données pour comparer l'abondance relative ou le nombre d'espèces absolu dans l'espace et dans le temps nécessite des techniques quantitatives et un effort accrû. Les techniques quantitatives sont généralement employées dans les études d'impact des pesticides, où l'objectif le plus souvent est de déterminer le degré de changement des populations. Obtenir des estimations fiables de l'abondance des espèces demande un échantillonnage uniforme et répété, ainsi qu'une certaine connaissance de la répartition des espèces et des statistiques. Le Tableau 9.2 présente un ensemble de techniques qui peuvent servir à recueillir des données qualitatives et quantitatives sur le biote aquatique. Leurs avantages et leurs inconvénients sont abordés brièvement dans la partie "Techniques d'échantillonnage" et leur utilisation est décrite dans les fiches méthodologiques.

Les remarques qui suivent s'appliquent aussi bien aux milieux lotiques que lentiques.

- Essayez d'échantillonner le même type de substrat lorsque vous prélèverez des échantillons répétés sur un site. Si vous avez un marais dont le fond est constitué à 50% de sable et à 50% de végétation, procédez en strates et prélevez la moitié des échantillons sur chaque habitat. La taille de la station d'échantillonnage devra être suffisamment grande pour permettre aux échantillons répétés d'être prélevés sans piétiner le substrat à échantillonner ni de le troubler de quelque manière que ce soit.
- Réfléchissez à la meilleure méthode pour obtenir l'information dont vous avez besoin pour remplir vos objectifs, y compris le nombre de répétitions nécessaires à l'analyse statistique: en pratique, on doit souvent faire un compromis entre le nombre optimal de répétitions (tel qu'il figure sur les fiches méthodologiques) et le temps ou les moyens dont on dispose pour le traitement des données. Un trop petit nombre d'échantillons répétés (<4) pourrait rendre le travail quantitatif sur certaines espèces inexploitable.
- Examinez bien la façon dont le pesticide arrive dans l'eau et choisissez la méthode d'échantillonnage qui convient pour mesurer les organismes qui sont les plus menacés: par exemple, ceux qui vivent en surface sont plus exposés aux gouttelettes d'aérosol qu'au ruissellement des eaux de surface.
- N'essayez pas de comparer les zones de courant avec les bassins, les fonds herbeux avec les substrats de gravillons, les données de la saison des pluies avec celles de la saison sèche ou les sites qui se trouvent juste en amont et en aval d'un confluent.
- Essayez de commencer l'échantillonnage au moins 1 à 2 mois avant l'intervention chimique. La fréquence d'échantillonnage dépend de facteurs logistiques et environnementaux comme les ressources humaines, l'époque à laquelle le fleuve coule, la longévité des bassins temporaires, la longueur des cycles biologiques, les périodes d'éclosion, les conditions météorologiques, etc. On peut raisonnablement viser un échantillonnage à 2 semaines d'intervalle dans une étude intensive (à court terme). Il faudra maintenir une surveillance après le traitement pour déterminer si les organismes se sont remis des impacts identifiés, idéalement jusqu'à ce que leur plein rétablissement ait été démontré; mais il s'agit en pratique de quelque chose qui se produit rarement, largement en raison du coût et de la variabilité naturelle des populations.
- Dans les études où l'on ne dispose pas d'une zone témoin digne de ce nom, essayez de trouver des archives pour vous renseigner sur les modifications saisonnières au cours des années précédentes.

Taille des mailles

Les méthodes qui ont recours à des filets pour capturer les invertébrés benthiques, tels que les troubleaux, les cylindres échantillonneurs et les échantillonneurs de dérive, s'appuient sur la taille des mailles (leur ouverture) pour retenir les organismes étudiés. Les plus petits d'entre eux, comme les vers tubificides et le stade 1des larves de chironomes pourront passer à travers des filets dont la maille est supérieure à 250 µm. Des mailles de cette taille ne tarderont pas à se boucher lorsqu'on remuera le substrat (échantillonnage par coup de pied et cylindre) ou si les échantillonneurs sont laissés longtemps en place (échantillonnage au filet dérivant). En général, il est nécessaire de trouver un compromis: utilisez des mailles plus grosses en sachant que vous perdrez les organismes les plus petits, ou réduisez la taille des mailles et raccourcissez la durée des échantillonnages. Un filet qui a une ouverture de maille de 400 µm est une bonne taille pour procéder à une collecte globale de macro-invertébrés. Les filets en maille nylon dont l'ouverture tend à être de taille variable, généralement autour de 1000 µm sont bien plus durables que la mousseline ou la moustiquaire et disponibles partout. Réduisez la taille des mailles si vous souhaitez faire une étude réservée aux stades de développement des petites espèces.

Tableau 9.2 Techniques d'échantillonnage aquatique à titre indicatif

Méthode	Biotes non-cibles					Type d'habitat			Pesticide
	Benthos	Organismes de surface	Plancton	Algues	Epiphytes	Eau courante	Eau stagnante	Ephémère	Tous
Qualitative									
Talon/pied	●					●		●	●
Dérive	●	▲	❍						●
Substrat artificiel	●			●		●	●	●	●
Troubleau	●	●			●		●	●	●
Tiges/racines de plantes					●	▲	●	●	●
Quantitative									
Cylindre/Surber	●					●		●	●
Piège à émergence	●					●	●	●	●
Filet à plancton			●	●			●	●	●
Benne	●						●	●	●
Substrat artificiel	●			●	●	●	●	●	●
Dérive	●	▲	❍			●			●

● = le meilleur; ▲ = en 2è position; ❍ = possible avec taille de maille retenant le zooplancton.

TECHNIQUES D'ÉCHANTILLONNAGE

MÉTHODES QUALITATIVES

Échantillonnage par coups de pied ou de talon

Cette méthode simple d'échantillonnage des invertébrés benthiques dans les ruisseaux et les fleuves est excellente pour procéder à une collecte globale et ne nécessite qu'une épuisette d'eau douce. Lorsqu'on la répète dans des habitats riches, elle peut fournir une impressionnante collection de faune qui pourra être classée et faire l'objet d'une analyse non paramétrique. Mais au mieux, elle n'est que semi-quantitative. L'opérateur tient une épuisette à main (voir fiche méthodologique) vers l'aval, et foule ou écrase le substrat du talon de ses bottes pendant une durée déterminée pour en déloger les organismes, qui sont ensuite ramenés dans l'épuisette par le courant. L'échantillonnage par coups de talon en marchant à reculons sur une courte distance permet d'obtenir des échantillons plus gros. Cette méthode convient à la collecte globale d'invertébrés benthiques des substrats de sable, de gravier et de cailloux, mais pas de grosses pierres ou de rochers de fond. Il y a rarement assez de courant sur les substrats qui se déposent pour utiliser efficacement cette méthode; aussi les tubificides (vers vivant dans des tubes) et autres habitants des sédiments (faune des sédiments) ne peuvent être récoltés correctement par cette méthode. On synchronisera la fréquence de l'échantillonnage avec le calendrier des pulvérisations et leur sévérité: un calendrier d'inspection typique prévoit une visite tous les 10 jours avant le traitement, puis immédiatement après, et ensuite 3, 5, 10 et 20 jours après.

Limites Méthode qualitative; semi-quantitative au mieux. Ne peut être utilisée efficacement dans des rivières plus profondes que la hauteur du filet.

Procédure On sépare les organismes à l'œil nu des débris à l'aide de pinces et de pipettes de Pasteur et on les trie pour les répartir en groupes afin de procéder à leur dénombrement.

Données obtenues On procède au classement des informations sur les organismes au niveau de leur famille, leur genre ou leur espèce en fonction de leur abondance relative: par exemple 0 à 2 rare; 3 à 10 peu abondant; 11 à 50 fréquent; 50 à 100 très abondant. C'est à vous de déterminer votre échelle.

Période d'échantillonnage 2 min.

Matériel Épuisette et flacons à vis, pots en verre ou récipients en plastique.

Personnel requis 1

Échantillonnage des invertébrés de surface

Les invertébrés vivant à la surface, comme ceux des familles de coléoptères Gyrinidae, Veliidae, Hydrometridae et Gerridae, sont difficiles à échantillonner. Compter les gyrins d'une portion de rivière a peu de sens car il y aurait bien des façons d'interpréter leur soudaine disparition ou apparition. Un filet dérivant à mi-surface est un outil assez efficace pour capturer les habitants de la surface qui sont touchés par les insecticides, qu'il s'agisse de dérive de pulvérisation ou d'une introduction délibérée dans les cours d'eau. Le filet piège les organismes désorientés ou morts et offre un ample tableau de la manière dont une toxine affecte un tronçon de rivière. Dans le cas de certains types d'applications de pesticides, les invertébrés terrestres vivant sur les arbres qui surplombent la rivière y tombent aussi, et cela accroît la charge de traitement des données. Il y a d'autres groupes difficiles à échantillonner: c'est le cas des notonectes et des corises, également capturés. La technique du filet dérivant n'offre pas de données comparables sur les sites témoins.

On attache les filets dérivants à des piquets (voir ci-dessous et fiches méthodologiques) pour échantillonner les quelques premiers centimètres de la surface de la rivière plutôt que le courant principal, mais sinon, l'emplacement, la périodicité d'échantillonnage et le traitement ne sont pas différents de ceux utilisés pour l'échantillonnage de la dérive d'invertébrés.

Limites Comme il n'y a qu'un seul filet installé sur chacun des tronçons de rivière, traité ou non, la méthode n'a pas d'application quantitative.

Procédure et données obtenues Comme pour les échantillons au coup de talon.

Période d'échantillonnage De 1 h à 4 h après une pulvérisation; cela dépend à quelle vitesse le filet se bouche.

Matériel Filet dérivant, débitmètre et piquets pour empêcher le filet d'être emporté.

Personnel requis 1 ou 2 personnes.

Les substrats artificiels

Les lits rocheux, le sable, la vase de lac et les fonds herbeux peuvent être difficiles à échantillonner au filet, surtout dans une eau stagnante. Les substrats artificiels offrent des surfaces sur lesquelles les organismes peuvent se poser et qu'ils finissent par coloniser. À condition qu'on dispose de suffisamment de temps pour laisser la colonie s'établir, des matériaux comme les pierres, les tuiles, les briques, les ballons en plastique et les tuyaux leur conviennent: on les met dans l'eau, soit dans un sac à mailles ou une boîte en grillage posée sur le fond ou suspendue. Au bout d'un séjour de deux semaines ou plus dans l'eau, on pourra les enlever, les examiner et les laver dans un seau et les remettre pour une autre période. La durée de submersion devra être homogène d'un site à l'autre. Entre 4 et 8 substrats artificiels d'échantillonnage par site devraient fournir assez de données

pour un traitement statistique. Si le substrat repose sur un filet à mailles fines qui pourra être posé sur l'échantillonneur lors de la relève, on arrivera à obtenir un résultat quantitatif, établissant un rapport entre les effectifs et la superficie d'un substrat.

Limites Si le substrat présenté a une surface homogène, on obtient un résultat semi-quantitatif, utile pour procéder à des comparaisons intersites, *mais la faune échantillonnée pourra ne pas refléter la structure de la communauté qui vit d'habitude sur le substrat du fond*.

Procédure On passe ce qu'on a lavé dans le seau au tamis et on trie le contenu qu'on répartit en groupes à l'aide d'un plateau blanc. Conserver en vue de l'identification et du dénombrement.

Données obtenues Nombre d'organismes par unité de surface.

Période d'échantillonnage Deux semaines minimum.

Matériel Grillage et pierres ou autre substrat approprié.

Personnel requis Deux personnes pour plus d'efficacité.

Échantillonnage au troubleau

Les troubleaux peuvent servir à échantillonner quantitativement la faune associée aux tiges et aux racines des végétaux submergés (papyrus et peuplements de *Vossia*), les racines des végétaux flottants (par ex. *Eichhornia crassipes*, jacinthe d'eau) ou des plantes totalement flottantes (*Salvinia*, *Piscia*).

Limites Les données recueillies sont en général difficiles à classifier et à analyser sous forme statistique, mais en dépit de ces obstacles, la méthode nous renseigne sur la richesse en espèces et peut déceler des modifications d'abondance relative, comme par exemple, la disparition soudaine d'une crevette ou d'une nymphe d'éphémère qui peut avoir une importance sur le plan biologique. Quand ce filet sert à ramasser des plantes entières comme *Salvinia*, on peut faire correspondre la faune au poids frais ou sec de la végétation. Une épuisette triangulaire est utile pour aller fouiller dans les fonds herbeux, les rhizomes des papyrus et autres graminées.

Procédure Les échantillons recueillis au troubleau se traitent de la même façon que ceux récoltés à coups de talon.

Données obtenues En général, les données s'expriment en prises par unité d'effort, telles que la quantité de crevettes capturées pendant 3 minutes de passage de filet dans les racines des végétaux.

Période d'échantillonnage 2 à 5 min.

Matériel Troubleau (ils se fabriquent facilement sur place) et flacons de collecte.

Personnel requis 1

Herbes et racines aquatiques

La végétation enracinée offre un substrat relativement stable à la colonisation des invertébrés. On peut échantillonner quantitativement les Trichoptera, les Ephemeroptera, les Chironomida, les Ostracoda, les Isopoda et les simulides en coupant des tapis d'herbes. Toutefois, il n'est pas évident de comparer la densité des organismes d'un site à l'autre, étant donné les difficultés d'échantillonnage et la variation. Il est probablement aussi utile et plus rapide de minuter les passages de troubleau sur une végétation enracinée ou sur des adventices flottants que de tenter une semi quantification à l'aide du poids sec ou d'une zone d'adventices.

MÉTHODES QUANTITATIVES

Échantillonnage par cylindre ou par boîte

On peut obtenir des données quantitatives sur la faune benthique qui habite le lit des ruisseaux et des rivières à l'aide d'un cylindre ou d'une boîte renfermant une superficie connue du lit d'un cours d'eau (une taille de 0,05 m^2 est commode mais de plus petites dimensions sont possibles dans les endroits où le substrat se compose de graviers ou de cailloux). Comparé à l'échantillonneur par boîte, qui n'est pas facile à faire rouler sur les surfaces caillouteuses, le cylindre, plus adaptable, peut être utilisé aussi bien sur des substrats mous que pierreux. L'un comme l'autre n'ont qu'un usage limité sur les lits rocheux, mais une jupe de mousse expansée ajustée sur le fond de l'échantillonneur peut rendre la zone à échantillonner étanche. On passe le cylindre dans le substrat à une profondeur d'environ 5 cm. L'eau passe à travers l'entrée grillagée, placée face à l'amont, et elle reflue les animaux qui ont été poussés dans le périmètre clos jusqu'à un filet attaché à la sortie côté aval (voir fiche méthodologique). Le nombre idéal d'échantillons prélevés sur un même site est de 4 à 8.

Limites La profondeur du ruisseau ne peut pas être supérieure à la hauteur des échantillonneurs (30 à 40 cm) et ceux-ci ne peuvent échantillonner de grosses pierres. Un échantillonneur Surber peut être utilisé de la même façon, mais il présente des inconvénients: le cadrat ne repose que sur le substrat, l'échantillonnage nécessite deux personnes et il n'est efficace que lorsque la profondeur de l'eau est moindre (10 cm).

Procédure On trie les organismes en groupes sur un plateau blanc et on les conserve dans l'alcool en attendant leur identification.

Données obtenues Pour tirer le meilleur parti des informations fournies par les échantillons quantitatifs, on procède d'habitude à l'identification des organismes, dans la mesure du possible en espèces. La moyenne, l'écart type, ou les limites de confiance de la moyenne pour un groupe ou pour une espèce sont présentés sous forme de graphique par rapport au temps ou au numéro du site, par exemple.

Période d'échantillonnage Une fréquence d'échantillonnage classique serait de 2 à 3 jours immédiatement après une application de produit, et hebdomadaire ou bihebdomadaire par la suite. Elle dépend de l'importance de la réaction: plus celle-ci est importante, plus la fréquence doit être grande. Dans les petits ruisseaux, le nombre et la fréquence des échantillons pourra être également déterminée par la superficie du substrat disponible: il ne faudra pas échantillonner exactement la même zone plus d'une fois toutes les deux semaines, afin de donner le temps à la colonie de se reformer.

Matériel Un cylindre, une boîte métallique et des filets pourront être fabriqués sur place. On peut aussi utiliser des boîtes pour conserver le café (taille restauration) ou des tuyaux en plastique.

Personnel requis Le nombre d'employés idéal requis pour toutes les techniques d'échantillonnage quantitatif est de deux.

Échantillonnage des invertébrés par dérive

Dans les ruisseaux et les rivières, les invertébrés se laissent régulièrement emporter vers l'aval. La plupart des animaux dérivent en général la nuit, juste après le coucher du soleil mais, pendant les périodes de fortes pluies ou de sécheresse, on assiste à une explosion de leur densité. Les insecticides peuvent provoquer la dérive d'une quantité considérable d'individus des espèces sensibles, et ceci pendant de nombreuses heures après qu'ils soient entrés en contact avec l'eau. La réaction peut se traduire par des ordres de grandeur plus importants que les densités auxquelles on assiste habituellement et cette dérive peut servir d'indicateur biologique de la contamination de l'eau, même à des concentrations très faibles de produit.

Idéalement, on installe les filets dérivants en amont et en aval de l'emplacement où le traitement a eu lieu. Les pulvérisations aériennes chimiques sont souvent emportées sur des distances considérables par les vents dominants et restent en suspension dans l'air pendant quelques jours. Par conséquent, les sites de dérive "témoins" devront être situés à 10 km ou plus du site d'application chimique le plus proche. Il est préférable d'avoir deux ou trois sites avec des filets dérivants en aval, bien espacés plutôt qu'un seul, mais c'est souvent l'accès ou la longueur (voire la profondeur) du ruisseau qui en détermine le nombre. On trouvera au chapitre 5 des méthodes de mesure du courant destinées à l'estimation de la densité d'une dérive.

Dans les ruisseaux à débit rapide et au cours de la saison des pluies, les débris ne tardent pas à obstruer les filets. De plus grosses mailles réduiront cet inconvénient, mais attraperont moins de petits organismes. La solution la plus simple à l'obstruction des filets est de les vider fréquemment.

Limites Si la dérive est facilement quantifiable, la densité d'une dérive ne peut être apparentée de façon fiable à la production ou aux populations d'invertébrés benthiques permanentes. Ceci est important dans la mesure où le temps ou la main d'œuvre sont une contrainte: il pourra être utile d'envisager de recourir à des estimations quantitatives des populations et à moins de filets dérivants. Certains invertébrés tendent à dériver plus que d'autres, ce qui veut dire que cette technique est sélective.

Procédure On rince les échantillons dans un tamis (dont le grillage a la même taille que les mailles du filet) et on les dépose sur un plateau blanc. On répartit les invertébrés en groupes, on les conserve dans de l'alcool (à 70%) ou du formol (à 4%) pour les identifier et les dénombrer ultérieurement.

Données obtenues La densité de la dérive est calculée à l'aide de la superficie de l'ouverture du filet (ou d'une partie si le filet n'était pas totalement immergé), le débit de l'eau et le nombre d'animaux capturés pendant un laps de temps donné. Les représentations graphiques sont très efficaces pour communiquer les résultats.

Période d'échantillonnage Après une contamination de l'eau par un insecticide, des invertébrés viendront vraisemblablement remplir les filets disposés en aval au bout de 30 à 60 minutes. On surveillera les filets pour s'assurer que l'eau ne reflue pas à l'entrée de l'échantillonneur sinon les organismes à la dérive seront détournés de l'entrée du filet. Dans des conditions normales, une durée de 24 heures constitue un intervalle commode d'échantillonnage car elle englobe la photopériode naturelle, à laquelle répondent de nombreux invertébrés. Pendant ou après l'usage d'insecticide, la fréquence de l'échantillonnage sera déterminée par la quantité de matériel que le filet récupère. Les échantillons sont prélevés jusqu'à ce que la densité de la dérive vers l'aval avoisine une fois de plus celle constatée en amont de la contamination.

Matériel Filets dérivants, de préférence équipés d'un flacon de récupération, piquets, débitmètre, et flacons à échantillons.

Personnel requis Deux personnes est idéal.

Échantillonnage du plancton

La densité du phytoplancton et du zooplancton peut nettement changer en réaction à une application d'insecticides, d'herbicides et d'engrais à proximité des lacs, des étangs, des marécages et des fleuves. Dans les rivières et les eaux oligotrophes permanentes, il faut récolter le plancton avec un filet dragué à la verticale (en eau profonde) ou à l'horizontale pour en obtenir une quantité qui soit suffisamment concentrée pour être dénombrée. Lorsque les niveaux de nutriments augmentent, comme c'est le cas dans les bassins fluviaux, les bras morts et les eaux eutrophiques, le plancton commence à pulluler et en l'absence de filet, on peut l'échantillonner avec une bouteille à goulot évasé.

En rivière, les stratégies d'échantillonnage ressembleront à celles qu'on utilise pour les invertébrés benthiques, c'est-à-dire que l'amont des zones perturbées sera échantillonné comme étant zone "témoin" et l'aval comme la zone traitée. Dans le cas d'étangs ou de lacs entiers ayant subi une forme quelconque d'intervention agrochimique, c'est une masse d'eau non touchée qui pourra jouer le rôle de site témoin; ou, s'il s'agit d'une intervention délibérée (par exemple, pour lutter contre les moustiques, les escargots ou les adventices), ou si on en connaît le calendrier (par exemple, un traitement contre les mouches tsé-tsé par voie aérienne), on pourra alors recueillir des données de prétraitement. L'interprétation des données post-traitement dans les eaux permanentes sera facilitée si on connaît la variation naturelle de l'abondance du plancton à partir d'un site témoin apparié, mais en pratique, ceux-ci sont difficiles à trouver.

Limites Des oscillations dans la densité du plancton se produisent régulièrement et en réaction à un changement de température de l'eau et de lumière. Les effets directs et indirects des produits agrochimiques sur les crustacés, les rotifères, les diatomées et les algues vertes et bleues-vertes ne sont pas faciles à déterminer surtout quand on ne connaît pas le calendrier de l'intervention, par exemple le ruissellement d'un produit chimique qui se produit pendant une période prolongée ou bien lorsque le dépôt de produit sur une masse d'eau est faible (comme c'est le cas avec les dérives de pulvérisation). Il est facile de classer le plancton dans les principaux groupes taxonomiques. En présence d'une espèce *x* d'un groupe affectée sans doute possible par un produit chimique, adressez-vous à un spécialiste pour vous aider à procéder à son identification.

Procédure Si l'eau échantillonnée était verte, ou si le zooplancton pullulait dans le flacon de récupération avant sa conservation, il est probable qu'un sous-échantillonnage ou une dilution soit nécessaire pour diminuer la quantité d'organismes avant de les dénombrer. Une autre solution est d'utiliser un hémocytomètre pour compter le phytoplancton dans de petits volumes d'eau sans avoir besoin de recourir à une dilution. Il existe d'autres chambres de comptage pour dénombrer les populations de faible densité (par exemple, celle de Sedgewick-Rafter), mais en général, de petites boîtes de Pétri posées sur du papier millimétré suffiront, à condition que le vent et la chaleur n'éparpillent pas le contenu. On peut prélever du zooplancton sur un échantillon de phytoplancton, en le tamisant à travers de la maille nylon fine ou de la mousseline. Il est facile de compter du zooplancton et des rotifères dans une boîte de Pétri posée sur du papier millimétré.

Données obtenues Calculez les dilutions sérielles avant d'exprimer l'abondance sous forme de quantités (ou la biomasse) par volume d'eau.

Période d'échantillonnage Dans les étangs et les lagons, la longueur ou la profondeur de la drague détermine la durée de l'échantillonnage. Une drague de 10 m est suffisante dans les endroits où le plancton est abondant.

Matériel Microscope, chambre de comptage, boîtes de Pétri, filet à plancton et flacons.

Personnel requis 1

Pièges à émergence

On peut dire s'il y a eu émergence d'un insecte de l'eau avec un piège à émergence. Sans être une mesure représentative de la densité d'une population, l'émergence est un indicateur de l'impact d'un insecticide sur une phase cruciale du cycle biologique d'un insecte. La dynamique de l'émergence est fonction de l'historique de la vie, de la température, de la lumière et de l'eau, tellement variables qu'il faut déployer un grand nombre de pièges (5 à 10) pour réduire les erreurs d'échantillonnage. Les échantillonneurs à émergence sont utiles pour quantifier les effets des régulateurs de croissance des insectes et des insecticides microbiens sur la métamorphose des insectes ou le développement nymphal, ce dont le cylindre ou les autres techniques d'échantillonnage ne sont pas capables. On installe les pièges juste en dessous de la surface de l'eau pour empêcher d'autres insectes non émergents de voler à l'intérieur. En théorie, ils échantillonnent une surface connue de substrat, mais il est possible que les pièges de bord de rivière ne puissent pas le faire en raison du courant. Les insectes qui émergent en se hissant sur les plantes qui dépassent de l'eau (comme les Odonata - libellules et demoiselles) ne sont généralement pas échantillonnés, mais la méthode est plus efficace avec des chironomides et autres Nematocera. On peut utiliser ces pièges dans les littoraux peu profonds d'eaux stagnantes ou on peut les faire flotter à la surface d'un lac. La construction d'un piège et son emploi ont été traités par Mundie (1971).

Limites Le nombre des insectes émergents peut être parfois très faible à certaines époques de l'année et il faut être capable de décider si cela vaut la peine d'utiliser cette méthode lorsque la faible abondance des captures risque de réduire sérieusement la puissance de la comparaison statistique. Les pièges doivent être ancrés à la saison des pluies.

Procédure Les pièges sont vidés régulièrement et le contenu est trié sur un plateau blanc.

Données obtenues La densité des insectes est exprimée en nombre d'espèces ou de groupes par zone (/m^2).

Période d'échantillonnage Deux semaines avant et après les traitements (au minimum) mais les pièges doivent être vidés tous les 2 à 3 jours et les flacons remplis avec du formol.

Matériel Pièges à émergence, formol et flacons à échantillons.

Personnel requis 1.

Échantillonnage à la benne

En général, les invertébrés des sédiments sont mieux protégés contre les dépôts accidentels de pesticides dans les eaux que le plancton et le necton, car l'adsorption des produits sur le sédiment réduit leur disponibilité biologique immédiate et leur toxicité. L'évaluation des effets et la surveillance biologique des vers tubicoles (par ex. Tubificidae) et des mollusques n'est par conséquent pas quelque chose de banal. Mais dans les cas où la faune des sédiments est exposée à de fortes concentrations d'insecticide, comme c'est le cas lors de la lutte contre les vecteurs de l'onchocercose, de la bilharziose, et du paludisme, on a de bonnes raisons de surveiller les populations des organismes cibles (comme, par exemple, les escargots) et non cibles en échantillonnant le sédiment. L'évaluation de l'impact indirect dû aux herbes flottantes denses (une moindre pénétration de la lumière), du fauchage des herbes et de l'emploi d'herbicides (désoxygénation/pousse d'algues) sur la gamme de la faune des sédiments et son abondance nécessite également une méthodologie quantitative.

Les organismes vivant dans les sédiments sont faciles à échantillonner dans les lacs et les rivières à l'aide de bennes, qui prélèvent une petite zone de vase grâce à des mâchoires à ressort ou lestées. (Dans des marécages très peu profonds, des *dambos* et des rizières, un morceau de tuyau de drain PVC pourra être plus rapide à utiliser qu'un carottier.) La benne Eckman est idéale pour un usage en rivière et dans les zones littorales des lacs où l'eau fait moins de deux mètres de profondeur et peut être traversée à pied. À des profondeurs plus importantes, une petite benne de Petersen qu'on fera fonctionner d'une barque ou d'un canoë est conseillée.

Limites et Procédure Séparer la faune des sédiments des déchets organiques et de la vase est fastidieux et il est nécessaire de rincer d'abord les sédiments dans une série de tamis (par ex. de 5 mm, 2 mm, 750 µm et 400 µm) pour trier et dénombrer les organismes sur des plateaux blancs. Certains substrats ne conviennent pas à l'échantillonnage à la benne: c'est le cas du sable, des pierres et des agrégats pierreux.

Données obtenues Les résultats sont exprimés en nombre d'espèces ou de groupes par zone/m^2.

Période d'échantillonnage Prélevez des échantillons au moins tous les trois jours après traitement jusqu'à un mois après la dernière pulvérisation.

Matériel Pour une eau peu profonde (jusqu'à la taille), utilisez une benne Eckman; en eau plus profonde, on aura besoin d'une barque et d'une benne de Ponar ou de Petersen. Celles-ci sont toutes relativement chères.

Personnel requis 2

Méthodes physicochimiques

La mesure de paramètres de base comme la température de l'eau, la concentration d'oxygène, le pH, la conductivité, la turbidité et le débit (courant) est très utile pour aider à interpréter les données biologiques. Par exemple, les niveaux d'oxygène dissout pourront varier nettement d'un bassin à l'autre, ou bien entre l'aval et l'amont d'une source de pollution due à un facteur autre qu'un pesticide, et s'ils n'étaient pas décelés, ils auraient une incidence sur l'évaluation de l'impact de ce pesticide sur la faune. Les mesures physicochimiques doivent être effectuées au moment de l'échantillonnage biologique et notées dans un carnet. On trouvera la description de ces méthodes ainsi que les fiches correspondantes au chapitre 5.

TRAITEMENT DES ÉCHANTILLONS

Le tri des échantillons d'invertébrés est une tâche ennuyeuse et qui prend du temps. Après le rinçage des échantillons collectés sur le terrain à travers des tamis pour enlever la vase, le sable et les agents de conservation, il n'y a pas vraiment d'autre méthode que de trier à la main les invertébrés sur des plateaux blancs à la lumière du jour. Déversez le contenu des tamis sur un plateau que vous aurez divisé en segments à peu près égaux (d'env. 6 cm x 6 cm) avec un feutre indélébile et triez les organismes qui se ressemblent dans des flacons contenant un liquide de conservation à l'aide de pinces et de pipettes de Pasteur. Lorsqu'ils trient les échantillons dans l'eau sur un fond blanc, la plupart des biologistes trouvent qu'il est plus efficace de se concentrer sur des groupes d'organismes et de prendre d'abord les crevettes par exemple, puis les éphémères, puis les vers, etc., plutôt que de trier tous les individus d'un seul coup. On peut soulever de temps en temps le coin du plateau pour créer un déplacement d'eau qui aidera à révéler des spécimens sur un fond de sable ou de sédiments. Mettez une étiquette (crayon sur papier) à l'intérieur du flacon, mentionnant la date, le site d'échantillonnage et autres informations pertinentes. Si des échantillons peuvent être triés directement sur le terrain, les mouvements des invertébrés aideront à les séparer. Conservez les collections dans de l'alcool à 70% et préparez une collection de référence des spécimens qui peuvent être utilisés pour identifier tous les autres, que ce soit par leur nom taxonomique ou, au moins au départ comme morphoespèce, par un code qui les distingue (esp. A, B, etc.). Assurez-vous que les joints des bouchons soient en bon état, car une perte d'alcool par évaporation pourrait rapidement endommager la collection. Des connaissances en taxonomie accélèrent le traitement des échantillons, mais une équipe de "trieurs" non qualifiés pourra commencer à distinguer les espèces semblables après quelques jours de formation initiale de base. Un microscope de dissection de faible puissance, des notions clés de taxonomie et l'aide de spécialistes seront nécessaires pour identifier les spécimens de référence et dénombrer les échantillons collectés. Ces dénombrements devront être enregistrés en totalité au crayon dans un carnet. On trouve en général de l'aide pour identifier les spécimens auprès des musées nationaux, des facultés et des écoles supérieures d'agriculture, et il existe une quantité de spécialistes internationaux des groupes aquatiques qui seront disposés à vous aider (contactez les conservateurs en chef des musées nationaux).

RÉFÉRENCES

BRODIE, I. and DOBERSKI, J. (1991) *Techniques in Ecology and Environmental Science. Set B, Aquatic Organisms and Habitats, Data Collection and Analysis.* Cambridge: Daniels Publishing.

ELLIOTT, J.M. (1971) *Some Methods for the Statistical Analysis of Samples of Benthic Invertebrates. Scientific Publications,* No. 27. Ambleside, UK: Freshwater Biological Association.

GRANT, I.F (1989) Monitoring insecticide side-effects in large-scale treatment programmes: Tsetse spraying in Africa. pp. 43-59. In: *Pesticides and Non-target Invertebrates.* Jepson P C. (ed.). Andover, UK: Intercept.

HYNES, H.B.N. (1970) *The Ecology of Running Waters.* Liverpool: Liverpool University Press.

MUNDIE, J.H. (1971) Techniques for sampling emerging aquatic insects. In: *A Manual of Methods for the Assessment of Secondary Production in Freshwaters.* Edmondson, W. T. and Winberg, G. G. (eds). *IBP Handbook*, No. 17. Oxford: Blackwell Science.

SMITH, V. and QUIGLEY M. (1986) *Invertebrates of Streams and Rivers.* Oxford: Blackwell Science.

SOUTHWOOD, T.R.E. (1966) *Ecological Methods with Particular Reference to Study of Insect Populations.* London: Methuen. (Further impressions by Chapman and Hall.)

LES POISSONS

10

Bernadette McCarton

45 Park Drive, Market Harborough, LE16 7BB, R-U. bernie@mcarton.net

INTRODUCTION

L'évaluation de l'impact des pesticides sur les poissons repose largement sur la prise en compte des espèces présentes et l'estimation du nombre de poissons, par comparaison avec un site analogue ou un site de référence dans lequel aucun pesticide n'est présent. Les effets aigus des pesticides peuvent aboutir à des destructions de poissons facilement observables mais l'exposition prolongée ou chronique des poissons à de faibles taux de pesticides donne souvent lieu à des changements de populations qui sont plus difficiles à évaluer, surtout si aucun suivi n'a été effectué avant l'application du produit. La difficulté réside en fait dans le dénombrement de poissons vivants, car les observations subaquatiques sont coûteuses et, dans de nombreux cas, impossibles en raison d'une mauvaise visibilité et des risques pour les observateurs. Les applications de produits ont souvent lieu avant la réalisation d'une étude d'impact et il est alors nécessaire de comparer des eaux traitées avec des masses d'eau non traitées et souvent sans rapport entre elles. La plupart des études sur les effets des pesticides ont montré que les poissons soit étaient tués peu après l'application, soit survivaient et que, dans ce cas, leur métabolisme ou leur comportement pouvaient être altérés, les exposant d'autant plus à la prédation, aux maladies ou à la capture. D'autres effets indirects des pesticides sur les poissons, tels que la diminution de certains invertébrés dont ils se nourrissent, entraînent également une baisse des populations de poissons et une modification des structures des communautés.

La plupart des évaluations pratiques supposent la capture et, si nécessaire, la mise à mort d'un échantillon de poissons. Ce chapitre fournit des méthodes pratiques pour évaluer l'impact des pesticides sur les communautés et les espèces de poissons.

Avant de mettre sur pied une étude d'impact, il importe en pareils cas de déterminer exactement comment la contamination se produit, car elle est susceptible de survenir par le biais d'accidents isolés plutôt que d'une contamination régulière. Par exemple, les programmes sanitaires destinés à éradiquer les moustiques en traitant la surface interne des murs des maisons ne risquent pas d'affecter directement les poissons. Ces opérations ne risquent de toucher les poissons qu'à travers une introduction secondaire du pesticide dans les cours d'eau, lorsqu'on nettoie ou lorsqu'on élimine l'eau usée sans précautions, ou lorsque des équipes d'ouvriers qui effectuent des pulvérisations se servent des masses d'eau à proximité pour rincer leurs outils.

Les pulvérisations aériennes, à condition qu'elles prennent place très loin des cours d'eau, ont peu de chance d'entraîner des niveaux élevés de contamination. L'impact risque de se produire ponctuellement, sauf si la pulvérisation aérienne se répète régulièrement.

L'usage de pesticides dans l'agriculture et la foresterie peut avoir de graves conséquences pour les poissons, car les pesticides qui s'échappent par ruissellement et par drainage des canaux d'irrigation peuvent s'écouler directement ou indirectement dans les voies navigables avoisinantes et entraîner de hauts niveaux de contamination.

DISPOSITIF EXPÉRIMENTAL

La conception d'une étude d'observation pour évaluer l'impact de pesticides est dictée par les objectifs qu'elle poursuit et qui, en règle générale, sont formulés en réponse au produit sur lequel portent les recherches. S'il s'agit d'une substance connue, il sera sans doute possible d'en prévoir les effets à partir d'études de laboratoire et de terrain antérieures ((Muirhead-Thomson, 1971; Hurst *et al.*, 1991), et ce malgré la rareté de telles études d'impact sur les poissons. La majorité des pesticides toxiques pour les poissons peuvent être classés dans les groupes suivants: organochlorés, organophosphorés, carbamates, pyréthrinoïdes, phényl pyrazoles, herbicides et fongicides. En termes de conception, il y a une démarcation importante entre les études portant sur les effets des pesticides organochlorés, qui ont des effets chroniques, et les études sur les effets de n'importe lequel des autres principaux groupes d'insecticides, qui entraînent une mortalité immédiate. Pour chacun des groupes de pesticides, les effets caractéristiques qui ont une influence sur le dispositif expérimental sont décrits ci-dessous.

Les pesticides organochlorés, comme le DDT (DDD et DDE), le chlordane, l'heptachlore, l'aldrine et la dieldrine, sont hautement toxiques pour les poissons à des doses élevées. Une exposition aiguë entraîne une suffocation due à l'interférence avec l'absorption d'oxygène par les ouïes, mais d'habitude les poissons ne présentent que des effets chroniques. En l'absence de destructions directes de poissons, l'étude doit prévoir le recueil de données pertinentes pour l'analyse de la dynamique des

populations. Cela suppose de faire des mesures de longueurs et/ou de poids, et de préférence de l'âge, pour avoir un échantillon de dimension correcte.

Les pesticides organochlorés peuvent également s'accumuler dans les tissus lipidiques des poissons comme le cerveau et les gonades, ce qui entraîne leur biomagnification; de sorte que les effets les plus significatifs risquent de se produire chez les poissons à un maillon élevé de la chaîne alimentaire. Les espèces à étudier devront se trouver tout en haut de cette chaîne alimentaire, à condition qu'on puisse en échantillonner en quantités suffisantes: par ex. le poisson-tigre (*Hydrocynus forskahlii*), le brochet africain (*Hepsetus odoe*) et les poissons-chats piscivores (*Clarias gariepinus* et *Heterobranchus longifilis*).

On a également démontré que le DDT entraînait une baisse du nombre d'œufs produits et la mortalité de certains poissons dans l'œuf et aux stades larvaires (Burdick *et a*l., 1964; Sukla et Pandey, 1985). Une évaluation des effets des pesticides organochlorés doit donc être mise en place de manière à intégrer des dénombrements de certains œufs de poissons échantillonnés.

Une perturbation des transmissions nerveuses (Niemi et Webb, 1980) peut provoquer chez les poissons touchés des comportements erratiques susceptibles d'en faire des proies plus faciles pour les pêcheurs et par conséquent d'entraîner leur mortalité indirecte. De tels effets indirects ne sont pas évidents à évaluer, à moins qu'il soit possible de mettre en place un suivi pendant le traitement et aussitôt après. Toutes les espèces ne réagissent pas de la même façon face aux divers engins de pêche et cela complique encore la difficulté de mesurer chez les prises des changements dont le pesticide serait responsable.

En laboratoire, les pesticides organophosphorés, les carbamates et les pyréthrinoïdes sont souvent extrêmement toxiques pour les poissons mais, sur le terrain, leur effets sont souvent atténués par des paramètres environnementaux, comme la liaison de certains pyréthrinoïdes à des colloïdes en suspension ou encore la dissolution du carbone organique dans l'eau, qui diminue sa biodisponibilité pour le poisson. Ces trois groupes de pesticides n'ont pas d'effet rémanent et généralement ils ne s'accumulent pas dans les tissus. La mort est provoquée par la substance qui interfère avec les transmissions nerveuses et qui produit des tremblements nerveux, une faiblesse musculaire et une difficulté respiratoire dûs à une perte d'activité, tout d'abord réduite et enfin totale, des centres correspondants du cerveau (Metcalf, 1981). Dans la détermination de l'impact d'une pollution due aux pesticides parmi ces trois groupes, le dispositif de l'étude doit généralement être conçu soit pout observer les morts de poissons, soit pour évaluer la biomasse totale très peu de temps après la contamination suspectée. Avec certains pesticides, il est possible d'évaluer l'acétylcholinestérase (AChE), qui est un indicateur de l'impact d'un tel produit (Antwi, 1987). Mais cela fait intervenir des techniques de laboratoire compliquées, qui ne doivent être mises en œuvre que par des spécialistes.

L'insecticide au phényl pyrazole, le fipronil, fait apparaître divers modes de toxicité aiguë chez les poissons, selon les espèces. Par conséquent, il se peut que les résultats des tests de laboratoire sur les espèces de référence ne reflètent pas la toxicité pour d'autres espèces sur le terrain. On a aussi montré une bioaccumulation de cet insecticide chez les poissons. Des études d'effets sublétaux peuvent, par conséquent, être nécessaires lorsqu'on examine l'impact de cet insecticide.

Certains herbicides comme le paraquat, le diquat, les acides 2,4-dichlorophénoxyacétique (2,4-D) et 2,4,5-T qui entrent dans la classe des composés hétérocycliques et des phenoxy chlorés, peuvent avoir des effets significatifs sur les poissons. Le premier de ces groupes de produits chimiques interrompt la photosynthèse chez les végétaux, et le second imite les hormones de croissance et entraîne une perturbation totale de la croissance. Les herbicides qu'on utilise dans les canaux d'irrigation, les rizières et pour débarrasser les réservoirs et les lacs des herbes aquatiques qui les encombrent ont des effets directs et indirects sur les poissons. Par exemple, le diquat, selon sa concentration, est directement toxique pour certains poissons tandis que beaucoup tolèrent le paraquat, dont l'effet indirect s'exerce à travers une réduction de l'oxygène dissout dans l'eau, provoqué par la décomposition de la végétation aquatique.

Lors du choix des sites d'étude, il importe de bien comprendre où se situent les bassins versants des lacs et des fleuves et les connexions entre les masses d'eau, car de petits ruisseaux peuvent charrier des pesticides depuis des zones isolées en amont jusqu'à des masses d'eau plus importantes en aval où le poisson est abondant. Les programmes de lutte contre les ravageurs dans le cadre d'une action de santé publique, d'agriculture et de foresterie mettent en jeu des techniques de pulvérisation et des produits chimiques différents et chacun d'eux peut avoir une influence sur le choix du site, la durée de l'observation et son calendrier.

Une contamination *ad hoc* de ce type, qui peut survenir lorsqu'on traite les maisons, par exemple, les murs pour tuer les moustiques, est difficile à observer. On peut cependant y arriver en procédant à l'échantillonnage unique de toute la population de poissons sur des sites clés.

Aux endroits où l'on soupçonne qu'il y a mort de poissons, comme c'est le cas avec les programmes de pulvérisation aérienne, il faut entreprendre l'échantillonnage et le suivi des poissons pendant le traitement et peu de temps après. Si l'échantillonnage initial ne démontre pas que la population de poissons a souffert, il y a peu de chances pour qu'une prolongation de l'étude apporte la preuve décisive d'un quelconque impact.

L'usage de pesticides en agriculture et en foresterie peut provoquer une contamination prolongée dans le temps, et il faut concevoir une étude sur une longue période, qui se poursuive au-delà du moment auquel les pesticides cessent d'être utilisés.

Dans certains cas, les programmes de traitement se concentrent sur les masses d'eau, où on traite par exemple les fleuves pour éliminer les simulies (*Simulium spp.*) dans la lutte contre l'onchocercose. Il est couramment admis que, dans ce cas, les avantages sanitaires ont plus d'importance que les coûts pour l'environnement. Et pourtant, un suivi des effets sur les poissons peut aider à quantifier un impact à court terme sur l'environnement et indiquer d'éventuels effets à long terme susceptibles d'avoir une incidence sur les services environnementaux que rend la voie navigable. On peut prendre des mesures pour atténuer les conséquences plus graves sur l'environnement: par exemple on peut substituer aux pulvérisations directes d'autres insecticides ou remplacer les produits chimiques par la lutte biologique afin de réduire l'impact sur les organismes non-cibles.

Remarques générales sur la planification de l'étude et sa mise en œuvre

- Le type et la dose du pesticide à appliquer indique si les activités doivent porter d'abord sur les effets immédiats, comme les destructions de poissons prévues (comme c'est le cas avec les pesticides organophosphorés à haute dose, les carbamates et les pyréthrinoïdes) ou bien les effets à plus long terme sur la prise, la biomasse, la composition de la communauté, ou sur des paramètres de populations comme la croissance, la mortalité, le recrutement, la reproduction et la fécondité des espèces de poissons trouvées dans les eaux contaminées (comme c'est le cas avec les pesticides organochlorés).
- Des comparaisons avant et après traitement sur le même site sont préférables à celles entre différentes zones traitées et non traitées, parce qu'on ne peut complètement éliminer les différences d'environnement dans l'interprétation des résultats provenant de ces dernières. Toutefois, il est rare que cela se fasse, car le plus souvent on ne lance une étude d'impact qu'après que la pollution ait eu lieu. Souvent, la seule option est donc de comparer des sites traités à des sites non traités.
- Il faut recueillir des 'données témoin', c'est-à-dire les données issues d'une zone non traitée (avant le traitement) si des variations naturelles de structure de la communauté, de croissance, de mortalité ou de recrutement d'espèces en particulier doivent être prises en compte.
- On doit déterminer par des inspections sur le terrain les caractéristiques physiques des sites potentiels d'échantillonnage, à savoir: évaluer le courant et sa direction (qui déterminent les déplacements des poissons et la dispersion du pesticide); les endroits éventuellement pêchables (incidence sur le nombre des espèces échantillonnées); la profondeur et la pente des berges (incidence sur la taille des poissons et des espèces présentes, ainsi que sur les méthodes de pêche à prévoir); la nature du substrat ou du fond et le couvert de végétation aquatique (ces deux paramètres pouvant déterminer l'abondance des différentes espèces et l'influence des animaux du même milieu, tels que les crocodiles ou les hippopotames, dont la présence peut provoquer de sérieux dégâts aux tessures de filets).
- La façon dont les sites d'échantillonnage potentiels communiquent entre eux est une considération essentielle car des pesticides peuvent contaminer des endroits choisis comme zones témoins. Leur dispersion par les systèmes fluviaux ou par de grands lacs peut avoir une incidence sur l'interprétation des résultats des études. Des chenaux séparés ou les affluents de grands fleuves qui le traversent ou qui drainent un terrain similaire sont idéals, à condition qu'ils ne se rejoignent pas lors d'une inondation. Des eaux traitées ne doivent pas se déverser dans une eau non traitée qu'on échantillonne comme contraste, mais une eau non traitée au-dessus de la zone de captation peut fournir des comparaisons satisfaisantes. Les anses le long des berges des lacs sont des sites d'échantillonnage utiles si le ruissellement des zones environnantes ne se déverse pas à la fois dans des eaux contaminées et non contaminées par des pesticides. Cela peut vouloir dire qu'il y a une distance considérable entre les sites.
- Les aspects pratiques de l'échantillonnage sont à prendre en considération: la proximité de sites contaminés et non contaminés; les aspects relatifs aux transports (bateau ou véhicule terrestre); la possibilité d'établir un campement pour procéder au suivi continu des sites s'il risque d'y avoir des destructions de poissons; l'accès aux sites (pistes, routes ou par bateau); et il faudra connaître les différentes techniques de pêche appropriées car on devra pouvoir utiliser les mêmes aussi bien dans les zones traitées que non traitées: par exemple, un site avec une plage idéale pour la pêche à la senne et de l'eau claire n'est d'aucune utilité si, sur l'autre site, il y a des obstacles tels que des bûches ou des arbres qui empêchent de remonter la senne sur le rivage.

- Lors du choix des sites d'échantillonnage, on devra se renseigner sur les activités de pêche des habitants, car cela peut avoir une incidence importante sur les résultats. Par exemple, si les habitants ne pêchent pas dans une zone traitée, il se peut que la population de poissons y soit en meilleure santé, tandis que dans la zone non traitée où les habitants pratiquent une pêche intensive, les prises seront peut-être plus petites. Par conséquent, il est possible qu'il y ait moins de prises à cause du pesticide mais les effets de la pêche peuvent être plus importants. Et le résultat qu'on aura observé ne montrera alors que peu ou pas d'effet du pesticide. Ainsi les données dont on dispose sur l'activité de pêche pourront aider à interpréter les résultats. La présence de pêcheurs pourra être un avantage si l'équipe d'enquêteurs n'arrive pas à attraper de poisson: se rabattre sur la pêcherie locale pour y prélever des échantillons sera peut-être la meilleure façon d'obtenir des informations.
- Il faut réunir toutes les informations à l'appui - précipitations, débit du fleuve ou lieu où il se déverse, turbidité de l'eau, température, pH et conductivité, afin d'apparier les sites d'échantillonnage (voir chapitre 5).

TECHNIQUES D'ÉCHANTILLONNAGE

Les méthodes d'échantillonnage du poisson dépendent avant tout de la taille de la masse d'eau touchée par une pollution par des pesticides. Pour de petits cours d'eau ou de petits bassins, il est possible d'échantillonner toute la masse d'eau efficacement soit à l'aide de sennes, soit par assèchement (comme cela se pratique en Asie) soit, en dernier recours, par empoisonnement à la roténone ou d'autres extraits végétaux toxiques. Ces méthodes ne doivent être adoptées que si l'assèchement des ruisseaux concernés donne régulièrement lieu à une mortalité élevée; sinon, le fait de procéder à l'échantillonnage aura un effet sur la population de poissons qui faussera l'évaluation de l'impact de la pollution.

L'évaluation de l'impact prend généralement la forme de mesures des prises et/ou de l'échantillonnage des poissons, suivies par des analyses en laboratoire ou des analyses numériques. L'échantillonnage et les mesures des poissons sont les mêmes dans de nombreuses techniques d'analyse. La capture des poissons peut être menée soit par les enquêteurs, soit en échantillonnant les prises des pêcheurs locaux.

Échantillonnage des prises sur place

C'est une bonne solution lorsque la zone d'étude comporte de vastes masses d'eau et éventuellement des fleuves au débit rapide, et lorsque les méthodes de pêche locales sont efficaces et allègent la tâche des personnes employées aux travaux d'écotoxicologie. La conception d'une étude d'échantillonnage des prises dépend de la pêcherie mais essentiellement, elle doit prendre en compte:

- la possibilité que les eaux se caractérisent par des stocks d'espèces multiples
- la diversité des méthodes de pêche et des pêcheries
- les communautés de pêcheurs installées le long des masses d'eau
- la diversité des engins de pêche, en type et en taille
- la diversité des sortes d'embarcations de pêche et de leurs moteurs ou de leurs moyens de propulsion
- les différentes heures de pêche
- les différentes heures et endroits où on débarque le poisson
- la diversité des techniques de pêche.

Pour ce faire, on est obligé de diviser la zone en unités identiques d'échantillonnage, en recourant à la stratification (Bazigos, 1974; voir également chapitre 2). Le but de la stratification est de diviser la masse d'eau en systèmes écologiques relativement semblables (homogènes). Il s'agit là d'un premier niveau, ou d'un niveau primaire de stratification, puis de répartir les centres de débarquement du poisson par taille dans la strate primaire et finalement de stratifier les embarcations de pêche par type et méthodes de pêche au sein de la strate primaire. Il est clair qu'on aura besoin d'un grand volume d'informations sur les pêcheries qui opèrent dans les eaux à traiter, de façon à planifier l'échantillonnage des prises. Il se peut que les considérations évoquées plus haut diffèrent entre les zones traitées et non traitées par le pesticide, ce qui complique encore l'interprétation des résultats des études de l'impact. Si c'est le cas, il se peut que, quelle que soit la quantité de stratification, cela ne ramène pas les variations inhérentes à un niveau acceptable et que celles-ci l'emportent sur les effets des pesticides ou bien les masquent.

Si un échantillonnage de la pêcherie locale est une solution envisageable, il importe que, dans les prises à échantillonner, les enquêteurs aient une connaissance détaillée des méthodes de capture, à savoir: l'intensité de la pêche (ou effort de pêche), qu'il convient de mesurer en jours ou en heures d'activité par engin de pêche; les engins de pêche utilisés pendant la période de pêche, à décrire en détail; les dimensions de ces engins (pour le cas où on s'est servi de filets ou de pièges de tailles différentes), s'ils sont utilisés de jour ou de nuit, ou les deux; la zone et les lieux de pêche pour vérifier si l'eau a été contaminée par le pesticide ou pas. En plus de ces considérations, l'échantillonnage des prises locales doit être conduit de la même manière à chaque fois. Elles devront être constituées d'un bon mélange de poissons retenus au hasard. Si on est confronté à de grosses prises, on les stratifiera par espèce et par taille (Bazigos, 1974). Par la suite, une fois que le poisson aura été disséqué, il est possible de procéder à une stratification par sexe (ce n'est pas toujours possible au stade de l'échantillonnage car de nombreux poissons ne présentent pas de dimorphisme sexuel visible distinct). Toutes les questions ci-dessus sont importantes pour garantir la validité des données issues des zones traitées et non traitées.

Programmes de capture

La meilleure façon, et de loin, pour les enquêteurs de maîtriser les facteurs qui ont une influence sur la capture du poisson est d'établir leur propre programme. Lorsqu'on envisage des méthodes de capture, il est important de consulter les gens du crû sur les meilleures façons d'attraper du poisson, mais il est également essentiel de se demander quelles espèces et quelles tailles de poisson chaque type d'engin risque d'attraper. La lecture des publications du département local des pêcheries sur les récentes prises peut être à ce titre extrêmement utile. On sait que la taille et les espèces de poissons attrapés par différents engins sont caractéristiques du choix du matériel de pêche, et le but est de choisir ceux avec lesquels la sélection du poisson est la plus aléatoire possible. La sélectivité de ces engins dépend avant tout de leur mode d'emploi et de la taille des mailles de filets. S'il s'agit d'un engin "passif", c'est-à-dire d'un filet ou d'un piège tendu à un endroit et qui attrape les poissons qui viennent simplement s'y prendre, les poissons qu'on capture sont alors d'une certaine taille. Les plus petits peuvent passer à travers les mailles et les plus gros peuvent reculer. D'habitude, on opère au "filet maillant": avec ce filet, ce sont les ouïes du poisson qui se prennent dans les mailles, qui les agrippent derrière les opercules. Mais il y a de grandes différences de formes entre les espèces, ce qui fait qu'ils sont pris par les parties saillantes de leur anatomie telles que les piquants des nageoires, les dents, les écailles ou simplement la largeur de leur corps. Pour les engins passifs comme les filets maillants, la répartition des tailles des prises prend généralement la forme d'une répartition étroite normale (voir chapitre 2). Cela veut dire qu'en utilisant des filets avec des mailles de tailles différentes, on peut élargir la répartition jusqu'à atteindre approximativement celle de la population que l'on échantillonne (Figure 10.1).

Lorsqu'on se sert activement d'un engin de pêche pour attraper du poisson, les caractéristiques de sélection de chaque méthode de capture sont différentes. Dans ce groupe d'équipements, les plus importants sont les filets tournants ou les sennes. Comme son nom l'indique, dans la pêche à la senne, une zone d'eau est circonscrite, on referme lentement le cercle ou le filet maillant et tous les poissons dont la taille excède celle des mailles sont pris. Certains poissons s'échappent si le filet ne parvient pas à englober toute l'étendue d'eau ou toute sa profondeur, et d'autres, effrayés, bondiront peut-être hors du cercle. Il s'agit toutefois d'une méthode relativement efficace, et l'échantillonnage de poissons plus gros que les mailles reflète précisément la répartition des poissons de la population (Figure 10.2).

La pêche avec des hameçons, des javelots et des pièges donne des résultats moins prévisibles, qui dépendent de la taille et des espèces concernées. Cependant, il est important d'envisager de pêcher avec ces méthodes, parce que dans certains endroits, il se peut que ce soit les mieux adaptées. Par exemple, des poissons-chats comme *Clarias gariepinus*, ou les gobies ophiocéphales, par ex. *Channa punctatus*, s'attrapent sans problème avec des hameçons et des palangres. Si on tente de capturer ces espèces au filet, elles s'enfouissent dans la vase et le sable du lit du fleuve. Les pièges sont sans doute la façon la plus efficace d'attraper des espèces de poissons qui remontent les petits cours d'eau, car ils sont robustes et peuvent servir à barrer totalement la route des poissons en migration (Figure 10.3).

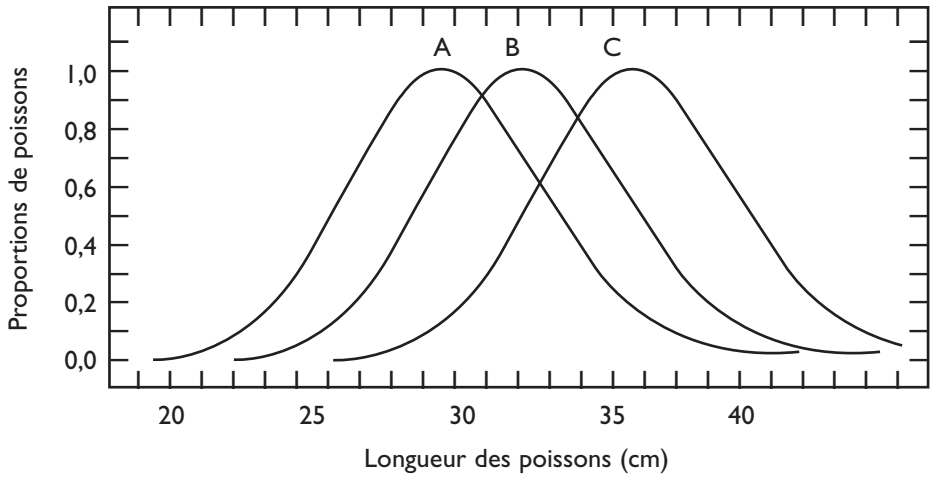


Figure 10.1: La sélectivité de trois mailles différentes des filets maillants

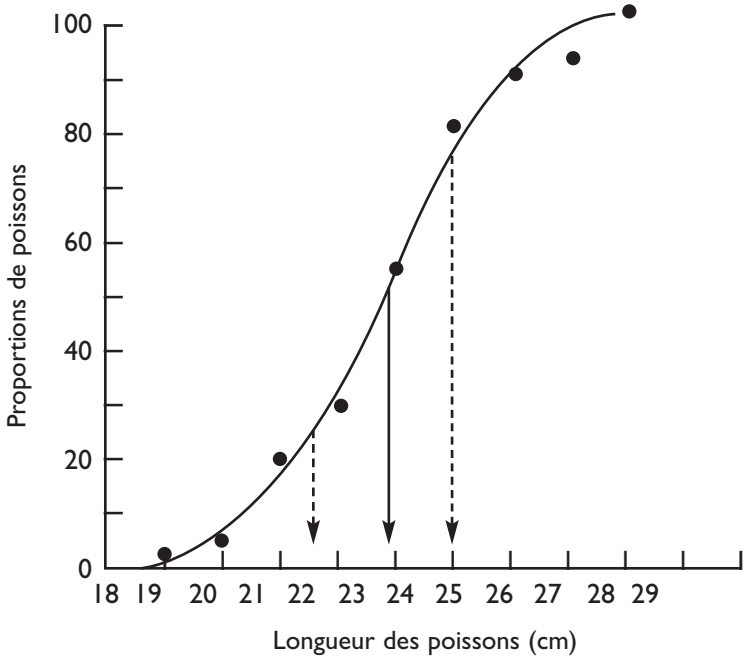


Figure 10.2: Sélectivité des filets de senne

Dans de nombreuses régions du monde, on trouve une variété impressionnante d'engins et de pratiques de pêche. Certains sont spécifiques à une localité et ne conviendront sans doute que pour attraper une ou deux espèces. En règle générale, les équipes qui réalisent l'étude ne doivent pas s'en servir car il est souvent difficile de bien évaluer leurs caractéristiques de sélection et le degré d'adresse et d'expérience requis pour les manier pourrait avoir une incidence significative sur la quantité de poisson capturé.

Mais en combinant les équipements de pêche, on peut prendre la plupart des espèces et, si on échantillonne systématiquement et simultanément toute l'année les eaux traitées et non traitées, les erreurs de sélectivité de ces engins pourront être réduites. Pour choisir les meilleurs engins selon les différentes masses d'eau, on trouvera ci-dessous un résumé des principales sortes et de leur emploi.

Si c'est l'équipe de l'étude qui se charge de la pêche, elle choisira de préférence la senne et le filet maillant. On utilisera des tailles de mailles multiples pour éviter la sélectivité. Mais le recours à des pièges et des hameçons peut augmenter les espèces échantillonnées. L'empoisonnement, l'assèchement ou la pêche à l'électricité ne seront envisagés que dans les circonstances décrites ci-dessus.

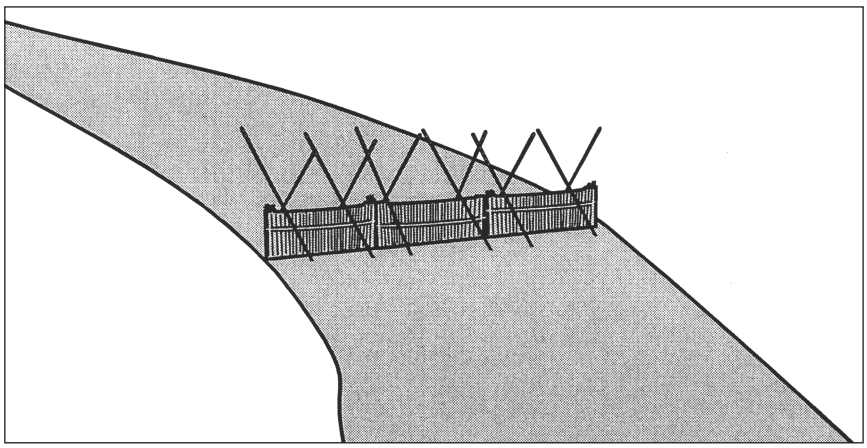


Figure 10.3: Pièges à poissons en travers d'un fleuve

Si le but des études est de faire ressortir des différences attribuables à l'impact d'un pesticide, on ne saurait trop insister sur l'importance du soin à apporter au choix des sites d'échantillonnage. Des comparaisons faites en pré- et post traitement sur les mêmes sites sont de loin la meilleure façon de procéder et en échantillonnant pendant une année avant le traitement, on prend en compte les effets saisonniers. Toutefois la base de comparaison habituelle est d'échantillonner à la même époque des sites dont les milieux sont appariés. Les caractéristiques à harmoniser entre les sites sont les suivantes: profondeur et superficie de l'étendue d'eau, nature du fond et pente des berges, couvert végétal de l'eau et des berges environnantes, vitesse du courant, végétation marginale et facteurs physico-chimiques tels que le pH, l'oxygène, la température, la conductivité et la turbidité.

Quelle que soit leur utilité, les méthodes, les mesures et les analyses d'échantillonnage dépendent avant tout du temps imparti à l'étude. Si vous en avez le temps, il faut entreprendre toutes sortes de pêches, car les erreurs résultant de la pêche au filet ne seront sans doute établies qu'en cours d'analyse. On prendra le plus grand nombre de mesures possibles, car une fois la procédure d'échantillonnage en cours, il est économique de faire le plus possible de collections d'écailles, d'otolithes, de conservation des tissus pour l'analyse de résidus, d'œufs de poissons et enfin de contenus stomacaux. Il est conseillé de s'en tenir à un petit nombre d'espèces qui sont le plus susceptibles d'indiquer les effets des pesticides, même si au départ on ne dispose pas de temps pour les analyses. Pour les techniques complexes, on demandera les conseils de personnels formés, comme pour l'estimation des paramètres de croissance et de mortalité et les méthodes statistiques avancées.

Le système de pêche à la senne

La technique de la senne suppose la circonscription d'une étendue d'eau, dans la baie d'une vaste masse d'eau, en travers d'un fleuve ou même dans le milieu d'une rivière ou d'un lac. Il vaut mieux barrer la zone avec des filets à mailles plus petites (0,5 cm), appelés filets de barrage, qui permettent de rattraper les poissons qui se sont échappés de la senne (Figure 10.4). La pêche à la senne, qui consiste à draguer le filet sur toute la zone barrée, doit être répétée plusieurs fois, en général jusqu'à ce qu'on n'attrape plus de poisson. La pêche à la senne fonctionne mieux avec un filet, qui est d'emploi plus facile, encore que la mise en place d'une barrière en filet puisse être utile lorsqu'on a besoin de créer une barrière résistante comme par ex. dans les eaux à débit rapide. La méthode est idéale pour les petits bassins, qu'on peut pêcher en totalité, mais on peut s'en servir aussi dans les grands fleuves et les lacs, de préférence à partir de rivages où on peut débarquer les prises (Figure 10.5). On trouve des sennes de toutes longueurs et de toutes tailles (avec des mailles de 0,5 à 20 cm) et il faut les choisir en fonction de la masse d'eau dans laquelle on veut pêcher. La plupart des espèces de poissons peuvent être prises selon la taille de la maille. Dans la mesure du possible (c'est-à-dire dans les eaux suffisamment peu profondes), le filet devra faire une fois et demie la profondeur de l'eau. En règle générale, deux personnes pourront sans doute tirer un filet de 50 m de long, et il faudra environ 8 personnes pour tirer un filet de 200 mètre de long.

Limites La sélectivité de la senne s'arrête à une certaine taille de poissons, comme on l'a vu plus haut, mais de petites tailles de maille (<2,5 cm) sont plus efficaces, encore que de très petites mailles (<1 cm) peuvent être difficiles à draguer dans l'eau. L'adresse des pêcheurs intervient beaucoup dans les prises; des obstacles tels que les arbres, les grosses pierres, la profondeur irrégulière des fonds et du rivage sur la zone couverte peuvent permettre au poisson de s'échapper, car l'eau est en effet balayée par le passage du filet. La pêche à la senne est une méthode active de pêche et, par conséquent, coûteuse en temps et en main d'œuvre engagée pour une partie de la journée ou pour la journée entière. Plus le filet est grand, plus il coûte cher et plus il demande de travail. La pêche à la senne n'est pas appropriée dans les eaux comportant des obstacles tels que des arbres, des grosses pierres, etc. et elle est impossible dans les rivières où le courant est fort.

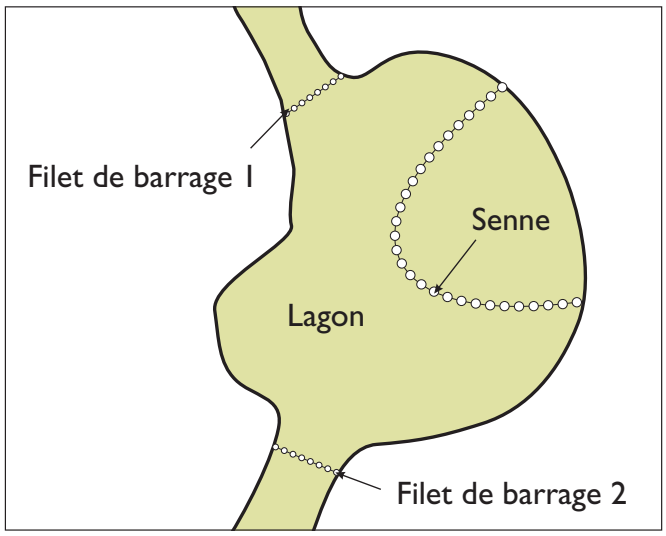


Figure 10.4: Filets de barrage installés dans une lagune retenue pour la pêche à la senne

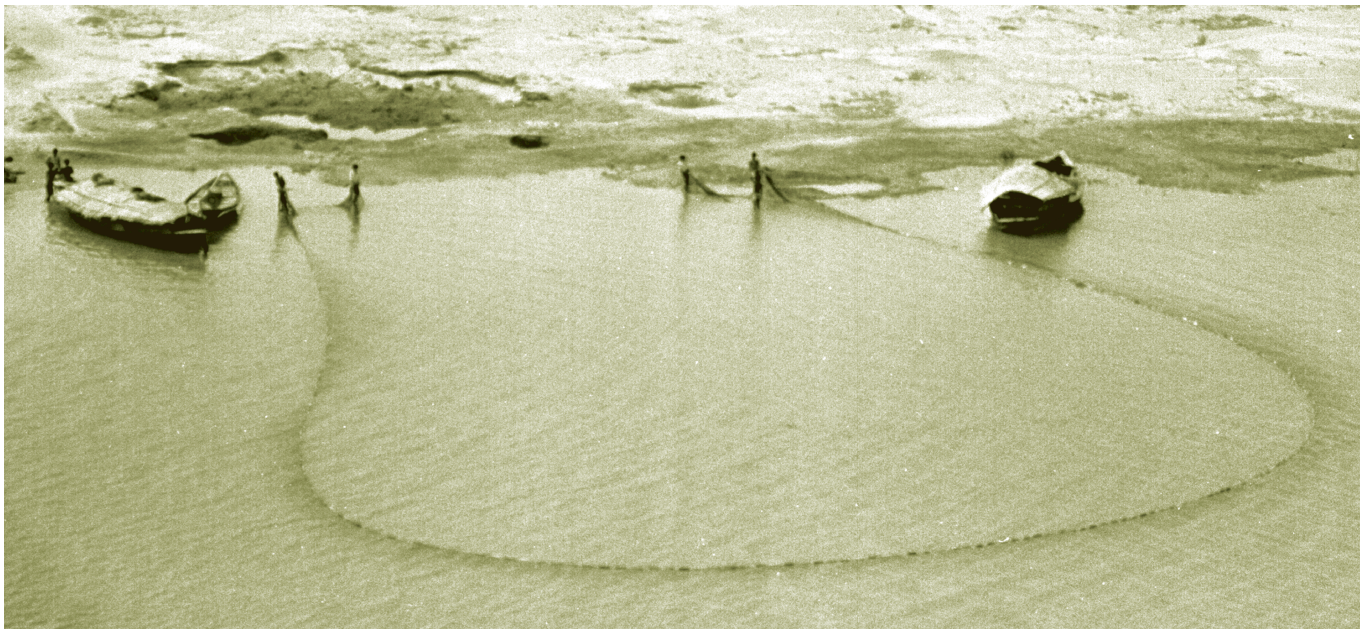


Figure 10.5: Remontage d'une senne sur la berge

Traitement On triera le poisson par espèces après chaque coup de filet (prises de senne) et on le gardera vivant dans des seaux d'eau ou sur de la glace dans une glacière. Puis on pèsera les poissons et on mesurera leur longueur (voir la partie 'Mesures' ci-dessous).

Données obtenues On peut évaluer la biomasse (exprimée en grammes/kilogrammes par mètre carré ou mètre cube - si on a mesuré la profondeur moyenne de l'eau de la superficie pêchée), si on a fait un calcul de la superficie et si la pêche a continué jusqu'à ce qu'on ne prenne plus de poisson. On peut évaluer la composition en espèces et leur nombre. La capture par unité d'effort (CPUE) par espèces ou au total en prenant le nombre de coups de filet comme unité d'effort. La taille et le poids de chaque poisson peut servir à calculer des équations de croissance et de mortalité.

Période d'échantillonnage Journée; la pêche à la senne de nuit est possible, mais moins fiable. La fréquence des échantillonnages dépend de l'efficacité du coup de filet et des sites d'échantillonnage. Un bon échantillonnage unique, comportant des espèces de toutes sortes, de toutes longueurs, et des espèces importantes, vaut mieux que de petits échantillonnages mensuels. Une pêche de plusieurs jours d'affilée pour prendre un seul échantillon est une bonne chose si le site peut supporter une telle pression (ce qui a des chances d'être le cas s'il est situé sur un grand lac ou par exemple, une petite rivière reliée à un grand fleuve). Il est sans doute possible de faire un échantillonnage par mois sur une année (comme par exemple sur un lac) ou pendant seulement 2 ou 3 mois dans le cas d'une petite rivière.

Matériel On trouvera des sennes sur place ou bien on adaptera les filets que l'on trouvera sur place, et on fera de même avec les filets de barrage. On pourra se servir de ficelle pour mesurer superficies et profondeurs. On a besoin de glacières et de glace pour conserver les échantillons.

Personnel requis Au moins 4 personnes (cela dépend de la longueur de la senne).

Pêche au filet maillant

La pêche au filet maillant suppose la mise en place dans une masse d'eau de panneaux de filets droits (qu'on appelle les tessures) aux mailles de taille croissante, le mieux étant par exemple des mailles dont la taille augmente par intervalles d'1 cm. Les poissons qui se heurtent au filet et qui sont trop gros pour passer à travers les mailles se prennent par les ouïes ou par d'autres parties saillantes de leur corps, comme les piquants. En utilisant toute une gamme de tailles de mailles (par ex. d'1 à 10 cm), on prend un échantillonnage de poissons dont la taille se situe entre les limites déterminées par les mailles les plus petites et les plus grosses. La mise en place de cette tessure de filets maillants en travers d'un fleuve permet l'échantillonnage de la plupart des poissons qui le descendent ou le remontent. Sinon, sur les petites étendues d'eau, on peut se servir des filets séparément. Très souple, la méthode des filets maillants s'adapte aussi bien aux petites masses d'eau qu'aux grandes, à l'eau courante où on les met en place depuis les berges, qu'à l'eau lente ou dormante où on les lance depuis les rives jusqu'au milieu, soit en série, soit séparés. Mais ils ne conviennent pas à un courant fort. On peut mettre en place une barrière de filets allant de la surface jusqu'au fond de l'eau, ce qui permet de couvrir des eaux superficielles autant que des eaux plus profondes. Les filets individuels ou les tessures peuvent être mis en place à des profondeurs différentes à l'aide de poids et de flotteurs (Figure 10.6).

Limites La taille des poissons sélectionnés par les filets maillants dépend de la taille des mailles: les prises sont fonction de la position des filets par rapport au rivage, aux courants et à la profondeur de l'eau; il se peut que des filets de petites longueurs ne parviennent pas à échantillonner efficacement des masses d'eau importantes; dégager les poissons des mailles peut prendre du temps, surtout si ce sont par leurs piquants ou leurs dents qu'ils sont emmêlés. Les poissons relativement inactifs et ceux du fond sont bien moins susceptibles d'être capturés. D'autres animaux viennent souvent se prendre dans ces filets et peuvent en mourir. On devra tout faire pour empêcher cela.

Procédure On dégagera les poissons des filets et on les conservera séparément, par filet ou par tessure, sur de la glace ou dans des seaux.

Données obtenues Les mêmes qu'avec la capture à la senne, sauf qu'on ne peut pas faire des calculs de biomasse. La CPUE se calcule en longueur de filet multipliée par le nombre de fois qu'on pose le filet.

Faune échantillonnée La plupart des espèces de poissons (ceux qui résident dans des eaux à courant fort, comme des petits poissons-chats par ex. *Eeptoglanis rotundiceps* et *Chiloglanis neumanni*, pourront échapper aux filets et les gros poissons, qui se trouvent généralement dans les eaux profondes, ne seront sans doute pas échantillonnés efficacement, comme par ex. *Hydrocynus forskahlii*). Les espèces qu'on attrape dépendent de la taille des mailles utilisées.

Période d'échantillonnage La nuit et/ou pendant la journée - vérification des filets à 12 heures d'intervalle. On pourra avoir besoin de plusieurs jours et plusieurs nuits pour obtenir du poisson en quantité suffisante afin d'obtenir un bon échantillonnage, car les méthodes passives sont moins efficaces que les méthodes actives comme la pêche à la senne (mais on pourra augmenter le nombre des filets si on augmente aussi la main d'œuvre préposée à la vérification et au traitement des prises). Il est conseillé de procéder à un échantillonnage mensuel pendant toute la durée du projet si les sites retiennent suffisamment d'eau pour poser des filets.

Matériel On devrait pouvoir se procurer des filets maillants sur place ou adapter les filets qu'on trouvera. Les autres ustensiles, flotteurs, plombs, etc. peuvent être fabriqués à partir de matériaux disponibles sur place. On aura en principe besoin d'avoir accès à une barque. Une glacière avec de la glace sera nécessaire pour conserver les échantillons.

Personnel requis Une personne pour manipuler la barque et deux pour installer les filets.

Piégeage

C'est l'une des méthodes les plus souples pour échantillonner ou recenser du poisson. Les pièges peuvent être utilisés dans toutes sortes d'habitats, depuis les fleuves à débit rapide aux eaux dormantes (y compris les zones humides dominées par de la végétation ou des estuaires sans couvert végétal). Ils peuvent prendre toutes sortes de formes. La méthode, qui fait intervenir des pièges fixes et des pièges sans appâts, ressemble à celle qui consiste à se servir de filets maillants, mais leur rigidité confère aux pièges l'avantage d'être robustes dans le courant. Les pièges à appât et les pièges à ressort jouent le même rôle que les hameçons en ce qu'ils possèdent une substance attrayante, qui influence les espèces éventuellement capturées et leur taille. Par exemple, si on se sert d'un appât tel que du son de riz, cela attirera des poissons herbivores et omnivores, tandis que si on utilise de la chair de poisson ou de la viande, ce sont les poissons prédateurs et charognards qui seront attirés. La taille des ouvertures de piège a une incidence sur la sélectivité des tailles (comme pour les mailles des filets maillants). La sélectivité des espèces peut dépendre des déplacements et du comportement des espèces ainsi que des différents appâts. On peut cibler les poissons qui migrent pendant les phases sombres de la lune en posant des pièges à ces époques à des endroits stratégiques du fleuve. Les lieux d'étranglement du cours d'eau sont plus intéressants car on parvient à une couverture plus complète. Le type de piège et sa construction, le lieu et le moment d'échantillonnage doivent tous être standardisés avec soin pour éviter de fausser les résultats, car tous ces paramètres ont une incidence sur la réussite du piégeage.

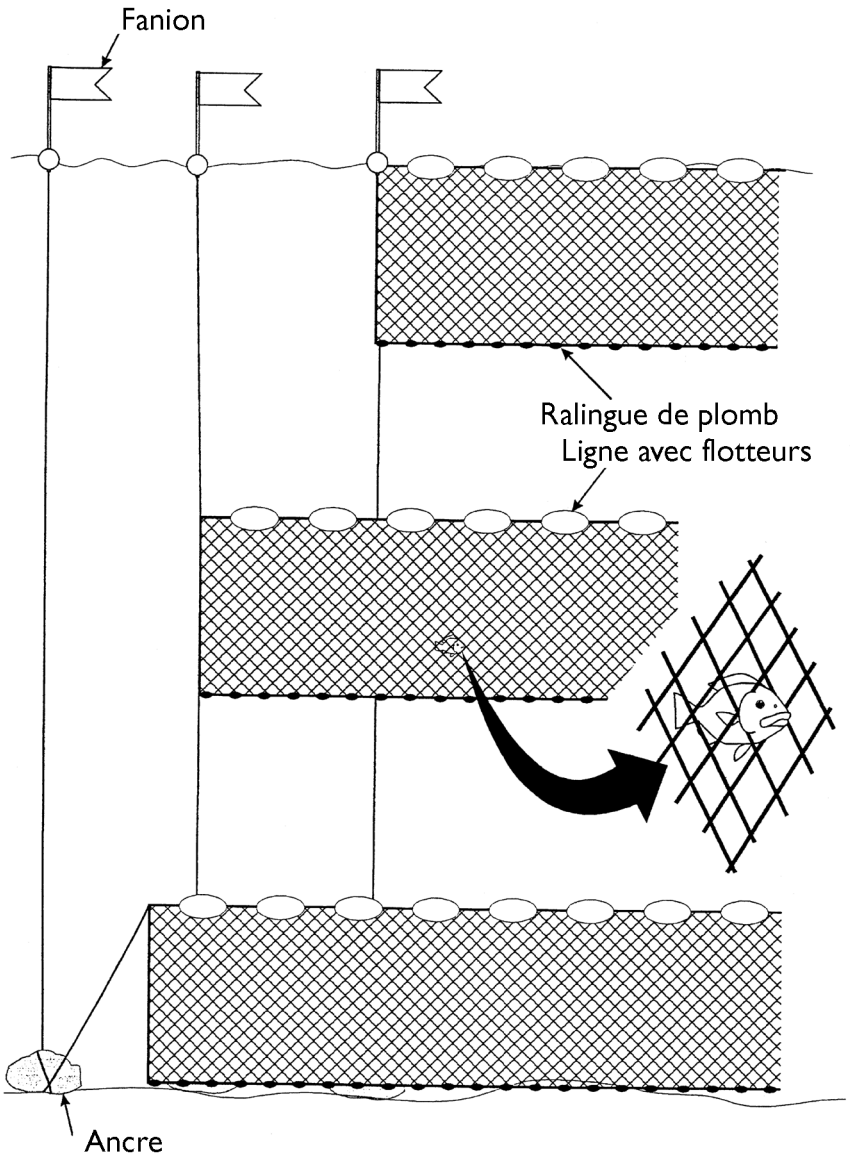


Figure 10.6: Grâce aux poids et aux flotteurs, on peut poser des filets à différentes profondeurs

Limites Les prises sont fonction de la conception des pièges, de la taille de leur ouverture, des appâts et de l'endroit où les pièges sont posés. Même pour une espèce donnée, son "caractère piégeable" dépend de la saison, du sexe, de l'âge et de l'habitat. Il faut de l'adresse pour faire bon usage des pièges. En général, le piégeage ne rapporte pas de prises fournissant des données exploitables, à moins qu'on l'associe à d'autres méthodes (voir ci-après).

Procédure On triera les poissons par espèce et par type de piège et on le conservera dans des seaux ou sur de la glace. On pourra mesurer leur taille et leur poids (voir ci-après).

Données obtenues Avec un piégeage stratégique il est possible d'obtenir de bonnes indications sur la migration et la reproduction. Il est généralement nécessaire d'associer le piégeage à d'autres méthodes de capture mais, dans certains contextes, les pièges peuvent produire de bonnes données sur l'abondance relative, surtout au niveau des espèces; cela dépend beaucoup de la comparabilité des sites. Les évaluations sur la croissance et la mortalité seront sans doute incomplètes si le piégeage n'est pas possible en toutes saisons, comme c'est le cas pour les rivières qui sont sujettes à des crues éclairs.

Faune échantillonnée La plupart des espèces, surtout celles qui migrent, tant qu'on a recours aux pièges et aux appâts les plus divers.

Période d'échantillonnage Pendant la nuit et/ou la journée; vérification des pièges à intervalles de 12 heures (après avoir attrapé beaucoup de poisson, ils sont moins efficaces). Il se peut qu'il faille piéger 2 ou 3 jours d'affilée pour obtenir de bons échantillons, surtout si le niveau de l'eau monte ou baisse rapidement. Dans la mesure du possible, il faut recueillir des données sur 2 à 3 mois, surtout lorsque ce sont les espèces migratoires qui sont importantes pour l'étude.

Matériel Utilisez des pièges que vous trouverez sur place, car ils ont été mis au point pour s'adapter aux conditions et aux poissons locaux. De même, les appâts seront inspirés de ceux qu'utilisent les pêcheurs du crû. Une glacière avec de la glace est également nécessaire (voir ci-dessus).

Personnel requis Au moins 2. Mais il en faudra plus si on utilise un grand nombre de pièges.

Hameçons

Des hameçons appâtés montés seuls sur une ligne ou en grappes peuvent être excellents pour échantillonner des poissons prédateurs comme le poisson-chat (*Clarias gariepinus* et *Heterobranchus longifilis*) ou le poisson-tigre (*Hydrocynus forskahlii*). C'est une méthode peu coûteuse et particulièrement utile dans des habitats difficiles à échantillonner avec d'autres techniques. Toutefois, il est difficile de prévoir la quantité de prises qu'on peut espérer avec des hameçons, qui dépendent des caractéristiques de l'habitat autant que de l'appât utilisé. Il faut uniformiser avec soin le type d'appât pour que la comparaison des prises sur des zones différentes puisse avoir un sens. Le savoir qu'on pourra glaner sur place au sujet des endroits, des moments et des façons de lancer des lignes avec des hameçons peut être extrêmement précieux. De fait, il vaut généralement mieux que cela soit les gens du crû qui se livrent à une pêche à la ligne active, car ils connaissent bien les eaux et les espèces qu'on peut y capturer. Dans les courants rapides, des hameçons montés sur une palangre peuvent être utiles.

Limites Méthode hautement sélective en termes de tailles et d'espèces, mais lorsqu'on diversifie la taille des hameçons, cela peut réduire la sélectivité du poisson étant donné la taille de leur bouche, et lorsqu'on diversifie les appâts, cela peut attirer différentes espèces. Une pêche à la ligne active à l'aide d'hameçons prend du temps et dépend de l'habileté du pêcheur. Le principal inconvénient est que les poissons sont inévitablement endommagés (encore que le recours à des hameçons dépourvus d'ardillons puisse minimiser ce problème) et sont sujets à un stress énorme.

Procédure On triera les poissons par espèces et par tailles d'hameçons et on les conservera dans des seaux, des sacs ou sur de la glace dans une glacière. On peut mesurer leur longueur et leur poids.

Données obtenues On peut obtenir des données sur l'abondance relative, la composition en espèces et la croissance et la mortalité de certaines espèces, notamment sur les maxima de tailles et de longévité. Mais ces données ne peuvent être exploitées isolément, il faut les associer à celles obtenues avec les méthodes principales de pêche (à la senne et au filet maillant).

Faune échantillonnée Essentiellement des espèces prédatrices.

Période d'échantillonnage Les palangres donnent mieux si on les lance la nuit (en les relevant au petit matin), et une pêche active est plus efficace de jour. L'échantillonnage accroît généralement la quantité de données réunies à l'aide d'autres méthodes, et donc 1 à 2 échantillonnages mensuels conviennent. Il vaut mieux les réaliser lorsque le niveau de l'eau monte ou descend.

Matériel Hameçons de diverses tailles, appâts, ligne monofilament, canne et ligne (pour la pêche active le cas échéant), tous s'inspirant des équipements que l'on pourra trouver sur place et en usage. On aura aussi besoin d'une glacière avec de la glace (voir ci-dessus).

Personnel requis Deux pour les palangres et un pour la pêche active.

Javelots

Ils conviennent aussi bien dans un courant fort que dans une eau dormante, mais dans l'une comme dans l'autre il faut que l'eau soit claire pour pouvoir repérer le poisson. Quelle que soit la sorte de javelot ou de harpon, tout dépend du savoir-faire du pêcheur, qui doit toujours être la même personne à chaque fois. La forme du poisson visé a son importance car l'emploi d'un javelot "favorise" les poissons plats au niveau dorso-ventral, ou arrondis comme les poissons-chats. Les poissons plats latéralement, comme les brèmes ou les tilapias, sont plus difficiles à attraper. Pour un échantillonnage efficace, la pêche au javelot n'est pas recommandée, sauf si ce sont des personnes du crû qui s'en chargent et que l'on vise des espèces bien particulières.

Limites La pêche au javelot prend du temps et dépend de l'habileté de celui qui la pratique. Elle est très sélective (en fonction de la forme et l'espèce du poisson).

Procédure Les poissons doivent être triés par espèces et conservés dans des seaux, des sacs ou sur de la glace dans une glacière. On peut mesurer leur longueur et leur poids (voir ci-après).

Données obtenues On ne peut pas évaluer la croissance et la mortalité des poissons uniquement à l'aide des données obtenues avec des poissons pris au javelot, mais on peut se renseigner utilement sur leur abondance relative, la composition en espèces et les maxima de tailles et de longévité.

Faune échantillonnée Convient principalement aux poissons-chats et aux gobies ophiocéphales.

Période d'échantillonnage Plus efficace le jour, mais certains pêchent de nuit en aveuglant le poisson avec des lampes-torches. En principe, se pratique une ou deux fois pendant la montée et la baisse du niveau des eaux.

Matériel Il faut se procurer les javelots/les harpons sur place ou les confectionner d'après les modèles locaux. On aura aussi besoin d'une glacière avec de la glace (voir ci-dessus).

Personnel requis Un employé

Assèchement et méthodes associées (par ex. pêche à la main).

Idéales pour les petites masses d'eau peu profondes, on ne peut les conseiller que si un dessèchement de la zone risque de se produire. L'assèchement convient également aux eaux de barrage peu profondes des masses d'eau importantes. C'est une méthode de pêche très répandue à la fin des pluies en Asie au moment où l'eau des plaines inondées se retire. On utilise des pompes pour transférer l'eau de la zone où l'on pêche. Une fois qu'on a passé toute la boue au crible à la main et avec de petits filets, on laisse l'eau refluer sur la zone pêchée. L'assèchement est relativement peu sélectif car la plupart du poisson de la zone est pris, mais certaines espèces peuvent s'enfouir dans le lit de la rivière et échapper à la capture. Ce sont des méthodes qui ne conviennent qu'à un échantillonnage unique, car elles peuvent affecter l'échantillonnage de l'année suivante. Une prédation de la part des oiseaux et des crocodiles peut représenter un problème au cours du ramassage. Ces méthodes demandent une main d'œuvre importante autant pour la pêche que pour les mesures qui la suivent car les prises tendent à être très grosses.

Limites Ne convient que pour les eaux de faible profondeur, ou les masses d'eau dans lesquelles on peut facilement créer des barrages. Réclame une main d'œuvre nombreuse car il faut beaucoup de gens pour créer un barrage sur une zone et pour récupérer et traiter tout le poisson de la zone asséchée.

Procédure Il faut ramasser et conserver tout le poisson comme avec les autres méthodes, ou le mesurer sur le site d'échantillonnage. On triera le poisson par espèces et on le pèsera (d'ordinaire, on fait une estimation du poids total en pesant de grandes quantités de poisson toutes espèces confondues, puis en pesant trois échantillons de poisson).

Données obtenues Idéale pour des estimations de biomasse, cette méthode produit en général de gros échantillons, parfaits pour les déterminations de croissance et de mortalité.

Faune échantillonnée Toutes les espèces.

Période d'échantillonnage L'assèchement ne convient qu'à la pêche de jour. D'habitude, on n'a recours à cette méthode qu'une fois pendant la saison, quand le niveau de l'eau est bas, mais avant que la masse d'eau principale ait séché complètement.

Matériel De grandes longueurs de filets barrières ou de filet à mailles fines pour travailler à la senne et pour barrer la route au poisson, une pompe pour ôter l'eau, plusieurs sortes de petits filets (filets soulevés, éperviers), des récipients de conservation (cuvettes, seaux et sacs plastique), des feutres marqueurs indélébiles et des glacières avec de la glace.

Personnel requis Un grand nombre, pour ramasser le poisson et le trier, et plusieurs personnes pour le peser. Le nombre de recrues dépend de la taille de la zone échantillonnée, mais il faut de 6 à 8 personnes pour s'occuper de 20 m^2.

Empoisonnement

Le recours au poison (en général, de la roténone mais des plantes possédant des propriétés toxiques peuvent également servir) est parfois la bonne solution pour l'échantillonnage de bassins et de cours d'eau de petite taille. L'empoisonnement tue toutes les tailles et toutes les espèces de poissons (pour les plus gros, on aura peut-être besoin de doses plus élevées). C'est un moyen relativement rapide, mais la collecte et le traitement des échantillons prennent du temps.

Limites Ne convient pas à l'eau courante car le poisson, dilué, est emporté vers l'aval. Il ne convient pas aux masses d'eau importantes.

Procédure On ramassera tout le poisson à l'aide d'épuisettes et de sennes et on le conservera comme avec les autres méthodes ou on le mesurera sur le site d'échantillonnage.

Données obtenues Méthode idéale pour les calculs de biomasse: on triera le poisson par espèces et on le pèsera (si la quantité des prises est importante, on peut faire une estimation du poids total en pesant de grandes quantités de poissons toutes espèces confondues puis en dénombrant et en pesant trois échantillons de poisson). On peut faire des estimations de croissance et de mortalité car les échantillons sont généralement gros.

Faune échantillonnée Toutes les espèces.

Période d'échantillonnage Cette méthode ne peut s'utiliser que de jour. On peut procéder à un empoisonnement une seule fois, après la saison des pluies, lorsque le niveau des eaux est suffisamment bas pour permettre une collecte efficace de tout le poisson.

Matériel Filet de barrage ou filet maillant à mailles fines, senne et/ou épuisettes pour recueillir le poisson; à trouver sur place ou à adapter à partir de matériaux locaux. Des glacières avec de la glace sont également nécessaires (voir plus haut).

Personnel requis Au moins 4 personnes pour ramasser le poisson et le trier, et 2 pour traiter les échantillons, selon l'étendue d'eau empoisonnée. Plus il y a de personnel, plus l'étendue d'eau à échantillonner pourra être vaste.

Pêche à l'électricité

La pêche à l'électricité peut être utilisée pour procéder à un échantillonnage unique, mais elle n'est pas vraiment adaptée à l'eau courante. Elle consiste à faire passer un courant électrique dans l'eau à travers des électrodes, ce qui commotionne le poisson. On ne peut s'en servir que là où on dispose d'une fourniture d'électricité ou d'un générateur et dans une eau dont la conductivité est suffisamment élevée (au moins 100 µS pour de petits appareils). La pêche à l'électricité peut être sélective, cela dépend de la puissance et du rayon de transmission des appareils, et si la zone échantillonnée est difficile à évaluer (Cowx and Lamaque, 1990). Mais l'appareillage est coûteux et potentiellement dangereux si ce sont des enquêteurs inexpérimentés qui l'utilisent (la pêche à l'électricité a déjà fait des morts). La méthode ne convient pas pour toutes les espèces, il y a des poissons qui ne sont pas forcément électrocutés et certains y échappent en se laissant couler sur le fond; c'est pourquoi il est également nécessaire de travailler la zone à la senne. La pêche à l'électricité n'est praticable que de jour, mais elle est déconseillée si on peut recourir à d'autres méthodes comme la pêche à la senne ou au filet maillant et seuls des ichtyologistes formés et expérimentés peuvent la pratiquer. C'est pourquoi aucune précision ne figure ici et aucune fiche méthodologique n'est fournie (mais voir Perrow *et al*., 1996).

Pour toutes les méthodes décrites plus haut, il faudra s'appuyer sur des informations relatives à la masse d'eau lorsqu'on se trouvera sur le site d'échantillonnage. Pendant qu'on ramasse le poisson et qu'on remballe le matériel, un des membres de l'équipe a généralement le temps de mesurer la profondeur de l'eau, sa température, sa turbidité, son oxygène, son pH et sa conductivité (voir chapitre 5). Des prélèvements de phytoplancton et de zooplancton à l'aide de chaluts peuvent donner une indication de la productivité naturelle des eaux qui, à son tour, aura une incidence sur leur rendement en poisson. L'échantillonnage en phase de pré-traitement renseigne mieux que pendant ou après le traitement, car le plancton peut aussi être affecté par des pesticides (voir chapitre 9).

MESURES

On triera le poisson par espèces et on conservera les espèces que l'on ne connaît pas pour les identifier. Les mesures de base dont on a besoin sont le nombre de poissons par espèce, leur longueur et leur poids. La longueur la plus utile est la longueur standard, depuis l'extrémité du museau ou des lèvres jusqu'à la fin du pédoncule caudal (Figure 10.7) La longueur totale va de l'extrémité de la nageoire caudale, dont on a étiré les lobes jusqu'à leur plus grande longueur. La longueur de fourche va de l'extrémité du museau jusqu'au point central situé entre les lobes de la nageoire caudale (Figure 10.7). Étant donné que les nageoires caudales sont souvent endommagées, la longueur totale et la longueur à la fourche sont moins précises que la longueur standard. Mais on peut facilement et rapidement prendre en note les trois mesures à la fois et cela permet de faire des comparaisons avec d'autres études. Outre sa longueur, le poids de chaque poisson peut révéler les effets d'un pesticide, à la condition qu'on puisse additionner les poissons et les poids pour calculer des différences entre les prises des zones traitées et non traitées.

Hormis la longueur et le poids, on peut généralement ouvrir le poisson de l'anus au 'menton' pour noter son sexe et son état reproductif. Il est facile de déterminer le sexe d'un poisson adulte, car on voit des œufs dans les ovaires des femelles et du sperme dans les gonades des mâles (un liquide généralement blanc et laiteux). Lorsque les poissons sont jeunes, les gonades des mâles et des femelles se ressemblent beaucoup. Mais il est important de noter que les poissons sont immatures parce que des pesticides peuvent avoir affecté leur activité de reproduction. On classe généralement les stades de la reproduction comme suit: stade nidifiant, stade de développement (ou maturation), stade plein (ou reproduction) ou de post-frai, avec des stades intermédiaires. La fiche méthodologique où sont détaillés ces stades résume un système de codage simple pour déterminer les stades du frai. De manière à évaluer l'impact des pesticides sur la fécondité des poissons, on pèsera les œufs de femelles pleines, et on les conservera en vue de les dénombrer ultérieurement. Le meilleur liquide de conservation pour les œufs de poissons est le liquide de Gilson, mais il faut faire extrêmement attention quand on manipule les ingrédients (voir chapitre 3). Le liquide de Gilson se prépare avec 100 ml d'alcool à 80%, 880 ml d'eau distillée, 15 ml d'acide nitrique à 80%, 18 ml d'acide acétique glacial et 20 g de chlorure de mercure. Il doit être préparé en laboratoire avant de se rendre sur le terrain et conservé dans un flacon de verre à capsule étanche. Une autre méthode de conservation acceptable est le formol à 4-5% (dilution d'une part de solution de formaldéhyde dans 8 à 10 parts d'eau distillée) mais les œufs deviennent très durs et sont difficiles à séparer si on les laisse longtemps dans le formol. Il faut aussi faire attention lorsqu'on mélange et qu'on manipule du formol (voir chapitre 3). Des échantillons des liquides de conservation doivent être conservés pour l'analyse de résidus.

La collecte des contenus stomacaux pour discerner la nourriture des différentes espèces est très utile, surtout si on soupçonne les pesticides d'être responsables d'une restriction alimentaire chez certaines espèces de poisson. On pourra aussi observer des changements d'habitudes alimentaires et de nourriture dans les zones traitées. La conservation des œufs et des contenus stomacaux peut prendre du temps sur le terrain, surtout si ce sont ces études auxquelles on s'intéresse plutôt qu'à des impacts donnés. En retenant un petit nombre d'espèces clés pour ces études, il est possible de mener à bien rapidement la conservation d'une grande quantité de poissons et de prendre leurs mensurations de base.

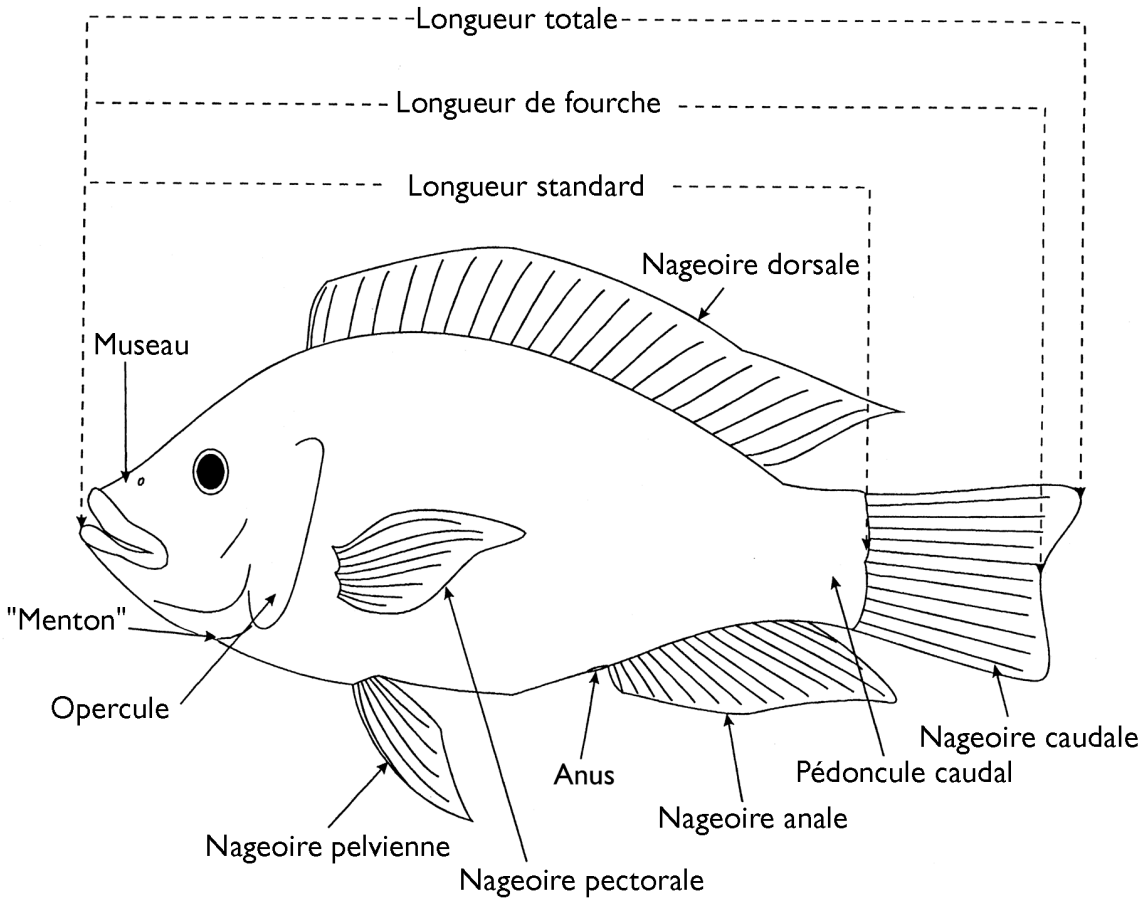


Figure 10.7: Mesure de la longueur d'un poisson

TRAITEMENT DES ÉCHANTILLONS DESTINÉS À DE L'ANALYSE DE RÉSIDUS

L'une des tâches importantes à mener sur le terrain est la collecte de tissus de poisson pour déterminer le niveau des résidus de pesticides qu'ils contiennent. Les résidus de pesticides organochlorés ont tendance à s'accumuler dans les tissus graisseux comme les gonades, le cerveau, les tissus adipeux des intestins et du foie et c'est la raison pour laquelle ce sont eux en général qui sont conservés pour l'analyse. Si l'un des objectifs de la recherche est d'évaluer les risques pour la santé humaine, la chair du poisson (ou, dans le cas de petits poissons, le corps entier) doit être analysée pour voir si elle comporte des résidus. Une conservation dans une solution de formol à 5-10% (dilution de 1 part de solution de formaldéhyde pour 4 à 8 parts d'eau distillée) est acceptable pour les échantillons de tissus pour la plupart des analyses de résidus de pesticides organochlorés.

On conservera des échantillons de formol pour l'analyse des résidus, car ils pourraient montrer des niveaux de pesticide en toile de fond (voir fiche méthodologique sur l'échantillonnage du poisson en vue d'une recherche de résidus). Les pesticides des groupes organophosphorés, carbamate et pyréthrinoïdes n'ont pas tendance à être bioaccumulés, et d'habitude ils ne donnent pas lieu à une analyse de résidus. Mais il arrive dans certaines circonstances que l'on détecte des résidus de métabolite, qui indiquent le moment de la contamination. En général, les poissons détruits par des pesticides de ce type ne présentent pas des niveaux seuils de résidus qui sont létaux et comme l'analyse de résidus est onéreuse, il vaut mieux l'éviter dans ces cas.

TRAITEMENT DES ÉCHANTILLONS DESTINÉS À UNE ESTIMATION DU PARAMÈTRE POPULATION

De manière à procéder à des estimations de croissance, de mortalité et de production sur les poissons en train de vieillir, les écailles, les otholites (os des ouïes) ou des structures squelettiques comme les piquants ou les vertèbres doivent être collectés sur le terrain. Les écailles sont les plus faciles à obtenir, mais pour connaître très précisément l'âge des poissons, les otolithes sont réputés plus fiables car en coupe on peut voir les anneaux qui se sont formés chaque jour. Si on arrive à dire à quel moment des fissures (des interruptions dans la formation des anneaux sur les écailles) se sont formées, en échantillonnant chaque mois pendant un an ou plus, alors la détermination de l'âge par les écailles est parfaitement acceptable. Mais comme il faut disséquer les têtes des poissons pour prélever les otholites qui, chez certaines espèces, sont parfois emboîtées dans des plaques osseuses, il se peut qu'on n'ait pas le temps de procéder à une telle opération sur le terrain. De même, une collecte de vertèbres sur le terrain peut être lente. Si la détermination de l'âge peut être repoussée à un stade ultérieur des recherches, on pourra utilement mettre à profit le temps passé sur le terrain pour prélever des écailles sur chaque poisson. Il en faut généralement 4 ou 5, dont une "écaille clé", c'est à dire la même écaille de chaque poisson d'une espèce (voir figure 10.9). On fait sécher d'habitude les structures squelettiques, on enlève les tissus conjonctifs, avant de les déposer dans de petites enveloppes étiquetées jusqu'à ce qu'on en ait besoin.

Une collection de référence des espèces de poissons des différentes eaux de la zone d'étude est utile. La collecte et la conservation de quelques individus de chaque espèce peut se faire vite et aisément lors du travail sur le terrain. Pour la conservation, utilisez du formol à 5-10% ou de l'éthanol à 70% après 5 jours dans le formol.

TECHNIQUES DE LABORATOIRE ET ANALYSE DES DONNÉES

La plus simple de toutes les analyse de données est de comparer la quantité ou le poids des poissons de chaque zone, sur une base mensuelle, saisonnière ou annuelle. Les données doivent d'abord être standardisées en vue de leur échantillonnage ou de l'effort de pêche. S'il y a eu des variations entre la pêche dans la zone traitée et celle dans la zone témoin, on peut exprimer les prises sur une base de CPUE (par ex. le poids ou la quantité de poissons capturés - que ce soit par des gens du crû ou l'équipe chargée de l'étude - en une heure, un jour ou en 24 heures). Les échantillons constitués par les prises réalisées par les habitants doivent avoir les mêmes proportions que les prises de chaque zone, ou être multipliés pour estimer la totalité des prises. Les données de prise et d'effort ne peuvent être exploitées que si la pêche dans chaque zone est menée avec la même intensité. De grosses différences d'effort peuvent avoir une incidence sur les quantités de poissons prises (il n'existe pas de rapport direct entre la prise et l'effort lorsque ce dernier est ou très faible ou très important), ainsi que la présence ou l'absence d'espèces moins communes (Cowx, 1991). On peut faire des comparaisons de données sur les prises (ou sur les prises et l'effort) à l'aide de paires de tests *t*, une analyse de la variance (voir chapitre 2) suivis d'un test de recherche des différences, par exemple celles qui sont les moins significatives. Les mêmes comparaisons peuvent être faites sur des espèces isolées, encore qu'il est peu probable qu'on compare la totalité des espèces de cette manière. Des différences de communautés, c'est-à-dire des différences dans la composition en espèces, peuvent souvent se voir directement, des espèces moins communes ou moins vulnérables pouvant avoir disparu de la zone traitée. Si ce qui compte pour les études est l'impact au niveau de la communauté, il peut être nécessaire d'analyser les données à l'aide d'une analyse de groupement ou d'une analyse discriminante multiple. Il est conseillé de demander l'avis d'un statisticien pour ces procédures.

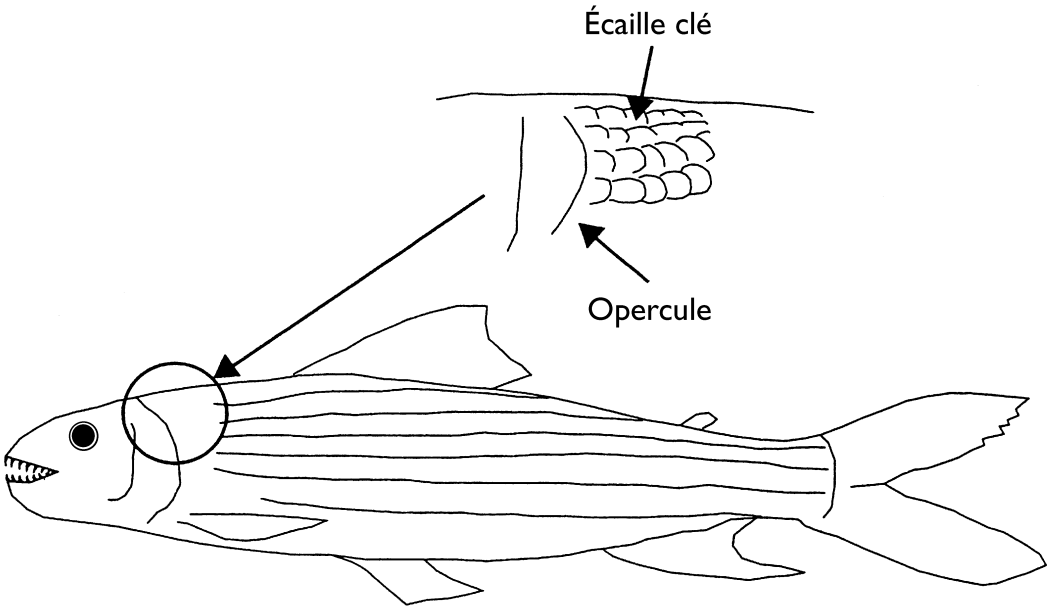


Figure 10.8: Dans la détermination de l'âge des poissons, on se sert d'écailles clés.

Si l'empoisonnement ou le passage consécutif d'une senne ont été pratiqués dans des zones fermées ou isolées, on peut faire des estimations de la biomasse du poisson (on parle d' 'ichtyomasse'). Il faut évaluer plusieurs étendues d'eau, de taille diverses mais en appariant des eaux traitées avec des eaux non traitées, car la biomasse, qui est déterminée par la superficie et le volume d'eau, connaît des variations considérables sur les petites superficies.

A partir des mesures de longueurs, on peut faire l'évaluation des répartitions longueur-fréquence. Les poissons de petite taille peuvent être plus gravement touchés par les pesticides que les plus gros. En comparant la répartition des différentes longueurs des poissons capturés en même temps (en général pendant le même mois) entre des zones traitées et non traitées, ces effets apparaîtront sans doute. Il y aura des changements dans la répartition de ces longueurs de mois en mois à mesure que les poissons grandissent, sont capturés, meurent ou migrent vers d'autres zones. Si les eaux échantillonnées sont les mêmes dans les zones traitées et non traitées, alors des différences dans les répartitions, qui sont changeantes, peuvent révéler les effets des traitements. Par exemple, des effets sur le recrutement de jeunes poissons peuvent être montrés en l'absence de poissons de petite taille dans les échantillons prélevés dans les eaux traitées et la présence d'un pic dans les répartitions des longueurs des poissons provenant de la zone non traitée. Les répartitions longueur-fréquence peuvent servir à déterminer la croissance, la mortalité et le recrutement à l'aide de programmes informatiques spécialement conçus pour évaluer ces paramètres. On trouvera le détail de ces analyses chez Hilborn and Walters (1992), qui ne doivent être utilisées que par du personnel formé et après consultation d'un scientifique spécialiste des pêcheries. Ces techniques font appel à des modèles mathématiques et évaluent des paramètres de ces modèles qui reflètent la dynamique de la population. On peut faire des comparaisons des paramètres de croissance à l'aide d'évaluations multiples du paramètre, à partir de différents échantillons provenant des mêmes sites d'échantillonnage, pendant la même période, ou à l'aide de la gamme de valeurs paramétriques qui conviennent également pour la répartition des longueurs. Il s'agit vraiment d'une forme de pseudo-répétition (voir chapitre 2). Si on a pu procéder à des échantillonnages sur plusieurs sites à l'intérieur de plusieurs zones traitées et non traitées, on peut alors les considérer comme des répétitions. L'analyse de variance et les tests statistiques de suivi (voir chapitre 2; Sokal and Rohlf, 1969; Steel and Torrique, 1980) peuvent être utilisés pour évaluer des différences dans les paramètres de croissance. Il faut demander l'avis de spécialistes si on essaie d'utiliser ces méthodes.

La détermination de l'âge du poisson à partir des écailles et de ses structures squelettiques doit être effectuée par du personnel formé (on trouvera les méthodes dans l'ouvrage de Bagenal, 1978). On peut évaluer la croissance, la mortalité et la fertilité à partir des données de longueur à un certain âge, une fois encore à l'aide de techniques de modélisation. Ces techniques sont exposées dans les ouvrages de Bagenal (1978), Gulland (1983) et Pitcher and Hart (1982). Il n'est pas facile d'analyser les différences qui existent parmi plusieurs des paramètres évalués avec ces techniques à l'aide de méthodes statistiques standard. Si on aborde de telles méthodes, il faut demander l'avis de spécialistes.

Les études de fécondité supposent de dénombrer les œufs en échantillonnant chaque ovaire ou chaque paire d'ovaires sur chaque poisson. Il faut bien rincer les œufs pour les débarrasser du liquide de Gilson ou du formol et faciliter leur manipulation (voir chapitre 3). Le sous-échantillonnage peut être effectué par poids, c'est-à-dire en pesant tous les œufs, en prélevant au moins trois sous-échantillons, en les pesant et en dénombrant les œufs des sous-échantillons, puis en calculant à partir du nombre d'œufs par grammes le nombre d'œufs dans les ovaires. Une autre méthode consiste à immerger les œufs dans de l'eau dans un cylindre de mesure, à compter les sous-échantillons d'œufs prélevés puis à mesurer le volume qu'ils occupent, ainsi qu'avec tous les œufs. On peut faire le calcul du nombre d'œufs dans la totalité des ovaires, comme dans le cas de la pesée (toutes les précisions sur ces méthodes ainsi que d'autres sont données dans l'ouvrage de Bagenal, 1978). On pourra garder les œufs pour procéder à une analyse de résidus. Un échantillon de la solution de conservation doit aussi être envoyé comme échantillon de contrôle (voir chapitre 6).

L'identification des éléments de l'alimentation prélevés dans le contenu des estomacs conservés peut se faire à l'œil nu ou à l'aide d'un microscope. Il faut en général consulter un spécialiste si on doit identifier les taxa au niveau des espèces. Le classement de ces aliments en groupes a généralement la faveur des scientifiques. Ces groupes pourront comporter: des plantes terrestres, des plantes aquatiques, du phytoplancton, du zooplancton, des invertébrés benthiques, de gros invertébrés, par ex. des bivalves et des gastéropodes, des insectes terrestres et aquatiques, des poissons (soit entiers, soit des parties comme les nageoires), et des matières inertes (sable et vase). Les quantités d'aliments en termes de pourcentage par volume dans chaque estomac, et d'occurrence en pourcentage chez l'espèce (nombre de poissons à avoir consommé un aliment particulier comme pourcentage de tous les poissons de cette espèce échantillonnés) peuvent être comparées à l'aide d'une analyse de variance (voir chapitre 2). En analysant les contenus stomacaux, on peut repérer les espèces de poissons qui sont les plus sensibles à l'impact des pesticides à travers la chaîne alimentaire comme, par exemple, les poissons piscivores et ceux qui se nourrissent sur les fonds aquatiques. On peut en outre déterminer les effets indirects des pesticides sur les poissons, tels que l'élimination ou la diminution de divers aliments, comme les invertébrés. Des modifications d'alimentation et des périodes de famine, remarquées à partir des contenus stomacaux, peuvent indiquer ces effets.

L'analyse de résidus de pesticides peut se faire à partir de tissus de poisson de la même façon qu'avec les autres tissus animaux. Se reporter au chapitre 6 sur les techniques d'échantillonnage de tissus pour l'analyse de résidus.

RÉFÉRENCES

ANTWI, L.A.K. (1987) Fish head acetylcholinesterase activity after aerial application of temephos in two rivers in Burkina Faso, West Africa. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology,* **38:** 461-466.

BAGENAL, T.B. (ed.) (1978) *Methods for Assessment of Fish Production in Fresh Waters*. Third edition. *IBP Handbook,* No. 3. Oxford: Blackwell Science.

BAZIGOS, G. (1974) The design of fisheries statistical surveys-inland waters. *FAO Fisheries Technical Paper,* No. 133. Rome: Food and Agriculture Organization of the United Nations.

BURDICK, G.E., HARRIS, E.J., DEAN, H.J., COLBYTM., SKEA, J. and COLBY D. (1964) The accumulation of DDT in the lake trout and the effect on the reproduction. *Transactions of the American Fisheries Society,* **93:** 127-136.

COWX, I.G. (ed.) (1991) *Catch Effort Sampling Strategies: Their Application in Freshwater Fisheries Management.* Oxford: Fishing News Books/Blackwell Science.

COWX, I.G. and LAMARQUE, P (1990) *Fishing with Electricity: Applications in Freshwater Fisheries Management.* Oxford: Fishing News Books/Blackwell Science.

GULLAND, J.A. (1983) *Fish Stock Assessment: A Manual of Basic Methods*. *FAO/Wiley Series on Food and Agriculture*. Volume 1. New York: John Wiley.

HILBORN, R. and WALTERS, C.J. (1992) *Quantitative Fisheries Stock Assessment: Choice, Dynamics and Uncertainty.* New York: Chapman and Hall.

HURST, P., HAY A. and DUDLEY N. (1991) *The Pesticide Handbook.* London: Journeyman Press.

METCALF, R.L. (1981) Insect control technology. pp. 413-485. In: *Encyclopedia of Chemical Technology.* Volume 13. New York: Wiley-Interscience.

MUIRHEAD-THOMSON, R.C. (1971) *Pesticides and Freshwater Fauna.* London: Academic Press.

NIEMI, W.D. and WEBB, G.D. (1980) DDT and sodium transport in the eel electroplaque. *Pesticide Biochemistry and Physiology,* **14:** 170-177.

NIKOLSKY, G.V (1963) *The Ecology of Fishes.* London: Academic Press.

PERROW, M.R., COTE, I.M. and EVANS, M. (1996) Fish. pp. 178-204. In: *Ecological Census Techniques: A Handbook.* Sutherland, W. J. (ed.). Cambridge: Cambridge University Press.

PITCHER, T.J. and HART PJ.B. (1982) *Fisheries Ecology.* London: Croom Helm.

STEEL, R.G.D. and TORRIE, J.H. (1980) *Principles and Procedures of Statistics - A Biometrical Approach. Second edition.* Tokyo: McGraw-Hill Kogakusha.

SOKAL, R.R. and ROHLF, F.J. (1969) *Biometry: The Principles and Practice of Statistics in Biological Research.* San Francisco: W. H. Freeman.

SUKLA, L. and PANDEY, A.K. (1985) Effects of two commonly used insecticides on the ovarian histophysiology in the Teleost *Sarotherodon mossambicus*. *Pesticides (Bombay),* 19: 45-48.

POUR EN SAVOIR PLUS

DOUTHWAITE, R.J. and TINGLE, C.C.D. (eds) (1994) *DDT in the Tropics: The Impact on Wildlife in Zimbabwe of Ground-spraying for Tsetse Fly Control.* Chatham, UK: Natural Resources Institute.

HILSENHOFF, W. (1966) Effects of diquat on aquatic insects and related animals. *Journal of Economic Entomology,* **59:** 1520-1521.

LAWS, E.A. (1993) *Aquatic Pollution: An Introductory Text.* Second edition. New York: John Wiley.

MUIRHEAD-THOMSON, R.C. (1987) *Pesticide Impact on Stream Fauna with Special Reference to Macroinvertebrates.* New York: Cambridge University Press.

ROBBINS, R. (1991) *Poisoned Harvest: A Consumer's Guide to Pesticide Use and Abuse.* London: Victor Gollancz Ltd.

AMPHIBIENS ET REPTILES

Michael R. K. Lambert[1]

Natural Resources Institute, University of Greenwich at Medway, Central Avenue,
Chatham Maritime, Kent ME4 4TB, R-U.

INTRODUCTION

Les amphibiens et les reptiles sont particulièrement abondants dans les régions tropicales, sub-tropicales et tempérées chaudes. Ce sont des vertébrés à sang froid ou ectothermes, dont la température corporelle dépend de la température extérieure.

Les amphibiens se rencontrent dans les zones humides, au bord des mares et des cours d'eau. Leur cycle biologique comprend un stade aquatique et un stade terrestre. Les adultes se reproduisent dans l'eau lors de la saison des pluies, les œufs se transforment en larves aquatiques (têtards), se nourrissant d'abord d'algues, puis de charognes. Certaines espèces (ex: le crapaud à griffes ou dactylère du cap *Xenopus laevis*) ont un mode de vie essentiellement aquatique. D'autres sont inactives en saison sèche. Les invertébrés sont les proies principales des amphibiens. Les amphibiens sont particulièrement abondants dans les forêts pluviales tropicales.

Certains reptiles, comme les crocodiliens, chéloniens d'eau douce (tortues) et certaines espèces de serpents et de varans, dépendent des habitats humides et de l'eau dans les régions tropicales et sub-tropicales. Tous ces animaux sont des prédateurs, se nourrissant principalement de poissons et parfois de charognes. Les chéloniens d'eau douce se nourrissent également d'invertébrés comme les crustacés.

La plupart des espèces de reptiles sont terrestres et elles sont abondantes dans de nombreux habitats. Les geckos et certaines espèces de scinques et de margouillats vivent dans les rochers et les arbres, d'autres vivent sur le sol. Alors que la plupart des espèces de lézards se nourrissent d'invertébrés, le régime alimentaire des varans, par exemple, comprend de nombreux types de proies et inclut les charognes (c'est également le cas des crocodiliens). Les lézards, anoures (grenouilles et crapauds) et autres petits vertébrés constituent les proies des serpents, ces proies et leurs prédateurs se retrouvent dans les régions sèches et sableuses, dans la savane boisée, ainsi que dans les habitats humides et les forêts pluviales tropicales. Capables de supporter les conditions arides, les lézards sont actifs pendant les périodes sèches de l'année. Les tortues terrestres sont principalement herbivores, et trouvent refuge dans la végétation.

Les amphibiens et les reptiles insectivores comme les lézards sont un maillon intermédiaire important dans la chaîne alimentaire, entre les invertébrés et les vertébrés plus évolués. Ils constituent une source de nourriture pour ces vertébrés situés à un niveau trophique plus élevé et introduisent ainsi, dans la chaîne alimentaire, les résidus de produits chimiques, particulièrement les résidus organochlorés absorbés avec les proies contaminées. Ces produits chimiques se retrouvent par bioconcentration dans l'environnement et parfois dans le corps humain. Les pesticides solubles dans les corps gras tendent à être séquestrés dans les tissus adipeux des reptiles. Ce sont des ectothermes, ils dépendent de la température extérieure pour métaboliser les résidus de pesticides. Leur faible capacité de métabolisation conduit donc à une accumulation des résidus dans les tissus. La peau des amphibiens perméable et les branchies des larves, hautement vascularisées, sont exposées à la pénétration des contaminants. Contrairement aux oiseaux et à certains insectes épigés, la capacité de recolonisation des amphibiens et des reptiles est faible. Ils s'adaptent également difficilement aux modifications rapides des habitats. Ces caractéristiques en font donc de bons indicateurs de la qualité des habitats terrestres. Les charges de résidus sont des biomarqueurs du niveau de contaminants entrant dans la chaîne alimentaire et donc dans l'environnement en général.

[1]Adresse: Michael R.K. Lambert est décédé le 18 juillet 2004. Veuillez contacter l'un des rédacteurs.

Les amphibiens et les reptiles absorbent les pesticides de nombreuses manières.

- Par inhalation: près des zones contaminées, les pesticides sont inhalés dans les poumons, particulièrement chez les reptiles.
- Par contact: suite à un traitement, les pesticides sont absorbés par les branchies des larves et la peau perméable des amphibiens. Les reptiles ont une peau écailleuse et ne passent pas par un stade larvaire aquatique, ils sont donc moins exposés.
- Par ingestion: les amphibiens et les reptiles insectivores absorbent les pesticides par ingestion d'invertébrés contaminés, soit par les particules de pesticide adhérant à leur cuticule, soit, pour les espèces situées plus haut dans la chaîne alimentaire, par les proies dont les tissus adipeux stockent les résidus.

Lors des campagnes de lutte contre les ravageurs, les amphibiens et les reptiles, organismes non cibles, entrent en contact direct avec les pesticides dans les habitats soumis à la pulvérisation ou dans les zones exposées à la dérive de pulvérisation. Les amphibiens vivant dans les cours d'eau ouverts sont exposés aux pesticides par le ruissellement venant des terres agricoles adjacentes.

Ce chapitre décrit les techniques de suivi des populations d'amphibiens et de reptiles en fonction des espèces et des habitats. Ces techniques sont utilisées lors des études d'impacts des pesticides.

OBJECTIFS

Le suivi des populations d'amphibiens et de reptiles répond à trois objectifs principaux:

- Estimer les effets directs de l'application de pesticides et du ruissellement sur les espèces et la diversité de la faune herpétologique à partir de l'observation des animaux vivants et de la collecte des spécimens tués par les pesticides (voir chapitre 6 sur l'analyse des résidus en laboratoire). Des espèces sont identifiées et sélectionnées comme bioindicateurs.
- Estimer les effets indirects de l'application de pesticide sur un ensemble d'espèces d'amphibiens et de reptiles en observant les effets sur les invertébrés qui sont leurs proies principales et, dans le cas des herbicides, sur la végétation servant de refuge à ces proies. Est également étudié l'empoisonnement par ingestion de proies contaminées (prélèvement de spécimens pour l'analyse des résidus en laboratoire).
- Prélever et conserver des spécimens sur le terrain (spécimens témoins) en vue de leur identification lors des études portant sur la biodiversité. Sont également effectuées, en laboratoire, des analyses du contenu du tube digestif et des résidus (organochlorés) sur des spécimens conservés et des analyses de cholinestérase sur des spécimens vivants (principalement pesticides organophosphorés).

La méthode utilisée pour le suivi des impacts des pesticides sur les populations d'amphibiens et de reptiles dépend du type et de la formulation du produit en question, de sa méthode d'application, de l'habitat touché et des espèces impliquées. La méthode diffère également si l'étude envisage l'impact sur la diversité de la faune herpétologique (plusieurs espèces) ou sur des bioindicateurs (une ou deux espèces). Il est nécessaire d'estimer les modifications des populations dues à l'exposition: estimation de la diversité en espèces (richesse et composition – fréquence en pourcentage), de la population (nombre absolu d'individus dans une zone), de l'abondance relative (comparaison des densités relatives) ou mesure de la densité (nombre d'individus par unité de surface).

L'activité et les populations des amphibiens et des reptiles varient en fonction de la saison. La reproduction de certains amphibiens dépend de la saison des pluies et la plupart des espèces sont inactives lors des périodes froides ou sèches. Certaines espèces de reptiles peuvent être actives toute l'année ou moins actives lors des périodes plus froides ou plus sèches: leur reproduction ne se produit qu'à des périodes spécifiques de l'année. Les effets d'un pesticide peuvent être comparés *avant* et *après* le traitement et comparés en fonction de la durée écoulée depuis le traitement, dans la zone traitée et la zone non traitée.

La collecte d'échantillons est une tâche nécessaire pour les raisons suivantes:

- Obtention de spécimens témoins pour les études de biodiversité. Les spécimens sont conservés pour leur identification ultérieure.
- Analyse des résidus organochlorés en laboratoire: les spécimens sont congelés ou conservés dans le formol (voir chapitre 6). Les niveaux de résidus sont exprimés en parts par million ou en mg/kg^{-1} ($\mu g/g^{-1}$) de poids corporel sec ou frais ou en lipides totaux. Le poids frais est la norme, c'est une indication utile pour estimer le niveau de résidus pénétrant dans la chaîne alimentaire, puisque les prédateurs ingèrent les proies fraîches. Le poids sec permet d'effectuer des comparaisons de niveaux avec d'autres matières (ex: sol et litière de feuilles), il reflète en général les niveaux dans l'atmosphère et l'environnement. Les niveaux de lipides permettent de déterminer les effets sur les transformations physiologiques des amphibiens et des reptiles.
- En présence de pesticides organophosphorés, les amphibiens et les reptiles vivants (particulièrement les lézards) sont ramenés au laboratoire et gardés dans des cages pour des mesures de cholinestérase.
- Pour les animaux présentant des signes d'empoisonnement aigu dont la cause reste inconnue, les spécimens collectés sont tués rapidement pour pratiquer une biopsie et une analyse de résidus.

DISPOSITIF EXPÉRIMENTAL

Les techniques de mesure des différences de population utilisées dans les études écologiques appliquées nécessitent d'être normalisées. Les travaux de Heyer et al. (1994) fournissent une description des différentes méthodes normalisées de suivi des populations d'amphibiens et de certains reptiles. Différentes techniques d'échantillonnage peuvent produire des résultats très différents. Les estimations de taille et de densité de population sont limitées par les différences d'activité et de comportement des espèces. Les problèmes proviennent des limites des techniques de recensement et de réplication des sites (voir chapitre 2).

Types de pesticides

Les pesticides organochlorés

Les pesticides organochlorés ont des effets chroniques et aigus sur les amphibiens, particulièrement la dieldrine, ses métabolites et les isomères du HCB. Les résidus s'accumulent. Il convient de mesurer les niveaux au laboratoire sur des spécimens d'amphibiens et de reptiles prélevés dans la zone traitée et dans celle non traitée. Les pesticides organochlorés peuvent avoir des effets indirects sur les lézards par le biais de la contamination et de la réduction des populations d'invertébrés.

Les pesticides organophosphorés

Les pesticides organophosphorés, en particulier le parathion, ont des effets aigus sur certains amphibiens. Le chlorpyrifos utilisé pour lutter contre les acridiens cause la mort des lézards. La mesure des niveaux de résidus chez les amphibiens et les reptiles prélevés dans la zone traitée et celle non traitée permet de déterminer la cause de la mort. Il est également possible d'analyser les niveaux d'acétylcholinestérase pour mettre en évidence l'impact d'un pesticide. Ces deux méthodes sont coûteuses et l'interprétation des données est difficile. L'analyse de l'acétylcholinestérase est une méthode de spécialiste, elle nécessite de l'azote liquide et des jeux de tests coûteux qui ne sont pas immédiatement disponibles. Les pesticides organophosphorés ont des effets indirects sur les lézards par le biais de la contamination et de la réduction des populations d'invertébrés.

Les carbamates

Les carbamates (ex: bendiocarb) touchent les lézards directement et probablement indirectement, par le biais de la réduction des populations d'invertébrés.

Les pyréthrinoïdes

Les pyréthrinoïdes ne sont pas très rémanents dans l'environnement mais ils ont des effets aigus sur certains amphibiens, particulièrement à l'état de larve. Ils peuvent aussi avoir des effets indirects sur les lézards, par le biais de la réduction des populations d'invertébrés.

Les inhibiteurs de croissance (IGR) et les produits biologiques

Les inhibiteurs de croissance (IGR) et les produits biologiques ont peu ou pas d'effets directs sur les amphibiens et les reptiles. Des effets indirects par le biais des impacts sur les proies ont été constatés.

Les herbicides

Les herbicides ont peu d'effets connus, mais le paraquat a été rapporté comme irritant les yeux des tortues terrestres. Ils peuvent avoir des effets indirects sur les espèces par le biais de la destruction de la végétation où se réfugient les invertébrés (proies).

Lieu d'utilisation

- Les écosystèmes agricoles: peu d'espèces d'amphibiens et de reptiles vivent dans les zones hautement cultivées et leur diversité est faible. Les grenouilles et leurs têtards se retrouvent dans les canaux d'irrigation et peuvent dont être touchés par le ruissellement dans les rizières.
- Zones boisées/forêts: la diversité en amphibiens et en reptiles doit être déterminée, car ces animaux sont touchés par les pesticides. Il convient d'étudier également les nombreuses espèces fouisseuses ou arboricoles vivant dans la savane boisée, ainsi que les amphibiens particulièrement nombreux dans les forêts pluviales tropicales.
- Pâturages/savane: la diversité en amphibiens et en reptiles doit être déterminée comme dans les zones boisées/forêts. Il convient de déterminer également les nombreuses espèces de surface qui s'abritent dans des terriers, particulièrement les lézards, les serpents et les tortues terrestres, ainsi que certaines espèces de crapauds dans leur cycle terrestre.

Méthode d'application

- Pulvérisateur à dos ou tracteur: ces méthodes d'application touchent la faune vivant dans les arbres et les buissons, à la surface du sol et dans le sol.
- Pulvérisation en ultra bas volume: elle touche la faune vivant sur les buissons et la surface du sol. En cas de pulvérisation aérienne, les amphibiens vivant dans la canopée, ainsi que les amphibiens et les reptiles arboricoles sont particulièrement touchés.
- Brumisation: les amphibiens arboricoles et ceux vivant dans la canopée sont touchés, ainsi que les reptiles arboricoles.
- Pulvérisation aérienne: la faune est touchée, comme dans le cas de la pulvérisation en ultra bas volume et de la brumisation.
- Granulés/enrobage de semences: ces traitements peuvent toucher les amphibiens et les reptiles fouisseurs.

Toutes ces méthodes peuvent avoir des conséquences indirectes par le biais de la contamination et de la disparition des populations d'invertébrés (proies).

Mesure des résidus de pesticides chez les amphibiens et les reptiles

Les niveaux de résidus chez les amphibiens et les reptiles sont en général exprimés en mg kg^{-1} ou µg g^{-1} (parts par million).

Poids frais

Les niveaux de résidus sont donnés en fonction du poids frais. Cette mesure chez les amphibiens et les reptiles permet d'établir des comparaisons avec d'autres organismes, car ces animaux sont les proies d'organismes situés plus haut dans la chaîne alimentaire. Les niveaux de résidus chez les amphibiens et les reptiles, calculés en fonction du poids corporel total frais, donnent des informations sur les niveaux de pesticide entrant dans la chaîne alimentaire quand ils sont consommés par leurs prédateurs. Les amphibiens et les reptiles consomment à leur tour des invertébrés pouvant être contaminés, ils contaminent alors leurs prédateurs. Les niveaux de résidus sur le poids frais permettent de comparer les niveaux chez les amphibiens avec ceux relevés dans l'environnement aquatique.

Poids sec

Pour pouvoir établir une comparaison avec les niveaux de résidus dans le sol et la litière de feuilles qui sont donnés en poids sec, les niveaux chez les amphibiens et les lézards sont également exprimés en fonction du poids sec corporel total. Les niveaux de résidus chez les animaux peuvent ainsi être rapprochés des niveaux de référence dans les matières constituant leurs habitats, qui sont également les niveaux dans l'environnement global. Des niveaux élevés chez les amphibiens peuvent s'expliquer par l'ingestion de proies contaminées.

Lipides

Les niveaux de résidus exprimés en fonction des tissus adipeux fournissent des informations sur les effets des pesticides sur la physiologie des organismes. Les résidus sont séquestrés dans les tissus adipeux et leurs niveaux sont inversement corrélés au pourcentage de graisse: des niveaux élevés de résidus (exprimés en mg kg^{-1} lipides) correspondent à de faibles pourcentages de graisse et inversément. Les tissus adipeux sont utilisés par l'organisme lors des périodes de l'année où la nourriture se fait rare, en conséquence, les niveaux de résidus augmentent et peuvent causer des modifications chroniques d'ordre physiologique ou comportemental, voire même entraîner la mort si le niveau létal est atteint.

Modification des populations

La pulvérisation de pesticides peut réduire les populations ou même entraîner la disparition complète des amphibiens et des reptiles pendant un certain temps. Ce facteur est important lors des études de biodiversité. La pulvérisation génère parfois une distribution erratique, dont le suivi est compliqué (Swingland et Shorrochers, 1990). Le suivi des populations concerne l'étendue du déclin ou le taux de récupération. À l'arrêt de la pulvérisation dans une zone, l'étude révèle des populations en début de récupération ou en phase d'immigration à partir des zones adjacentes non traitées.

Modification de la distribution

Les reptiles peuvent éviter les zones présentant des niveaux élevés de contamination en pesticides. Les espèces vivant dans la canopée des forêts, telles que les grenouilles arboricoles et certaines espèces de serpents et de lézards, sont particulièrement sensibles à la pulvérisation aérienne. La technique d'application des pesticides modifie la hauteur à laquelle se postent les amphibiens et les reptiles en savane boisée.

Pourcentage d'habitat occupé

Les amphibiens et les reptiles sont parfois tributaires d'habitats tels que les arbres ou les rochers. Consigner la proportion de ces habitats occupés est une technique de suivi normalisée qui ne dépend pas de la densité.

Stade de développement, maturité/âge et sexe

La contamination par les pesticides perturbe la croissance et le développement des amphibiens: il en résulte des individus anormaux et les larves ne peuvent plus se métamorphoser en juvéniles. La mesure de l'âge et du stade de maturité des amphibiens adultes, et si possible du sexe (présence de callosités nuptiales chez les anoures mâles), particulièrement chez les bioindicateurs, permet de révéler une modification des proportions après la pulvérisation. L'empoisonnement dû à l'ingestion de résidus de pesticides réduit la longévité et modifie la pyramide des âges chez les amphibiens et les reptiles, c'est ainsi le cas chez les lézards qui passent par trois stades de développement (juvéniles pendant la première année, immatures ou sub-adultes pendant la deuxième et adultes pendant la troisième). Il est crucial, pour les bioindicateurs sélectionnés, de déterminer le sexe des lézards adultes (les mâles ont une livrée souvent plus colorée que celle des femelles).

INVENTAIRE, SUIVI ET TECHNIQUES D'ÉCHANTILLONNAGE

La richesse en espèces permet d'estimer la biodiversité. Les amphibiens et les reptiles sont observés ou prélevés lors des recherches. Il existe plusieurs méthodes éprouvées pour le suivi des populations d'amphibiens et de reptiles sur le terrain. Les amphibiens dépendent cependant beaucoup plus des points d'eau et des habitats humides que les reptiles, sauf les crocodiles, les tortues et certaines espèces de varans et de serpents. La plupart des espèces de lézards occupent des habitats arides ou semi-arides où les amphibiens sont absents ou inactifs, sauf lors de la saison des pluies.

Les techniques exposées dans ce qui suit sont, soit applicables aux amphibiens comme aux reptiles, soit applicables à un seul de ces deux groupes (Tableau 11.1). Dans les fiches méthodologiques, les techniques spécifiques aux amphibiens sont clairement séparées de celles concernant les reptiles (surtout les lézards).

Tableau 11.1 Techniques d'échantillonnage

Méthode	Faune herpétologique			Habitat							
				Terrestre				Aquatique			
	Reptile	Amph larves	Amph adultes	Zones boisées	Forêt	Savane	Ecosyst agri	Zones boisées	Forêt	Savane	Ecosyst agri
Inventaire	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●
Observations visuelles	●		●	●	●	●	●	●	●	●	●
Échantillonnage par bloc	●		●	●	●	●	●	●	●	●	●
Échantillonnage par mosaïque d'habitats	●		●	●	●	●	●			●	●
Observation des sites de reproduction		●	●		●		●		●	●	●
Analyse quantitative	●		●					●	●	●	

Inventaire complet des espèces

Le but d'un inventaire complet des espèces est d'enregistrer toutes les espèces présentes dans un habitat. Cet inventaire constitue donc une étude de référence avant la pulvérisation de pesticides dans une zone; il fournit des informations sur la richesse en espèces. L'inventaire comporte deux parties: les détections visuelles et l'étude des microhabitats (voir aussi les chapitres sur les quadrats et les transects). Dresser un inventaire exige beaucoup de temps et n'est pas l'objectif de base d'une étude d'impact d'un pesticide.

Détection visuelle

La détection visuelle est la méthode d'enquête la plus simple, elle permet de déterminer la diversité de la faune herpétologique en fonction du nombre et de la fréquence des applications de pesticides dans une zone. Elle permet également de comparer la diversité de la faune avant et après le traitement ou dans la zone traitée et la zone non traitée. Le nombre d'individus observés par unité de temps donne une mesure de la densité relative, l'observation dure en général 1 h, en fonction du nombre d'observateurs (la fréquence des détections est exprimée en nombre par homme-heure). Cette méthode nécessite cependant plusieurs recensements répétés pour pouvoir établir des comparaisons statistiquement valides. Lors de la détection visuelle et selon l'écologie des espèces concernées, un observateur (au moins) note le nombre et les espèces d'amphibiens ou de reptiles qu'il rencontre en parcourant à pied une zone ou un habitat pendant une période de temps donnée. Le ou les trajets suivis par le ou les observateurs sont, soit des lignes aléatoires, droites ou en zigzag, soit des parcours tracés dans un quadrat. Cette technique permet de dresser une liste de la faune et de la fréquence des détections dans un assemblage faunique (pour la composition en espèces) et d'estimer l'abondance relative (nombre par homme-heure), qui est un moyen d'expression de la densité relative. La densité réelle ne peut être déterminée, car seule une partie des espèces est observée, certaines sont fouisseuses et donc cachées (ces espèces sont comptées lors des recherches sur les microhabitats).

La plupart des recensements de ce type sur les amphibiens sont menés de nuit, à l'aide d'un projecteur à large faisceau, car les yeux de la plupart de ces animaux reflètent la lumière (ex: grenouilles arboricoles dans les forêts pour les habitats terrestres ou sur les berges des cours d'eau). Les conditions météorologiques (température de l'air, couverture nuageuse, pluviométrie, etc.) doivent être enregistrées avant et après les recensements. Les recensements concernant les espèces diurnes de lézards, telles que les lacertidés, les scinques et les margouillats dans les habitats terrestres, sont conduits de jour. Les recensements concernant les espèces nocturnes (geckos et animaux dont les yeux reflètent la lumière, ex: tortues et crocodiles dans les grandes masses d'eau) se déroulent la nuit, à l'aide d'un projecteur à large faisceau. Les conditions météorologiques (température de l'air, couverture nuageuse, pluviométrie, etc.) doivent être enregistrées avant et après les recensements.

Limites Seule une proportion des individus des espèces observées en terrain découvert, de ceux au repos et de ceux non dissimulés par la végétation sont enregistrés lors de ces recensements. Leur activité varie en fonction de l'heure de la journée, de la température et d'autres conditions météorologiques saisonnières. Il est nécessaire d'effectuer des recensements répétés pour effectuer des comparaisons.

Données obtenues Abondance relative (composition en espèces en pourcentage), fréquence des détections (nombre par homme-heure) représentant la densité relative. Richesse en espèces et diversité dans un assemblage faunique.

Faune échantillonnée Adultes actifs chez la plupart des anoures (et des lézards).

Période d'échantillonnage Le jour et/ou la nuit, selon les espèces, le groupe d'espèces ou l'activité et le comportement du groupe.

Matériel Montres ou chronomètres, compteurs manuels, projecteur à large faisceau (de nuit), thermomètre ou psychromètre fronde (voir chapitre 5) à importer. Les sacs en plastique peuvent être achetés localement. Récipients en aluminium avec bouchon à vis (à importer) ou récipient en verre (bocaux à confiture achetés localement) pour la solution de conservation (le formol à 45 % à diluer à 8-10% peut être acheté à l'hôpital local).

Personnel requis 2 observateurs minimum. L'augmentation de la durée du recensement (en homme-heure) accroît le nombre d'animaux observés pendant une période de temps donné (ex: 1 homme-heure pour moins de 10 espèces, 5 hommes-heures pour plus de 10, avec plusieurs observateurs).

Échantillonnage par blocs de quadrats

Cette méthode permet de déterminer les espèces présentes (richesse et composition), ainsi que leurs abondances relatives et leurs densités par unité de surface, dans une zone où un pesticide a été pulvérisé au niveau du sol. Cette méthode est particulièrement adaptée aux zones boisées possédant une litière épaisse et une couche de végétation masquant les espèces et où la méthode par détection visuelle ne peut s'appliquer à certaines espèces d'amphibiens et de reptiles fouisseurs. Cette méthode, par la recherche minutieuse des amphibiens et/ou des reptiles dans un ensemble de blocs de quadrats choisis de manière aléatoire dans des habitats appariés, permet de déterminer les espèces présentes, leur composition et leur densité par unité de surface (ex: nombre d'individus par hectare). Un côté de l'habitat est balisé et l'emplacement des carrés (distance à partir du côté balisé) est choisi à l'aide d'une table de nombres aléatoires. La densité approximative des animaux est estimée avant de commencer le recensement et la taille des carrés dépend du type et de la quantité de végétation présente. En fonction du type d'habitat, les recensements sur les microhabitats en zones boisées imposent de retourner les pierres, de ratisser les litières de feuilles, de sonder les trous et les crevasses à l'aide de bâtons, de fendre de vieilles souches pourrissantes, de retirer les épiphytes, etc. Le temps mis pour effectuer les recherches doit toujours être consigné: la zone couverte dépend du nombre d'animaux enregistré en fonction du couvert végétal (qualité et quantité). L'examen cesse quand il n'y a plus d'espèces nouvelles à consigner. Il est également possible d'établir une durée limite en hommes-heures, selon le nombre d'espèces et d'individus trouvés, le nombre d'observateurs et le type d'habitat (1 homme-heure avec peu d'individus ou d'espèces, 5 hommes-heures avec 10 espèces ou plus, avec plusieurs observateurs).

Limites Principalement en zones boisées ou en habitats similaires abritant des amphibiens inactifs et/ou des reptiles fouisseurs.

Données obtenues Abondance relative (composition en espèces exprimée en pourcentage), fréquence des détections (nombre par homme-heure) représentant la densité relative lors des recensements à durée limitée sur microhabitats. Richesse en espèces et diversité dans un assemblage faunique.

Faune échantillonnée Espèces actives et inactives, animaux fouisseurs ou individus cherchant refuge dans la végétation.

Période d'échantillonnage Le jour et/ou la nuit, dans la mesure où sont consignées l'heure exacte de début des recherches, la température de l'air et les conditions météorologiques. Les recherches sont plus faciles à la lumière du jour, avec une bonne visibilité.

Matériel Montre ou chronomètre, boussole, compteur manuel, thermomètre ou psychromètre fronde et altimètre à importer. Machettes, râteaux de jardiniers et sacs en plastique pouvant être achetés localement. Récipients en aluminium avec bouchon à vis (à importer) ou récipients en verre (bocaux à confiture achetés localement) pour la solution de conservation (le formol à 45 % à diluer à 8-10 % peut être acheté à l'hôpital local).

Personnel requis 2 observateurs minimum. L'augmentation de la durée de recensement (en homme-heure) accroît le nombre d'animaux observés pendant une période de temps donné (ex: 1 homme-heure pour moins de 10 espèces, 5 hommes-heures pour plus de 10, avec plusieurs observateurs).

Échantillonnage par blocs de transects

La méthode des transects est une alternative à la méthode des quadrats. Elle utilise une procédure similaire de recherche sur microhabitats. En fonction du type d'habitat rencontré, cette méthode peut nécessiter de retourner les pierres, de ratisser les litières de feuilles, de sonder les trous et les crevasses à l'aide de bâtons, de fendre de vieilles souches pourrissantes, de retirer les épiphytes, etc. Le temps mis pour effectuer les recherches doit toujours être consigné: la zone couverte dépend du nombre d'animaux enregistré en fonction du couvert végétal. Comme pour les quadrats, l'examen cesse quand il n'y a plus d'espèces nouvelles à consigner. Il est également possible d'établir une durée limite en hommes-heures, selon le nombre d'espèces et d'individus trouvés, le nombre d'observateurs et le type d'habitat. Les transects sont tracés sous forme de bandes, ils permettent de déterminer les clines de population d'amphibiens ou de reptiles sur des habitats présentant un gradient (modification naturelle ou concentrations de pesticide). Les blocs sont positionnés sur le transect à l'aide d'une table de nombres aléatoires, puis soumis à une recherche intensive. Cette méthode permet de déterminer les espèces présentes, leur composition et leur densité par unité de surface (ex: nombre d'individus par hectare) le long du transect. La densité ainsi obtenue (détection visuelle sur les transects) est une densité relative, car nombres d'animaux sont dans leurs terriers et sont inactifs, donc non comptés. La marche le long des transects est également limitée dans le temps, ce qui permet d'obtenir l'abondance relative en fréquence des détections (nombre d'individus par homme-heure). Cette donnée permet de vérifier la corrélation statistique avec la densité par unité de surface.

Limites Principalement en zones boisées ou en habitats similaires abritant des amphibiens inactifs et/ou des reptiles fouisseurs.

Données obtenues Abondance relative (composition en espèces exprimée en pourcentage), fréquence des détections (nombre par homme-heure) représentant la densité relative lors des recensements à durée limitée sur microhabitats. Richesse en espèces et diversité dans un assemblage faunique.

Faune échantillonnée Espèces actives et inactives, animaux fouisseurs ou individus cherchant refuge dans la végétation.

Période d'échantillonnage Le jour et/ou la nuit, dans la mesure où sont consignées l'heure exacte de début des recherches, la température de l'air et les conditions météorologiques. Les recherches sont plus faciles à la lumière du jour, avec une bonne visibilité.

Matériel Montre ou chronomètre, boussole, compteur manuel, thermomètre ou psychromètre fronde et altimètre à importer. Machettes, râteaux de jardiniers et sacs en plastique pouvant être achetés localement. Sacs en tissu à confectionner localement. Récipients en aluminium avec bouchon à vis (à importer) ou récipients en verre (bocaux à confiture achetés localement) pour la solution de conservation (le formol à 45 % à diluer à 8-10 % peut être acheté à l'hôpital local)

Personnel requis 2 observateurs minimum. L'augmentation de la durée des recensements (en homme-heure) accroît le nombre d'animaux observés pendant une période de temps donné (ex: 1 homme-heure pour moins de 10 espèces, 5 hommes-heures pour plus de 10, avec plusieurs observateurs).

Échantillonnage par mosaïque d'habitats

De fortes densités d'amphibiens et de certaines espèces de reptiles sont souvent associées à des microhabitats spécifiques (mosaïques) sur une zone. Les microhabitats sont sélectionnés au hasard dans une zone où un pesticide a été largement pulvérisé, puis comparés à ceux dans une zone similaire non traitée (ou moins traitée). Une ligne droite est tracée dans la zone à étudier et les microhabitats sont sélectionnés perpendiculairement à des points sur cette ligne, espacés à l'aide d'une table de nombres aléatoires. Les microhabitats sont examinés et leurs matériaux constitutifs enlevés (ex: retourner les rochers, séparer les billes de bois, couper les buissons) pour consigner le nombre d'espèces, en s'assurant de bien inclure tous les animaux associés au microhabitat donné. Cette méthode permet de déterminer le nombre, l'abondance relative et la densité en espèces dans toute la zone.

Limites Principalement en zones boisées ou en habitats similaires abritant des amphibiens inactifs et/ou des reptiles fouisseurs.

Données obtenues Abondance relative (composition en espèces exprimée en pourcentage), fréquence des détections (nombre par homme-heure) représentant la densité relative lors des recensements à durée limitée dans les microhabitats. Richesse en espèces et diversité dans un assemblage faunique.

Faune échantillonnée Espèces actives et inactives, animaux fouisseurs ou individus cherchant refuge dans une végétation spécifique ou un type précis de couvert végétal.

Période d'échantillonnage Le jour et/ou la nuit, dans la mesure où sont consignées l'heure exacte de début des recherches, la température de l'air et les conditions météorologiques. Les recherches sont plus faciles à la lumière du jour, avec une bonne visibilité.

Matériel Montre ou chronomètre, boussole, compteur manuel, thermomètre ou psychromètre fronde et altimètre à importer. Machettes, râteaux de jardiniers et sacs en plastique pouvant être achetés localement. Récipients en aluminium avec bouchon à vis (à importer) ou récipients en verre (bocaux à confiture achetés localement) pour la solution de conservation (le formol à 45 % à diluer à 8-10 % peut être acheté à l'hôpital local).

Personnel requis 2 observateurs minimum. L'augmentation de la durée du recensement (en homme-heure) accroît le nombre d'animaux observés pendant une période de temps donné (ex: 1 homme-heure pour moins de 10 espèces, 5 hommes-heures pour plus de 10, avec plusieurs observateurs).

Échantillonnage quantitatif de larves d'amphibiens (et de reptiles aquatiques)

Les méthodes d'échantillonnage utilisées pour le dénombrement des larves d'amphibiens dans les mares, les lacs et les cours d'eau à faible courant sont les suivantes: pêche à la senne, pêche à l'épuisette et piégeage dans un volume d'eau connu. Les avantages du piégeage à l'aide d'un entonnoir par rapport à l'utilisation d'un filet et des observations à la torche ont été étudiés par Griffiths (1985). Le nombre d'amphibiens à l'état larvaire et/ou adulte est consigné en fonction de la taille de la mare (dans le cas de la pêche à la senne), du nombre de passages à l'épuisette, du nombre de pièges ou des volumes d'eau échantillonnés. Tous les microhabitats d'une mare sont échantillonnés à l'aide d'un filet: surface de l'eau, sous les herbes aquatiques, berges, surface de la boue sur le lit.

Ces méthodes permettent d'obtenir la richesse en espèces de larves d'amphibiens, la densité et la taille des populations d'amphibiens, en fonction du pesticide présent par ruissellement en provenance des terres environnantes.

Limites Applicable principalement dans les eaux superficielles stagnantes (mares, lacs ou cours d'eau à faible courant); compte principalement les têtards.

Données obtenues Abondance relative (composition en espèces exprimée en pourcentage), densités de têtards en fonction de la taille de la mare ou du volume d'eau, fréquence (nombre d'individus par piège sur une période donnée, ex: 24 h) représentant la densité relative. Richesse en espèces et diversité dans un assemblage faunique.

Faune échantillonnée Têtards des espèces d'anoures qui dépendent de l'eau.

Période d'échantillonnage Le jour et/ou la nuit, dans la mesure où sont consignées l'heure exacte de début des recherches, la température de l'air et les conditions météorologiques. Les recherches sont plus faciles à la lumière du jour, avec une bonne visibilité. L'activité des têtards diffère le jour et la nuit.

Matériel Thermomètres, bottes ou cuissardes, épuisettes à long manche et lampes frontales à importer. La plupart des filets peuvent être fabriqués localement. Sacs en plastique, piles de rechange, carnets de notes, etc. peuvent être achetés localement. Récipients en aluminium avec bouchon à vis (à importer) ou récipients en verre (bocaux à confiture achetés localement) pour la solution de conservation (le formol à 45 % à diluer à 8-10 % peut être acheté à l'hôpital local).

Personnel requis 1 observateur avec 1 à 2 assistants.

Recensement des sites de reproduction (amphibiens)

Les amphibiens se rassemblent pour se reproduire, souvent à la saison des pluies, sur des sites proches de points d'eau. Les adultes sont comptés le long de transects (individus observés ou entendus). Les larves sont présentes dans l'eau pendant de plus longues périodes que les adultes. Les recensements sont menées principalement dans le cadre d'un suivi à long terme des populations d'amphibiens et de reptiles dans des zones ou des régions où des pesticides ont été épandus. Les recensements concernent également les sites où l'eau des mares de reproduction est contaminée par le ruissellement de surface.

Limites Applicable le long des berges des mares ouvertes, des lacs ou des cours d'eau. Compte les anoures adultes.

Données obtenues Abondance relative (composition en espèces exprimée en pourcentage), fréquence des détections (nombre par homme-heure) représentant la densité relative. Richesse en espèces et diversité dans un assemblage faunique.

Faune échantillonnée Anoures adultes dépendants de l'eau.

Période d'échantillonnage Le jour et/ou la nuit, dans la mesure où sont consignées l'heure exacte de début des recherches, la température de l'air et les conditions météorologiques. Les recherches sont plus faciles à la lumière du jour, avec une bonne visibilité. Certains anoures ne sont actifs que la nuit.

Matériel Montre ou chronomètre, thermomètre ou psychromètre fronde à importer. Bottes ou cuissardes et vêtements imperméables (si nécessaire), épuisettes à long manche et lampes frontales à importer, mais ces dernières peuvent être fabriquées localement. Sacs en plastique, piles de rechange, carnets de notes, etc. pouvant être achetés localement. Récipients en aluminium avec bouchon à vis (à importer) ou récipients en verre (bocaux à confiture achetés localement) pour la solution de conservation (le formol à 45 % à diluer à 8-10 % peut être acheté à l'hôpital local).

Personnel requis 2 observateurs minimum. L'augmentation de la durée du recensement (en homme-heure) accroît le nombre d'animaux observés pendant une période de temps donné (ex: 1 homme-heure pour moins de 10 espèces, 5 hommes-heures pour plus de 10, avec plusieurs observateurs).

Méthodes supplémentaires pour les amphibiens

Heyer et al. (1994) décrivent des méthodes spécifiques d'échantillonnage des amphibiens, elles requièrent la présence de spécialistes. Ce sont par exemple:

- Barrières d'interception et pièges de Barber placés le long de palissades droites forçant les espèces vivant sur le sol à tomber dans des fosses ou des pièges entonnoirs. Cette méthode, qui nécessite la supervision d'un herpétologiste, est utilisée à l'origine pour l'inventaire et le suivi à long terme des populations d'amphibiens adultes pendant une période donnée, par exemple, pendant plusieurs mois ou saisons, dans des zones ou des régions où des pesticides ont été épandus.
- Palissades encerclant les mares de reproduction des amphibiens, servant de barrières d'interception, sous la supervision d'un herpétologiste comme précédemment. Cette méthode est utilisée pour suivre les amphibiens lors de leur entrée et sortie des sites de reproduction, elle vise à évaluer les modifications à long terme dues à l'application de pesticides.
- Transects sonores, pour de nombreuses espèces de grenouilles possédant un chant caractéristique. Les chants sont enregistrés sur un magnétophone, après identification de l'espèce produisant le chant, pour estimer l'abondance relative en mâles chanteurs (et donc l'abondance en adultes après détermination de la proportion des sexes), la composition en espèces, l'utilisation des sites de reproduction et la phénologie.
- Mares artificielles placées sur une superficie suffisamment vaste pour être trouvées par les amphibiens. Cette méthode est utile pour estimer la diversité en grenouilles et l'abondance en larves.
- Abris artificiels constitués de planches en bois ou de tôles ondulées placées sur le sol et sous lequel les animaux viendront se réfugier. Cette méthode est utile pour estimer les populations de certaines espèces d'amphibiens.

- Piégeage lumineux, à la tombée de la nuit. Cette méthode permet le suivi à long terme des espèces prédatrices d'insectes attirés par la lumière (ex: crapauds lors de leur stade terrestre). Elle est utilisée en cas d'application de pesticides sur plusieurs années et sur de vastes zones. Les animaux sont enregistrés toutes les 30 ou 60 minutes, selon leur nombre, pendant 2 à 4 heures après le coucher du soleil.
- Suivi acoustique automatique des chants de grenouilles. Cette méthode permet de déterminer le nombre de mâles et donc le nombre d'adultes.
- Pistage radio à l'aide d'émetteurs-récepteurs. Cette méthode est utilisée pour observer l'utilisation des habitats par les amphibiens hors de la saison de reproduction.
- Marquage radioactif pour localiser les individus marqués en fonction de leurs déplacements.
- Systèmes d'information géographique (SIG) et techniques de détection à distance, utilisés pour déterminer l'habitat des espèces de densités connues.

Méthodes supplémentaires pour les reptiles

Les méthodes spécifiques d'échantillonnage des reptiles (ex: O'Shea, 1992) requièrent la présence de spécialistes. Ce sont par exemple:

- Abris artificiels constitués de planches en bois ou de tôles ondulées placées sur le sol et sous lequel les animaux viendront se réfugier. Cette méthode est utile pour estimer les populations de certains lacertidés, geckos, scinques et autres espèces de serpents.
- Suivi d'un topofil: une bobine de fil de coton est attachée à l'animal et se dévide en fonction de ses déplacements dans son habitat. Cette méthode a été utilisée avec succès pour enregistrer les déplacements des tortues terrestres. Cette méthode nécessite la supervision d'un herpétologiste.
- Barrières d'interception et pièges de Barber placés le long de palissades droites forçant les espèces vivant sur le sol à tomber dans des fosses ou des pièges entonnoirs. Cette méthode, qui nécessite la supervision d'un herpétologiste, est utilisée à l'origine pour l'inventaire et le suivi à long terme des populations de reptiles pendant une période donnée, par exemple, pendant plusieurs mois ou saisons, dans des zones ou des régions où des pesticides ont été épandus.
- Échantillonnages quantitatifs des reptiles aquatiques (tortues) à l'aide de sennes (le nombre d'individus capturés est consigné en fonction de la taille de la mare). Cette méthode permet d'obtenir la densité suite aux effets indirects des pesticides ruisselant des terres environnantes.
- Piégeage lumineux, à la tombée de la nuit. Cette méthode permet le suivi d'espèces comme les geckos, visibles sur les surfaces plates et claires, chassant les insectes attirés par la lumière. Les animaux sont enregistrés toutes les 30 ou 60 minutes, selon leur nombre, pendant 2 à 4 heures après le coucher du soleil. Cette méthode enregistre les modifications de populations à long terme, elle est utilisée en cas d'application de pesticides sur plusieurs années et sur de vastes zones.
- Pistage radio à l'aide d'émetteurs-récepteurs. Cette méthode est utilisée pour observer l'utilisation des habitats par les serpents.
- Marquage radioactif pour localiser les individus marqués en fonction de leurs déplacements.
- Systèmes d'information géographique (SIG) et techniques de détection à distance, utilisés pour déterminer l'habitat des espèces de densités connues.

TAXONOMIE

Certains principes de base de la taxonomie sont nécessaires pour déterminer la richesse en espèces (composition et fréquence). En l'absence d'un herpétologiste possédant une bonne connaissance de la faune locale, il convient de se procurer un guide de terrain avec des clés d'identification, même si l'utilisation de ces clés réclame des compétences affirmées. Les guides de terrain concernant les amphibiens et les reptiles ne couvrent pas toutes les parties du globe et il n'est pas possible de recommander un ouvrage adapté à toutes les zones tropicales, sub-tropicales et tempérées chaudes. Il faudra donc prélever des spécimens, les étiqueter, les conserver et les envoyer à un musée pour confirmer leur identification.

ÉVALUATION DE LA DIVERSITÉ

Les traitements aériens en couverture totale réduisent la diversité de la faune herpétologique, particulièrement en forêt. Des échantillonnages quantitatifs fournissent des informations sur la diversité (le nombre d'espèces présentes dans un échantillon de taille connue). La formule la plus largement adoptée est l'indice de diversité de Shannon-Wiener (H'):

$$H' = \sum_{\gamma=1}^{s} p_i \log_e p_i$$

Dans laquelle p_i est la proportion d'individus de l'espèce *i* dans le nombre total d'individus (c'est à dire le nombre d'individus d'une espèce divisé par le nombre total d'individus enregistré dans un échantillon). $\log_n p_i$ est le logarithme naturel ($\log_e$) de p_i. Les études de cas présentées ci-dessous sont extraites d'observations réelles.

Amphibiens

Tableau 11.2 Diversité des espèces en forêt pluviale: comparaison entre la forêt primaire et la forêt secondaire adjacente gérée par l'homme (exposée au pesticide). Malaisie péninsulaire, mars 1995.

Espèces comptées	Forêt pluviale primaire			Forêt secondaire		
	I	p_i	$p_i{}^{l}np_i$	I	p_i	$p_i{}^{l}np_i$
1	13	0.200	– 0.322	25	0.338	– 0.367
2	9	0.138	– 0.274	13	0.176	– 0.306
3	9	0.138	– 0.274	11	0.149	– 0.283
4	7	0.108	– 0.240	8	0.108	– 0.240
5	4	0.062	– 0.172	5	0.068	– 0.182
6	3	0.046	– 0.142	5	0.068	– 0.182
7	3	0.046	– 0.142	2	0.027	– 0.096
8	2	0.031	– 0.107	2	0.027	– 0.096
9	2	0.031	– 0.107	2	0.027	– 0.096
10	2	0.031	– 0.107	2	0.027	– 0.096
11	2	0.031	– 0.107			
12	2	0.031	– 0.107			
13	2	0.031	– 0.107			
14	1	0.015	– 0.064			
15	1	0.015	– 0.064			
16	1	0.015	– 0.064			
17	1	0.015	– 0.064			
18	1	0.015	– 0.064			
Total	**65**	**(1.000)**	**– 2.528**	**74**	**(1.000)**	**– 1.906**

Exemple concret

p_i est la proportion d'espèces (*i*) d'amphibiens sur le total: s'il existe 13 (= *l*) représentants de la première espèce dans la forêt primaire sur un total de 65 amphibiens consignés, alors p_i = 13/65 = 0.200 et $p_i \times \log_e p_i$ = – 0.322; $\sum p_i \log_e p_i$ (la somme de ($p_i \log_e p_i$) pour la totalité des 18 espèces) = -2,528 et donc H' = 2,528.

N.B.: la somme de p_i doit être égale à 1, c'est un moyen de vérifier qu'il n'y a pas d'erreur de calcul. L'indice de diversité calculé à l'aide de la formule de Shannon-Wiener (H') se situe généralement entre 1 et 3 (inférieur à 1: faible diversité; supérieur à 2: grande diversité).

Donc, le tableau indique qu'il y a 65 individus répartis sur 18 espèces dans la forêt pluviale primaire (selon la formule de Shannon-Wiener H' = 2,528) et 74 individus répartis sur 10 espèces (H' = 1,906) dans la forêt secondaire. La diversité en amphibiens est donc plus importante dans la forêt primaire. Ce fait peut être confirmé par traitement statistique (t = 4,33; degrés de liberté 139; *P*<0,001) à l'aide du test de Magurran (1988).

Reptiles

Tableau 11.3 Diversité des espèces en savane boisée: comparaison entre une vallée non peuplée de l'affluent du fleuve (Tug Gabibta) exposée au ruissellement du pesticide et la vallée du fleuve principal (Tug Marodijeh) comprenant des habitats humains (Hargeisa, Somaliland, mars 1993)

Espèces comptées	Vallée de l'affluent			Vallée habitée		
	l	p_i	$p_i \ln p_i$	*l*	p_i	$p_i \ln p_i$
1	31	0.323	– 0.365	58	0.574	– 0.319
2	26	0.271	– 0.354	11	0.109	– 0.241
3	13	0.135	– 0.271	8	0.079	– 0.201
4	6	0.063	– 0.173	7	0.069	– 0.185
5	2	0.021	– 0.081	4	0.040	– 0.128
6	2	0.021	– 0.081	3	0.030	– 0.104
7	2	0.021	– 0.081	2	0.020	– 0.078
8	2	0.021	– 0.081	2	0.020	– 0.078
9	2	0.021	– 0.081	2	0.020	– 0.078
10	1	0.010	– 0.048	1	0.010	– 0.046
11	1	0.010	– 0.048	1	0.010	– 0.046
12	1	0.010	– 0.048	1	0.010	– 0.046
13	1	0.010	– 0.048	1	0.010	– 0.046
14	1	0.010	– 0.048			
15	1	0.010	– 0.048			
16	1	0.010	– 0.048			
17	1	0.010	– 0.048			
18	1	0.010	– 0.048			
19	1	0.010	– 0.048			
Total	**96**	**(1.000)**	**– 2.048**	**101**	**(1.000)**	**- 1.596**

Comme dans l'exemple sur les amphibiens des forêts pluviales, 96 individus répartis sur 19 espèces dans la vallée de l'affluent (selon la formule de Shannon-Wiener H' = 2,048) et 101 individus répartis sur 13 espèces (H' = 1,596) dans la vallée principale habitée. La diversité est plus forte dans la zone non peuplée, ce qui est statistiquement confirmé (t = 2,52, degrés de liberté 195, P<0,01).

ÉTIQUETAGE DES SPÉCIMENS

Des spécimens d'espèces non identifiées doivent être prélevés (Simmons, 1987) et conservés en vue de leur identification et d'une information sur leur distribution. Ils doivent être soigneusement étiquetés et porter les indications suivantes:

- Date de la capture.
- Emplacement exact (si possible localisé au GPS).
- Nom de la personne ayant effectué le prélèvement.
- Informations de base sur l'habitat, si possible (ex: rochers, sur un arbre, dans l'eau, près des habitations).

L'étiquette doit être en papier, en tissu ou en plastique blanc, sur lequel il est possible d'écrire. Cette étiquette sera attachée à l'un des membres inférieurs de l'animal à l'aide d'un fil de coton (au cou des serpents et lézards apodes). Les informations mentionnées sur l'étiquette seront écrites au crayon ou au feutre marqueur indélébile.

BIOINDICATEURS

Parmi les reptiles, les amphibiens et particulièrement les lézards ont des caractéristiques qui en font d'utiles bioindicateurs.

Amphibiens

Les grenouilles, les crapauds et autres amphibiens ont un cycle biologique comprenant un stade aquatique et un stade terrestre, ce qui les expose aux polluants dans les deux habitats. Les produits chimiques sont rapidement absorbés par la membrane gélatineuse des œufs, les branchies des larves et la peau des adultes. Les malformations osseuses dues aux polluants se voient rapidement chez les larves dont le développement est rapide (têtards). Les amphibiens, comme les reptiles, sont des vertébrés primitifs, dont le système enzymatique est simple. Ils ne sont pas capables de détoxifier les résidus de produits chimiques qu'ils ingèrent avec leurs proies invertébrées contaminées. Ce sont des animaux à sang froid (ectothermes) qui métabolisent difficilement les résidus de produits chimiques qui s'accumulent alors dans les tissus adipeux (ex: pesticides organochlorés), le foie ou les autres tissus (y compris le cerveau) à des niveaux aisément mesurables. Les niveaux de résidus augmentent, jusqu'à atteindre parfois le stade létal, particulièrement quand l'organisme utilise ces tissus adipeux lors des périodes de l'année où la nourriture se fait rare.

Des niveaux élevés de résidus présentent à leur tour un danger pour les prédateurs situés plus haut dans la chaîne alimentaire (de nombreuses espèces d'amphibiens constituent une ressource alimentaire pour les oiseaux et autres vertébrés prédateurs dans les écosystèmes aquatiques et terrestres). Quand les niveaux de résidus augmentent, les effets chroniques deviennent évidents et les amphibiens, ainsi que de nombreux lézards, modifient leur comportement et leur physiologie. Ils peuvent aussi ne pas supporter l'exposition aux conditions toxiques lors de l'estivage ou de l'hibernation. Comme ils sont actifs, ils sont aisés à repérer par la vue ou l'ouie (particulièrement dans les mares de reproduction), ce qui facilite le suivi de la population. Les amphibiens peuvent également être soumis à de nombreuses expériences au laboratoire et sur le terrain.

Lézards et autres reptiles

Les lézards partagent avec les amphibiens des caractéristiques qui en font d'utiles bioindicateurs de pollution. Mais, contrairement à la plupart des espèces d'amphibiens, particulièrement dans les régions tropicales, ils se rencontrent dans les habitats arides et sont en général actifs pendant la saison sèche et la saison des pluies. Les lézards sont relativement statiques, leur capacité d'émigration est faible, leur nombre suit donc les modifications de leur habitat, comme en cas de contamination chimique. Les espèces diurnes sont actives et faciles à repérer à la vue, ce qui permet un suivi des populations sur le terrain. Comme les amphibiens, les lézards sont insectivores et absorbent les pesticides en ingérant des proies contaminées. Ils sont un maillon important dans la chaîne alimentaire entre les invertébrés, les oiseaux et les autres vertébrés prédateurs dans les écosystèmes terrestres. La modification de leur comportement et de leur physiologie due aux polluants s'observe dans la concurrence inter et intra-spécifique pour la nourriture et le territoire. Les lézards peuvent également être soumis à de nombreuses expériences au laboratoire et sur le terrain.

RÉFÉRENCES

GRIFFITHS, R.A. (1985) A simple funnel trap for studying newt populations and an evaluation of trap behaviour in smooth and palmate newts, *Triturus vulgaris* and *T. helveticus*. *Herpetological Journal,* **1**(1): 5-10.

HEYER, W.R., DONNELLY, M.A., MCDIARMID, R.W, HAYEK, L.-A.C. and FOSTER, M.S. (eds) (1994) *Measuring and Monitoring Biological Diversity. Standard Methods for Amphibians*. Washington DC: Smithsonian Institution Press.

MAGURRAN, A.E. (1988) *Ecological Diversity and Its Measurement.* London: Croom Helm.

O'SHEA, M. (1992) *Expedition Field Techniques: Reptiles and Amphibians*. London: Royal Geographical Society.

SIMMONS, J.E. (1987) Herpetological collecting and collections management. *Herpetological Circular,* No. 16: 1-70. Ithaca: Society for the Study of Amphibians and Reptiles.

SWINGLAND, I.R. and SHORROCKS, B. (eds) (1990) *Living in a Patchy Environment.* Oxford: Oxford University Press.

POUR EN SAVOIR PLUS

CAMPBELL, H.W. and CHRISTMAN, S.P. (1982) Field techniques for herpetofaunal community analysis. pp. 193-200. In: Herpetological Communities. Scott, N.J. (ed.). *Wildlife Research Report,* No. 13. Washington DC: US Fish and Wildlife Service.

FERNER, J.W. (1979) A review of marking techniques for amphibians and reptiles. *Herpetological Circular,* No. 9: 1-42. Ithaca: Society for the Study of Amphibians and Reptiles.

HALLIDAY, T.R. and ADLER, K. (eds) (1986) *The Encyclopaedia of Reptiles and Amphibians*. Oxford: Equinox.

PISANI, G.R. (1973) A guide to preservation techniques for amphibians and reptiles. *Herpetological Circular,* No. 1: 1-22. Ithaca: Society for the Study of Amphibians and Reptiles.

SPAWLS, S. (1988) Making a herpetological collecting trip to Africa. *British Herpetological Society Bulletin,* No. 24: 22-31.

SWINGLAND, I.R. (1978) Marking reptiles. pp. 119-132. In: *Animal Marking.* Stonehouse, B. (ed.). London: Macmillan.

WISE, M.A. (1994) Techniques for the capture and restraint of captive crocodilians. pp. 401- 405. In: *Captive Management and Conservation of Amphibians and Reptiles*. Murphy, J.B., Adler, K. and Collins, J.T. (eds). *Contributions to Herpetology,* No. 11. Ithaca: Society for the Study of Amphibians and Reptiles.

12 LES OISEAUX

Robert J. Douthwaite

Holly Oast, Hode Lane, Bridge, Canterbury, Kent CT4 5DH, R-U.
bobdouthwaite@onetel.com/bob.douthwaite@thenrgroup.net

Charles F. Dewhurst[1]

Natural Resources Institute, University of Greenwich at Medway, Central Avenue, R-U.
Chatham Maritime, Kent ME4 4TB, UK

INTRODUCTION

Avec plus de 9000 espèces, les oiseaux constituent l'un des groupes les plus variés et les plus couronnés de succès du point de vue de l'évolution. Ils occupent presque tous les habitats de la terre, sont souvent en grand nombre et leurs formes sont très variées, en particulier dans les tropiques. Leur taille va du minuscule colibri d'Helen (*Mellisuga helenae*) d'Amérique centrale qui pèse à peine 2,0 g à l'autruche (*Struthio camelus*) d'Afrique qui pèse jusqu'à 130 kg. Ce groupe est probablement l'un des plus faciles à inventorier, l'un des plus populaires à étudier et sans aucun doute l'un des plus fréquemment observés et suivis de tous les taxa. Bien que de nombreuses espèces soient sédentaires, la puissance du vol permet à d'autres espèces de profiter des changements saisonniers des disponibilités alimentaires pour migrer, avec une précision extraordinaire, sur des centaines de kilomètres chaque année.

Ces attributs ont donné aux oiseaux une place particulière dans de nombreuses cultures humaines; face à l'intensification de l'agriculture et de l'industrie, leur avenir est une préoccupation largement partagée. Par conséquent, de nombreuses recherches ont été menées sur les effets des produits agrochimiques sur leurs populations. Elles ont mis en évidence que les oiseaux sont souvent à risque, directement ou indirectement, lors de traitements avec des pesticides, mais que, dans certains cas, des méthodologies robustes et peu coûteuses peuvent être mises en œuvre pour suivre et évaluer l'impact de ces traitements. Ces travaux ont en effet démontré que certaines espèces d'oiseaux sont de bons indicateurs, révélant des effets – autrement non détectés - des traitements avec des pesticides sur leurs proies – invertébrés ou poissons. Par exemple, des changements dans la fréquence d'alimentation et son succès et dans le régime des martins-pêcheurs pie (*Ceryle rudis*) et des guêpiers nains (*Merops pusillus*) ont montré que leurs proies – un petit poisson et des insectes volants diurnes respectivement – avaient été affectées par des traitements avec des pesticides.

L'objectif du présent chapitre est d'aider les responsables des programmes ou projets agricoles, des programmes de contrôle des vecteurs, des divisions de protection des plantes et des départements de la faune et de l'environnement, à décider quels oiseaux, le cas échéant, doivent être suivis au cours des programmes de traitements avec des pesticides et quelles techniques utiliser; l'objectif est également de fournir un guide de méthodes appropriées pour la détection des effets des pesticides sur les populations d'oiseaux. Des méthodologies simples et peu coûteuses sont décrites.

EFFETS DES TRAITEMENTS AVEC DES PESTICIDES SUR LES OISEAUX

Les pesticides peuvent avoir des effets directs et/ou indirects sur les oiseaux avec des conséquences létales ou sub-létales. Les avicides (par ex., le fenthion) sont, bien entendu, destinés à tuer les espèces d'oiseaux nuisibles telles que les quéléas (*Quelea quelea*). Cependant, les opérations de traitements avec des pesticides de routine (pour les insectes nuisibles qui s'attaquent aux cultures, aux forêts et à la santé humaine) tueront également des espèces d'oiseaux non cibles, y compris des oiseaux de proie.

[1] Adresse: Ellanore House, Ellanore Lane, West Wittering, Chichester, West Sussex PO20 8AN, R-U. ou Senior Entomologist, PNG Oil Palm Research Association Inc., Dami Research Station, PO Box 97, Kimbe, West New Britain 621, Papoue Nouvelle Guinée. Charles.dewhurst@pngopra.org,pg

Les insecticides et les acaricides affectent principalement les populations d'oiseaux en réduisant la disponibilité des arthropodes (proies), mais la consommation de proies contaminées (par ex., les fourmis contaminées au DDT ou les acridiens contaminés au fénitrothion) peut entraîner la mort des oiseaux insectivores par empoisonnement aigu ou avoir des effets sub-létaux qui affecteront leur comportement ou le succès de leur reproduction. La réduction de l'abondance et/ou de la disponibilité des insectes (voir chapitre 8) entraînera une fréquence d'alimentation moindre, une moins bonne condition générale, un échec de la reproduction et donc le déclin de la population. En outre, comme de nombreux insecticides sont nuisibles pour les poissons, les oiseaux piscivores peuvent également être menacés. Le risque pour les espèces granivores est généralement moindre, bien que de nombreuses espèces se nourrissent d'insectes (insectivores) pendant la période de reproduction. L'empoisonnement peut se produire lorsque les graines traitées aux insecticides sont mangées. Le DDT, là où il est encore utilisé, présente un risque particulier. Les résidus de cet insecticide s'accumulent chez les oiseaux de proie et entraînent une diminution de l'épaisseur des coquilles d'œufs, ce qui se traduira par un échec de la reproduction et, à terme, par un déclin de la population.

Les herbicides peuvent affecter les populations d'oiseaux en réduisant la disponibilité des graines pour les espèces granivores, l'abondance des invertébrés par l'élimination de plantes nécessaires à leur alimentation ou à leur habitat, et le couvert pour les espèces nidicoles. Ces effets sont de mieux en mieux connus et constituent une préoccupation particulière étant donné que l'utilisation des herbicides augmente rapidement dans de nombreux pays.

Les indicateurs d'un impact, dans les études sur les oiseaux, sont représentés par l'ampleur des changements d'un ou de plusieurs éléments suivants:

- alimentation et régime
- santé
- comportement
- succès de la reproduction
- nombre (abondance relative).

DISPOSITIF EXPÉRIMENTAL

Une fois que l'objectif du programme de suivi est fixé (voir chapitre 1), le responsable doit élaborer le dispositif expérimental et identifier les ressources nécessaires, en gardant constamment à l'esprit le temps dont on dispose pour le suivi, selon les nécessités des programmes de traitement proposés.

Ressources

Le lieu, l'ampleur et la durée des opérations de traitement détermineront les ressources nécessaires pour:

- répéter les observations
- calculer le temps nécessaire pour collecter les données dans les zones avant traitement ou zones de référence
- déterminer la taille des échantillons
- estimer la durée du risque pour l'environnement et donc le temps dont on dispose pour une période d'échantillonnage efficace.

Bien que certaines espèces d'oiseaux soient faciles à identifier et à dénombrer, il faudra généralement embaucher un biologiste de terrain formé et expérimenté en ornithologie pour mener les études décrites ci-dessous.

Espèces étudiées

Les espèces courantes, aisément repérables et sédentaires peuvent être suivies avec moins de ressources que les espèces rares, secrètes ou migratrices. En effet, il est habituellement peu pratique de suivre des espèces migratrices et travailler sur des espèces rares et secrètes nécessitera le recours à un ornithologue professionnel.

Zones de l'étude

Deux parcelles d'étude au minimum doivent être choisies dans la zone traitée et *deux* autres hors de la zone traitée, afin de réduire le risque que les différences entre les zones traitées et non traitées soient simplement dues au hasard.

L'abondance des espèces présentant un intérêt et la méthode d'échantillonnage choisie détermineront la taille des parcelles d'étude. Ainsi, les parcelles peuvent être plus petites si les espèces étudiées sont très courantes ou si la méthode d'échantillonnage est plus intensive ou la fréquence plus élevée.

Dans la mesure du possible, les sites choisis pour le suivi doivent être proches les uns des autres pour faciliter la logistique de l'échantillonnage et pour réduire le risque que les différences entre les populations d'oiseaux soient dues à des différences écologiques ou climatiques. Les conditions écologiques, les habitats et l'utilisation des terres de chacune des parcelles de l'étude doivent être appariés le plus possible afin de réduire le risque que ces variables affectent les résultats de l'étude.

Cependant, il faut faire très attention à ne pas placer les parcelles non traitées sous le vent par rapport aux parcelles traitées car la dérive de pulvérisation peut affecter des zones sous le vent sur plusieurs kilomètres dans des conditions atmosphériques propices.

Durée de l'étude

La durée de l'étude est déterminée par la nécessité de collecter les données de référence avant le traitement, par la nature de l'impact et par la période de rétablissement estimée.

- Si l'impact a des chances d'être soudain et sévère, mais le rétablissement rapide, on peut programmer une étude courte qui s'étend de quelques jours avant le traitement à quelques jours après l'impact du traitement.
- Si le rétablissement est lent, mais s'il se produit au cours de la saison de l'impact, on peut alors organiser les observations sur quelques semaines.
- Si des effets chroniques sont prévus en raison de traitements avec des herbicides ou de la rémanence de résidus de pesticides, alors des études sur plusieurs mois ou plusieurs années peuvent être nécessaires pour garantir une bonne compréhension des fluctuations saisonnières et annuelles normales de la taille des populations et un suivi complet du processus de rétablissement.

Il est important de décider de la durée de l'étude dès que les informations de planification des traitements avec des pesticides sont connues.

Précision des observations

Des variations dans la méthodologie d'échantillonnage (par ex., en utilisant des personnes différentes pour dénombrer les oiseaux) peuvent causer davantage de variation dans l'estimation des populations que les pesticides eux-mêmes (Berthold *et al*., 1986). La standardisation des techniques et l'uniformité des opérateurs sont donc cruciales pour garantir la collecte de données statistiquement valables et l'obtention de résultats valables (Fowler et Cohen, 1986; Bibby *et al*., 1992).

Les biais peuvent être réduits et la précision du travail améliorée, en suivant certaines règles de fonctionnement:

- les observateurs doivent être capables d'identifier, de manière fiable, toutes les espèces d'oiseaux inclues dans l'étude;
- si nécessaire, une formation doit être fournie – à temps - aux observateurs;
- le même observateur doit être choisi pour répéter toutes les séries d'observations sur un site donné;
- des observateurs supplémentaires doivent être choisis pour échantillonner d'autres sites, en s'assurant qu'ils ont reçu les informations et la formation nécessaires auparavant;
- il faut sélectionner des sites d'échantillonnage aussi semblables que possible et dans lesquels les espèces cibles peuvent aisément être détectées;
- il faut maintenir la même vitesse d'échantillonnage et le même effort tout au long de l'étude (procédures standardisées) (voir chapitre 2);
- les observations doivent être effectuées à la même heure chaque jour. Limiter les observations aux 3 ou 4 heures suivant le lever du soleil, lorsque les oiseaux sont le plus actifs et la lumière est bonne;

- si les conditions météorologiques changent significativement certains jours, laisser de côté les observations faites ces jours-là (être prêt à s'organiser en cas d'événements imprévus de ce type); si différents observateurs sont concernés, ne pas mélanger les séries de données et s'assurer que toutes les feuilles de données sont correctement étiquetées;
- noter toutes les informations relatives à la méthodologie utilisée et aux conditions sur le terrain (type et condition de l'habitat, saison et conditions météorologiques, etc.) au moment du suivi.

Répétition des échantillons

La répétition des observations est importante pour réduire le risque que les changements qui se sont produits soient dûs au hasard (voir chapitre 2). Le suivi doit porter sur au moins *deux* zones traitées et *deux* zones non traitées, bien que cela puisse être impossible si de tels sites n'existent pas ou si les ressources sont insuffisantes.

Travailler sur plusieurs sites augmentera la fiabilité des résultats finaux, mais exigera davantage de ressources. Conserver scrupuleusement la trace de toutes les procédures suivies.

Analyse des résidus

L'analyse des résidus demande beaucoup de temps et elle est très onéreuse; en outre, le travail de terrain qui établit une relation entre l'exposition et les effets est pratiquement inexistant. Mesurer les taux de résidus ne présente aucun intérêt, sauf si le risque associé peut être interprété. Il est donc recommandé de ne pas effectuer cette analyse. Si le suivi sur le terrain met en évidence un impact néfaste, le 'principe de précaution' doit être adopté et des technologies de contrôle plus sûres sont recommandées et doivent être mises en œuvre dans la mesure du possible.

Une exception peut être faite pour les oiseaux exposés au DDT ou à d'autres résidus de pesticides organochlorés rémanents. Cependant, l'analyse des résidus doit être limitée aux mesures des concentrations de pesticides et de leurs métabolites dans le cerveau ou dans les lipides corporels.

Organisation du travail sur le terrain.

Sélectionner les zones de l'étude bien avant les opérations de traitement.

- Si possible, éviter de choisir les parcelles non traitées sous le vent des parcelles traitées car la dérive de pulvérisation peut affecter des zones sous le vent sur plusieurs kilomètres.
- Préparer des feuilles de données et s'assurer qu'elles sont en nombre suffisant pour tout le programme de travail.
- Chaque observateur doit utiliser de bonnes jumelles (de 8 x 30 à 10 x 40), de bons ouvrages d'identification des oiseaux (avec les feuilles 1 à 4 pour noter les caractéristiques des oiseaux non identifiés sur le terrain), une planchette à pince, un chronomètre, des crayons, des gommes, un canif et un carnet de notes.
- Jalonner les sites d'échantillonnage en marquant les pierres, les poteaux ou les arbres à la peinture blanche résistante à l'eau ou à la peinture en bombe.
- Tester la méthodologie et les compétences des observateurs bien avant d'effectuer les opérations de traitement.
- Préparer une carte de la zone étudiée où figurent les éléments importants tels que les arbres, les cours d'eau, les sentiers et les lignes des transects et points d'échantillonnage.
- Utiliser le système GPS pour les points de repère ou une boussole pour l'orientation.

MÉTHODES D'ÉCHANTILLONNAGE

TAILLE DES POPULATIONS

Suivre l'abondance relative est approprié lorsqu'il y a, au cours de l'étude, un risque de mortalité ou d'émigration/immigration lié au traitement. Plusieurs méthodes sont disponibles. Leur adéquation dépend:

- de l'ampleur de l'opération de traitement;
- du type d'habitat traité;
- des espèces d'oiseaux présentant un intérêt: visibilité et comportement;
- des ressources (matérielles et financières) disponibles pour effectuer le suivi.

Stations d'écoute

C'est une méthode utile pour évaluer l'abondance relative d'espèces d'oiseaux courantes, sédentaires, non groupées, dans les habitats forestiers ou buissonneux. Les zones d'échantillonnage doivent habituellement être vastes (au moins 20 km^2). L'observateur suit le nombre d'espèces présentant un intérêt, vues ou entendues, sur une série de points d'échantillonnage. Les points d'échantillonnage peuvent être sélectionnés au hasard ou à intervalles réguliers, ou bien systématiquement le long de routes identifiées avant le début des observations. La sélection systématique peut être utilisée lorsque des oiseaux d'un habitat donné sont les oiseaux présentant un intérêt; sinon, sélectioner les sites au hasard.

Quelle que soit la méthode utilisée, les points d'échantillonnage ne doivent jamais être distants de moins de 200 m pour éviter le risque d'observations qui se chevauchent. Les observations à chaque station sont faites dans un périmètre prédéfini à 50 m maximum du point central choisi. Elles sont faites pendant une durée définie de 2 à 5 minutes. Le temps d'écoute alloué à chaque station doit être le même, bien qu'il varie avec l'habitat et l'abondance des oiseaux. Ainsi, le temps estimé pour suivre 20 points (stations), en supposant qu'il faille 10 minutes pour effectuer les observations avant de changer de station, sera d'environ 3 heures et demie. Les points d'échantillonnage seront clairement numérotés à l'aide d'étiquettes de plastique coloré ou de peinture résistante à l'eau.

On recommande de suivre deux séries de 20 points dans la zone traitée et deux séries identiques dans la zone non traitée, afin de comparer les changements entre les zones traitées et non traitées. Avec un véhicule, on peut facilement échantillonner 20 points en 2 ou 3 heures. Si aucun véhicule n'est disponible, il faut compter 1 heure et demie pour effectuer 10 points d'échantillonnage. (Cette estimation prévoit 8 minutes pour passer d'un point d'échantillonnage à un autre et inclut le temps nécessaire pour atteindre le point suivant.)

L'impact d'un traitement sur l'abondance relative de chaque espèce ou sur les guildes alimentaires (groupes d'oiseaux) est comparé à l'intérieur d'un même traitement et entre les traitements (c.-à-d. à l'intérieur des zones traitées et des zones non traitées, et entre les traitements – traité/non traité). Si l'abondance relative diminue avec le traitement dans les deux séries d'échantillons traités, mais augmente ou reste constante dans les deux séries d'échantillons non traités, on peut conclure que le traitement a un effet (Douthwaite, 1980, 1995).

Limites Il faut obtenir des données à partir d'un grand nombre d'échantillons, tous choisis au hasard. La précision des dénombrements variera selon le moment de la journée, les conditions météorologiques, la saison, l'habitat et l'observateur. Les résultats dépendent beaucoup de l'expérience des observateurs. Ce n'est pas une bonne méthode pour les habitats ouverts où les oiseaux peuvent fuir l'observateur.

Faune échantillonnée Espèces d'oiseaux de taille petite à moyenne, courantes, sédentaires, non groupées (par ex., les gobe-mouches, les pies-grièches, certains plocéidés). Appropriée pour les oiseaux chanteurs, moins adaptée aux espèces timides.

Procédure Enregistrement direct de la présence ou des observations sur la feuille de données.

Données obtenues Listes des espèces, fréquences, courbes et rapports des abondances relatives des espèces et taux de détection selon le traitement avec des pesticides.

Période d'échantillonnage Chaque série de points d'échantillonnage doit être observée pendant 4 jours minimum avant d'appliquer un traitement et pendant encore 4 jours immédiatement après le traitement (c.-à-d. 32 jours de travail sur le terrain). Il faudra davantage de temps si les conditions météorologiques sont variables.

Matériel Jumelles et chronomètre.

Personnel requis 1 ou 2 observateurs compétents équipés d'un véhicule.

Analyse des données issues des stations d'écoute.

- Additionner les dénombrements pour chaque espèce pour obtenir un total pour chaque inventaire.
- Dresser un tableau de contingence où figure le plus grand dénombrement de chaque espèce par zone d'échantillonnage et par période d'échantillonnage (c.-à-d. avant ou après le traitement).
- Moins de 20% des cellules du tableau doivent avoir des fréquences estimées <5, aucune ne doit être <1. Si cela se produit, combiner les données des espèces les moins courantes avec le type de régime alimentaire (frugivore, insectivore, etc.), par méthode d'alimentation et par site. Si c'est impossible, laisser de côté ces espèces pour une analyse ultérieure.
- Comparer les fréquences de présence avant et après l'application du traitement à l'intérieur des traitements en utilisant le test du χ^2. Si les données sont homogènes, combiner les dénombrements à l'intérieur des traitements et comparer les fréquences entre les traitements. Si les données sont homogènes, le risque d'un effet du traitement est minime.
- Si les données sont hétérogènes, le traitement a peut-être affecté l'abondance relative. Examiner les données par espèce pour détecter la source de l'hétérogénéité et se pencher en particulier sur les espèces dont l'abondance n'a pas diminué dans les deux zones non traitées mais diminué dans les deux zones traitées.
- En fonction des connaissances sur l'écologie de ces espèces, on peut faire des hypothèses sur la probabilité d'un effet du traitement.
- Si un effet est probable, suivre les espèces en utilisant des méthodes différentes, plus intensives, lors des opérations de traitement ultérieures.

Dénombrements sur des transects à largeur fixe

C'est une méthode utile pour échantillonner l'abondance relative d'espèces plutôt courantes, de taille moyenne à grande, aisément repérables et sédentaires, dans des habitats ouverts, uniformes ou peu peuplés tels que les buissons ou les prairies boisées (voir Mullie et Keith, 1993a). Elle nécessite moins d'espace que les stations d'écoute, mais en requiert davantage qu'une cartographie des territoires. Il faut une zone traitée de plus de 10 km^2 et une zone non traitée équivalente, si possible adjacente à la zone traitée et présentant la même topographie et le même type d'habitat.

Les espèces présentant un intérêt, vues ou entendues dans des bandes de largeur connue, sont dénombrées pendant que l'observateur marche lentement le long d'un transect défini. La longueur des transects est indifférente (la longueur idéale serait de 1000 m) car elle peut ensuite être subdivisée en longueurs fixes comprises entre 100 m et 1000 m, ce qui facilitera l'analyse.

Les transects parallèles doivent être distants de 150 à 200 m dans les habitats fermés et de 200 à 500 m dans les habitats très ouverts. La distance choisie doit toujours être maintenue afin d'éviter le risque d'un dénombrement double. La largeur des transects doit se situer entre 10 et 100 m de chaque côté de l'observateur, le choix dépendant de l'habitat et de l'aisance de l'observation; on choisit souvent une largeur de 20 m. Les oiseaux vus ou entendus hors du transect ne doivent pas être comptés. En supposant que l'observateur se déplace à une vitesse de 2 km/h, un habitat de 10 à 20 ha peut être échantillonné tous les matins. En principe, il faut 40 enregistrements par espèce pour obtenir une estimation raisonnable de la densité. On recommande de suivre les densités d'oiseaux le long de deux transects au minimum dans la zone traitée et de deux transects identiques dans la zone non traitée.

Le dénombrement sur des transects peut être fait depuis un véhicule, à condition que les espèces présentant un intérêts soient aisément repérables et qu'il y ait suffisamment de route dans les zones traitées et non traitées pour obtenir des tailles d'échantillons appropriées. Cette méthode a été utilisée pour suivre l'abondance relative des rapaces diurnes, des colonies de mahalis (Douthwaite, 1992a) et des engoulevents (McWilliam, 1994).

Limites Il existe des différences de compétences entre les observateurs durant le travail sur le terrain. Les procédures doivent être aussi standardisées que possible afin de réduire tous les biais subjectifs, en particulier lorsque plusieurs observateurs sont impliqués (les observateurs auront tendance à faire les choses différemment sauf si des procédures claires leur sont expliquées auparavant). Il faut environ 40 enregistrements par espèce pour obtenir suffisamment d'informations et une estimation raisonnable de la densité. La précision des dénombrements variera selon le moment de la journée, les conditions météorologiques, la saison, l'habitat et l'observateur.

Faune échantillonnée Espèces d'oiseaux relativement courantes, de taille moyenne à grande, aisément repérables et sédentaires (par ex., les mésanges, les grives, les pics, les parulines des prés ou des fourrés).

Procédure Enregistrement direct des présences ou des observations sur la feuille de données.

Données obtenues Listes des espèces, fréquences, densités, abondances relatives des espèces ou rapport des abondances selon les traitements avec des pesticides.

Période d'échantillonnage Au moins 4 jours d'observations répétées le long de chaque transect avant le traitement et 4 jours après le traitement. Le chronométrage des dénombrements doit être fonction de la sévérité et de la durée estimées de l'impact du traitement.

Matériel Des jumelles et une montre (ou un chronomètre) sont nécessaires.

Personnel requis 1 ou 2 observateurs compétents.

Analyse des données issues des dénombrements sur les transects.

- Relever les différences d'abondance des espèces par dénombrement et par sous-section de transects.
- Combiner les dénombrements des sous-sections de sorte que 40 individus au minimum d'une espèce ou d'une guilde alimentaire soient échantillonnés (en moyenne) dans les séries d'échantillons avant traitement.
- Dresser un tableau des effectifs de chaque espèce vue ou entendue le long de chaque transect.
- Calculer l'indice *B* pour chaque espèce en utilisant l'équation suivante:

$B = [(N/C) \times ((N_{1/2} + 1/C) \times 100)] + A$

où N = nombre de sous-sections du transect sur lesquelles les espèces ont été enregistrées au cours de la première heure, $N_{1/2}$ = nombre de sous-sections du transect sur lesquelles les espèces ont été enregistrées au cours de la première demi-heure, *C* = nombre de recensements,

A = somme des rapports d'abondance (RA) > 1.

Les rapports des abondances sont estimés par:
RA 1 = 0 à 5 oiseaux; RA 2 = 6 à 10 oiseaux; RA 3 = >10 oiseaux.

- Utiliser le test du coefficient de corrélation de rang de Spearman (voir chapitre 2) ou le test apparié de Wilcoxon pour déterminer la signification des différences de dénombrements sur les transects dans les zones traitées et non traitées.
- Envisager l'hypothèse selon laquelle les changements d'abondance après traitement sont dûs à l'application du traitement.

Cartographie des territoires

C'est la méthode la plus précise pour surveiller la taille des populations; elle est adaptée à tous types d'habitats et porte sur les parcelles d'étude les plus petites. Cependant, c'est également la méthode la plus longue et elle ne peut être appliquée qu'à des espèces territoriales pendant la saison de la reproduction. Les mâles chantent pour identifier et défendre leurs territoires, qui sont souvent clairement délimités. Les territoires des espèces présentant un intérêt sont cartographiés. Il faut générer un code pour chaque espèce rencontrée (des exemples sont fournis en Annexe, page 242). Une fois désignées, les abréviations des noms des espèces ne doivent plus être modifiées. L'analyse des données collectées est assez compliquée et pour ceux que cette méthode intéresse, il est fortement recommandé de se référer à Bibby *et al.* (1992), pages 42 à 65, avant de s'engager dans une étude utilisant cette technique.

Des cartes détaillées à grande échelle, au minimum 1: 2500, sont utilisées pour tracer l'emplacement des oiseaux chanteurs ou visibles et leurs mouvements. Tous les éléments caractéristiques évidents tels que les arbres, les étangs, les cours d'eau ou les sentiers doivent être marqués sur la carte de la zone d'étude **avant** de commencer l'inventaire. Les parcelles de l'étude doivent idéalement être rondes ou carrées; de longues parcelles ne sont pas appropriées parce que le rapport bords/surface est alors trop élevé. Il faut choisir des zones d'étude relativement petites, la taille de la parcelle étant fonction de la facilité à la couvrir; elle peut varier de 10 à 20 ha pour les bois relativement denses jusqu'à 50 à 100 ha pour les cultures ou les prairies boisées ouvertes.

Il faut effectuer jusqu'à 10 visites pour établir les limites des territoires de tous les oiseaux avant le début du traitement et le même nombre de visites après l'application du traitement. Le nombre de visites nécessaire dépend de leur durée et de la richesse des espèces (plus il y a d'espèces, plus il faut de visites) à enregistrer au cours des visites. Lorsqu'il n'y a pas vraiment de saisons (différences nettes de climat et/ou de photopériode à différents moments de l'année), les visites doivent être organisées pendant les périodes de reproduction des espèces (par ex., pendant ou juste après la saison des pluies). Il est plus difficile d'observer les oiseaux lorsque les arbres sont feuillus.

À chaque visite, l'observateur doit marcher lentement à l'intérieur des limites, à moins de 50 m de distance de celles-ci, dans toute la parcelle, noter l'identité et l'activité des oiseaux présentant un intérêt et enregistrer les observations sous forme de codes sur la carte. L'observateur doit se concentrer sur l'emplacement des oiseaux de même espèce qui peuvent être vus ou entendus simultanément. Faire lever les oiseaux et réécouter les chants enregistrés aide à délimiter les territoires. Si les territoires s'étendent au-delà des limites de la zone d'étude, il faudra probablement cartographier les territoires sur environ 100 m au-delà des limites, dans toutes les directions; la carte devra donc être élargie en conséquence.

Une carte différente doit être préparée et utilisée pour les données collectées au cours de chaque visite sur la parcelle étudiée (voir l'exemple de carte territoriale à la Figure 12.1 ci-dessous). Bien qu'un travail commencé tôt le matin donne des informations plus rapidement (en réalité, il se peut que l'enregistrement des informations soit impossible en raison du grand nombre de chants d'oiseaux), le moment de la journée et les conditions météorologiques sont moins cruciaux que pour les stations d'écoute ou le dénombrement sur des transects. Il est important de marquer précisément l'emplacement des oiseaux. La durée des visites dépend de l'endurance de l'observateur; dans tous les cas, il faut visiter toute la parcelle au moins une fois à chaque visite. Chaque oiseau rencontré et les activités qui lui sont associées sont inscrits sur la carte en utilisant des symboles préparés à l'avance (des exemples de comportements d'oiseau qui doivent être codés sont fournis en Annexe, page 242; ces codes doivent être scrupuleusement respectés). Cette méthode convient à tous les types d'habitats. Dans un habitat boisé, on peut observer seulement 2 ha environ en une heure, alors que dans un habitat ouvert, on peut observer jusqu'à 15 ou 20 ha en une heure.

Le travail sur le terrain et l'analyse de la cartographie des territoires demandent beaucoup de temps, mais il en résulte des estimations plus précises de la taille des populations par rapport au dénombrement sur les transects ou aux stations d'écoute. Cette méthode convient pour étudier une espèce à la fois, à condition qu'elle soit territoriale (par ex., les grives, les tariers, les parulines).

Idéalement, il faudrait effectuer un suivi sur *deux parcelles traitées* et *deux parcelles non traitées*. *Cette méthode suppose que les oiseaux vivent en couples et sur des territoires qui ne se chevauchent pas.* Elle n'est pas fiable lorsque les oiseaux sont présents en forte densité.

Les changements relevés après l'application du traitement peuvent être représentés par une diminution marquée du nombre d'espèces d'oiseaux présentes ou par des changements de comportement, par rapport aux zones non traitées.

Limites Cette méthode demande beaucoup de temps; elle est donc coûteuse. Elle n'est pas utile pour les espèces qui vivent en colonies ou en groupes dispersés. Elle suppose que les oiseaux vivent en couples dans des zones individuelles, c.-à-d. ne se chevauchant pas, ce qui n'est pas souvent le cas. Même en suivant des directives normalisées, cette méthode est assez subjective et dépend beaucoup de l'observateur. Elle perd en précision lorsque la densité des oiseaux est importante et ne convient que pour des oiseaux en période de reproduction. Elle est donc soumise à la territorialité saisonnière.

Faune échantillonnée Une ou quelques espèces territoriales (par ex., les parulines, les tariers, les pies-grièches).

Procédure Les éléments observés sont directement reportés sur des cartes. S'efforcer de cartographier des éléments non ambigus (par ex., des disputes territoriales) et de minimiser la collecte d'éléments ambigus (par ex., reporter le même oiseau dans une autre zone de l'étude après avoir perdu sa trace). Des symboles devront être affectés à toutes les espèces rencontrées et des symboles différents seront utilisés pour leur comportement. Cela pourra se traduire en une longue liste de symboles (voir l'Annexe, page 242).

Données obtenues Cartes des limites territoriales avant et après le traitement ou entre les traitements. Les données peuvent être difficiles à analyser, selon le nombre d'oiseaux dans les différentes zones (voir Bibby *et al*., 1992, avant toute étude). La cartographie des territoires montrera comment les effets des pesticides affectent le nombre d'oiseaux et les limites de leurs territoires. Si l'effet du traitement sur les espèces d'insectes est très important, les oisillons risquent également de mourir de faim et les nids risquent d'être désertés.

Période d'échantillonnage Prévoir jusqu'à 10 visites du site au cours des 3 semaines précédant le traitement et 10 visites après (c.-à-d. organiser une visite tous les deux jours pendant 3 semaines).

Matériel Des jumelles, un magnétophone enregistreur et des cartes sont nécessaires.

Personnel requis 1 ou 2 travailleurs formés mais non spécialisés; ils doivent être doués pour trouver les oiseaux et être capables de reporter avec précision les données sur les cartes. Aucun véhicule n'est nécessaire, sauf pour atteindre le site à échantillonner.

Analyse des cartes produites

Les données collectées sont reportées en fin de journée sur des cartes propres à chaque espèce; les cartes ainsi produites sont nommées A, B, C, etc. Cela permet de voir la chronologie des observations. Chaque espèce est représentée sur une carte. La carte du terrain apparaîtra très compliquée, mais sa complexité est réduite par la production d'une carte pour chaque espèce (Marchant, 1983). Tous les territoires adjacents doivent être inclus dans la parcelle et il est tout à fait acceptable de s'aventurer légèrement hors de la parcelle si des territoires adjacents sont rencontrés.

L'analyse des cartes territoriales nécessite la participation d'une personne qui a l'expérience de cette technique, en particulier lors de l'analyse des territoires adjacents.

- Vérifier les cartes dès que possible, de retour au bureau, pour s'assurer que tous les symboles sont clairs; transposer les données pour chaque espèce sur des calques à part. S'assurer qu'ils sont convenablement étiquetés.
- Lors de la transposition, substituer les codes d'espèce par des codes de visite.
- Utiliser les calques des espèces pour les visites suivantes afin de cartographier les limites territoriales.
- Décider si les éléments pour tracer des limites territoriales sûres sont suffisants ou s'il est nécessaire de prévoir d'autres visites sur le terrain.
- Au terme de l'étude, examiner les changements territoriaux et déterminer si les changements observés dans les parcelles traitées sont significativement différentes de ceux observés dans les parcelles non traitées.
- Des tests statistiques peuvent être utilisés pour tester les changements dans les territoires occupés par la même espèce dans chaque zone (utiliser le test du χ^2).

AUTRES MÉTHODES POUR ESTIMER L'ABONDANCE

La méthode de la cartographie des territoires combinée à la méthode des stations d'écoute a été utilisée pour suivre l'abondance relative des traquets d'Arnott (*Thamnolaea arnoti*) le long de routes à l'intérieur et au-delà de zones traitées contre les mouches tsé-tsé au Zimbabwe (Douthwaite, 1992b). Le chant enregistré a été joué en des points régulièrement espacés, distants de 250 à 500 m, le long des routes et la réponse (et le dénombrement) de cette espèce a été relevée dans les 2,5 minutes qui suivaient.

Densité des nids

Cette méthode convient pour des zones traitées avec des insecticides rémanents ou des zones traitées annuellement avec des insecticides ou des herbicides et pour lesquelles on suspecte des effets chroniques sur les populations d'oiseaux. Elle est appropriée pour les oiseaux dont les nids sont bien visibles tels que les rapaces, les corbeaux, les tisserands, les guêpiers coloniaux, les hérons ou les aigrettes. Cette méthode ne peut pas être utilisée si les nids sont camouflés ou cachés par les oiseaux. À moins que le nid soit très visible et facilement identifié, ou bien aisément localisé en cherchant dans un habitat bien précis, cette méthode risque d'être très longue et peu fiable. Avant de la tenter, il faut déterminer sa pertinence en évaluant préalablement la zone.

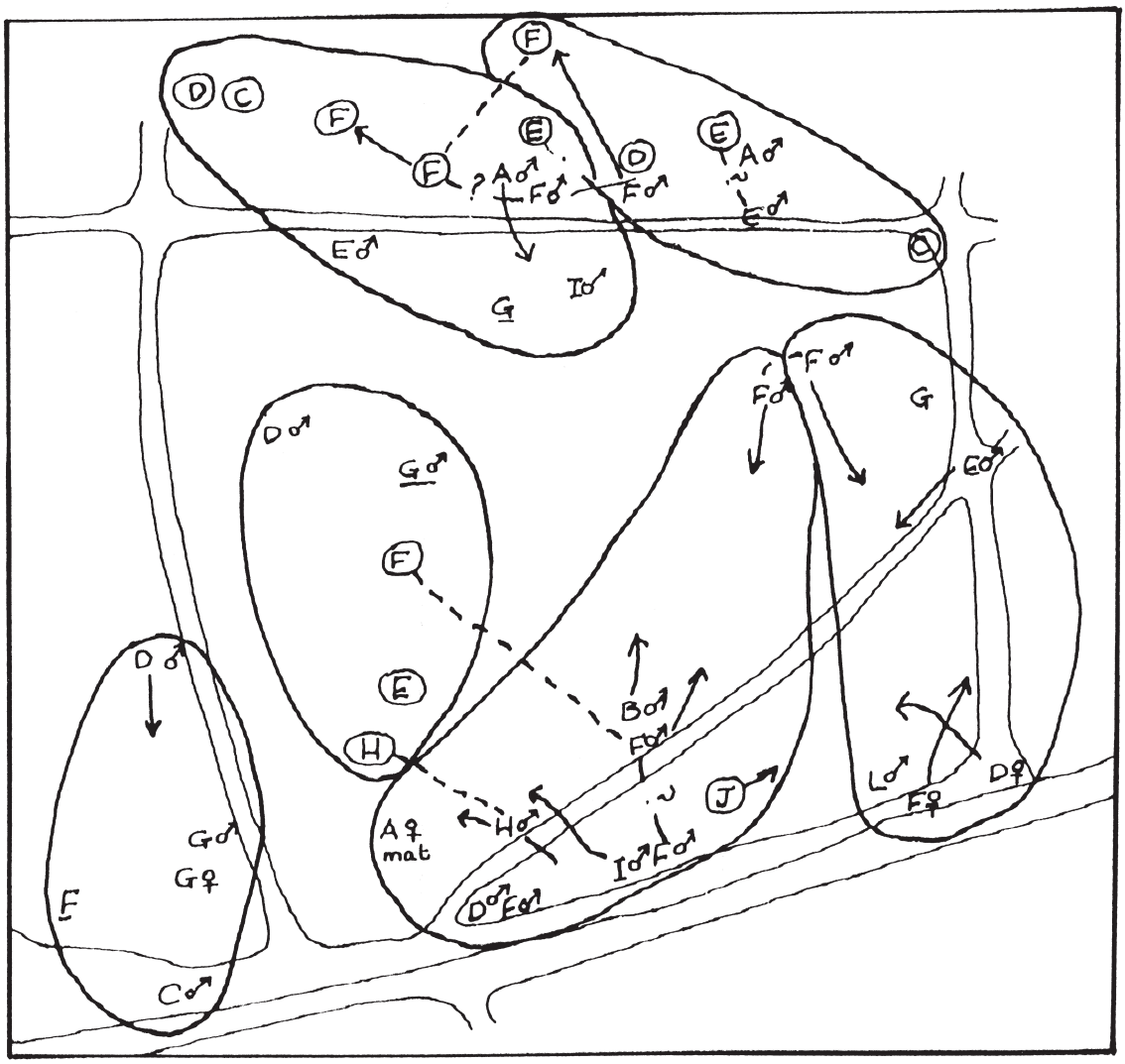


Figure 12.1: Exemple de cartographie des territoires rassemblant plusieurs cartes des visites (voir la fiche méthodologique) (d'après Bird Census Techniques de Bibby, C.J., Burgess, N.D. et Hill, D.A. (1992) British Trust for Ornithology et Royal Society for the Protection of Birds, reproduit avec la permission de l'Academic Press, Londres.

Le nombre de nids par colonie, par kilomètre carré de terrain, par kilomètre de berge de rivière ou de rive de lac, peut être contrôlé dans les zones traitées et non traitées à tout moment pendant la saison de la reproduction. Cependant, des assistants locaux peuvent souvent être recrutés pour chercher les nids. Si tel est le cas, il est très important d'insister auprès d'eux pour qu'ils n'endommagent pas, ni ne perturbent les nids, car les oiseaux ayant pondu pourraient facilement les déserter. Une autre limite réside dans le fait que le travail ne peut être mené que pendant la période de reproduction, pour que les anciens nids puissent être distingués des nouveaux, grâce à l'état des matériaux utilisés ou à l'état d'occupation des nids. En outre, l'interprétation des résultats doit être faite avec prudence. Le caractère approprié de l'habitat peut varier d'une zone adjacente à une autre et peut affecter la densité des nids (Douthwaite, 1992a, Hartley et Douthwaite, 1994); une densité élevée de nids actifs peut indiquer un précédent échec de la reproduction plutôt que de bonnes conditions (Douthwaite, 1992c).

Limites Elles dépendent de la capacité à identifier et à estimer l'âge des nids.

Faune échantillonnée Espèces dont les nids sont aisément repérables.

Procédure Cartographier l'emplacement des nids et noter leur condition et leur contenu.

Données obtenues Densité des nids en fonction des traitements appliqués.

Période d'échantillonnage Elle dépend de l'ampleur estimée des effets des pesticides et de la durée de leur impact. Si les effets sont importants, des recherches poussées doivent être effectuées 2 ou 3 semaines avant le traitement et 2 ou 3 semaines après. Si les effets sont chroniques, des enquêtes annuelles ne seront valables que si elles sont menées pendant la saison de la reproduction.

Matériel Jumelles. Du matériel d'escalade pour monter aux arbres ou sur les rochers sont nécessaires pour accéder aux nids de certaines espèces (par ex., les oiseaux de proie, certains étourneaux ou pigeons). Attention: l'escalade d'arbres ou de rochers ne doit être entreprise que par des personnes expérimentées.

Personnel requis Moyennement expérimenté mais avec une formation appropriée.

Les méthodes pour dénombrer les leks et les nids dans les colonies sont fournies par Gibbons *et al.* (1996).

Analyse des observations de densité des nids.

- Estimer une zone d'habitat approprié dans les zones traitées et non traitées.
- Calculer la densité des nids au kilomètre carré (ou, si les nids sont dans des colonies, le nombre de nids par colonie et/ou la densité des colonies au kilomètre carré).
- Comparer la densité des nids dans les zones traitées et non traitées ou, si les nids sont dans des colonies, la taille moyenne des colonies, en utilisant le test du χ^2 .
- Si des différences apparaissent, on peut supposer qu'elles sont dues aux différences d'habitats entre les zones traitées et non traitées. En fonction des observations faites au niveau des nids, on peut aussi supposer qu'elles sont dues à un échec de la reproduction plus important dans l'une des deux zones.

Comportement alimentaire et régime

Les effets des pesticides se manifestent parfois indirectement, à travers des effets sur les disponibilités alimentaires. Les effets des traitements sur les disponibilités alimentaires peuvent modifier le succès dans la quête alimentaire, la fréquence de l'alimentation et le régime. Pour qu'on puisse les suivre, les espèces présentant un intérêt doivent être sédentaires, aisément observables et doivent se nourrir d'éléments suffisamment gros, en vol ou perchés, pour pouvoir observer le succès. Le guêpier nain et le martin-pêcheur pie ont tous deux été suivis avec succès en utilisant cette méthode dans le passé (Douthwaite, 1982; Douthwaite and Fry, 1982). Si les espèces se nourrissent au sol ou sous un abri, ou bien si elles se nourrissent de petites proies, ou sont dispersées, la continuité de l'observation sera interrompue et cette méthode ne pourra pas être utilisée.

Si les proies sont grosses, le régime peut être globalement déterminé directement par l'observation. Une analyse plus détaillée consiste à examiner les boulettes régurgitées contenant os, poils ou exosquelettes d'arthropodes. Tirer sur des oiseaux pour analyser le contenu de leur gésier peut être envisagé si cette mesure est jugée essentielle et à condition d'avoir les autorisations nécessaires. Cette approche draconienne ne doit être envisagée que si elle est réellement indispensable et si c'est le seul moyen d'obtenir des données autrement inaccessibles. Bien qu'un travailleur de terrain expérimenté puisse aisément localiser des boulettes sur le sol, la collecte de boulettes de référence et les analyses qui en résultent sont laborieuses.

L'objectif doit être d'observer le comportement alimentaire de quelques individus d'une espèce insectivore ou piscivore courante dans une zone traitée et de faire simultanément des observations dans une zone non traitée à proximité. Les observateurs ne doivent pas nécessairement être des ornithologues, mais ils doivent être capables d'identifier les espèces présentant un intérêt et ils doivent être de bons observateurs. Un véhicule, une motocyclette ou une bicyclette est préférable car il augmente la mobilité et la capacité de l'observateur à trouver un nombre suffisant d'oiseaux à suivre.

Limites Capacité à suivre le comportement alimentaire et son succès de près. Le comportement alimentaire et son succès varieront selon l'individu, le moment de la journée, les conditions météorologiques, la saison et l'habitat.

Faune échantillonnée Espèces courantes, sédentaires, relativement apprivoisées, insectivores ou piscivores (par ex., les guêpiers nains, les martins-pêcheurs pie, les drongos).

Procédure Les données sont additionnées sur une période (par ex., matin/après-midi/date), analysées par tentative d'alimentation, résultat et type de proie.

Données obtenues Fréquence de l'alimentation, succès de l'alimentation et régime en fonction des traitements appliqués. Des données seront également disponibles avant et après les effets des traitements.

Période d'échantillonnage Quelques jours avant et quelques jours après l'impact prévu.

Matériel Des jumelles et un chronomètre sont nécessaires.

Personnel requis Observateurs non expérimentés mais formés et motivés, équipés d'un véhicule.

Analyse des observations des évaluations du comportement alimentaire.

- Additionner la durée totale des observations, le nombre de tentatives d'alimentation et le nombre de succès, ainsi que les proies, par type, pour chaque période d'observation.
- Calculer la fréquence des tentatives d'alimentation, la fréquence de l'alimentation, la proportion des tentatives réussies et la proportion des différentes proies constituant le régime pour chaque période d'observation. Exprimer les résultats avec et sans les données "inconnues", pour indiquer la précision de l'estimation de l'échantillon.
- Si les échantillons sont petits, combiner les observations faites sur la journée.
- Tracer les résultats en fonction du temps et vérifier si de nets changements se sont produits dans la zone traitée peu après l'application du traitement qui dépassent les variations observées durant la période précédant le traitement et qui sont absents dans la zone non traitée.
- Utiliser les tableaux de contingences et les tests du χ^2 pour vérifier les différences statistiques des données entre les zones traitées et non traitées.

RÉFÉRENCES

BERTHOLD, P., FLIEGE, G., QUERNER, U. and WINKLER, H. (1986) Die Bestandsentwicklung von Kleinvogeln in Mitteleuropa:Analyse von Fangzahlen. *Journal für Ornithologie,* 127: 377-439.

BIBBY, C.J., BURGESS, N.D. and HILL, D.A. (1992) *Bird Census Techniques*. London: Academic Press/British Trust for Ornithology and Royal Society for the Protection of Birds.

DOUTHWAITE, R.J. (1980) Occurrence of birds in Acacia woodland in northern Botswana related to endosulfan sprayed for tsetse fly control. *Environmental Pollution,* **22:** 273-279.

DOUTHWAITE, R.J. (1982) Changes in Pied Kingfisher (*Ceryle rudis*) feeding related to endosulfan pollution from tsetse fly control operations in the Okavango Delta, Botswana. *Journal of Applied Ecology,* 19: 133-141.

DOUTHWAITE, R.J. (1992a) Effects of DDT treatments applied for tsetse fly control on White-browed Sparrow-weaver (*Plocepasser mahali*) populations in north west Zimbabwe. *Journal of African Ecology,* 30: 233-244.

DOUTHWAITE, R.J. (1992b) Effects of DDT treatments applied for tsetse fly control on White-headed Black Chat (*Thamnolaea arnoti*) populations in Zimbabwe. Part I: population changes. *Ecotoxicology,* 1: 17-30.

DOUTHWAITE, R.J. (1992c) Effects of DDT on the Fish Eagle (*Haliaeetus vocifer*) population of Lake Kariba in Zimbabwe. *Ibis,* **134:** 250-258.

DOUTHWAITE, R.J. (1995). Occurrence and consequences of DDT residues in woodland birds following tsetse fly spraying operations in NW Zimbabwe. *Journal of Applied Ecology,* **32:** 727-738.

DOUTHWAITE, R.J. and FRY, C.H. (1982). Food and feeding behaviour of the Little Bee-eater *Merops pusillus* in relation to tsetse fly control by insecticides. *Biological Conservation,* **23:** 71-78.

FOWLER, J. and COHEN, L. (1986) *Statistics for Ornithologists.* Guide No 22.Tring: British Trust for Ornithology.

GIBBONS, D.W, HILL, D. and SUTHERLAND,W.J. (1996) Birds. pp. 227-259. In: *Ecological Census Techniques. A Handbook.* Sutherland,WJ. (ed.). Cambridge: Cambridge University Press.

HARTLEY, R.R. and DOUTHWAITE, R.J. (1994) Effects of DDT treatments applied for tsetse fly control on the African Goshawk in north-west Zimbabwe. *African Journal of Ecology,* **32:** 265-272.

MARCHANT, J.H. (1983) *BTO Common Birds Census Instructions.*Tring: British Trust for Ornithology.

MCWILLIAM, A.N. (1994) Nocturnal animals. pp. 103-133. In: *DDT in the Tropics: The Impact on Wildlife in Zimbabwe of Ground-spraying for Tsetse Fly Control.* Douthwaite, R.J. and Tingle, C.C.D. (eds). Chatham, UK: Natural Resources Institute.

MULLIE,W.C. and KEITH, J.O. (1993) Locusticide impact on birds in northern Senegal. pp. 617-620. In: *Proceedings of the VIII Pan-African Ornithological Congress*.

POUR EN SAVOIR PLUS

COLLAR, N.J., CROSBY M.J. and STATTERSFIELD, A.J. (1994) *Birds to Watch 2. The World List of Threatened Birds*. Cambridge: Birdlife International.

EDWARDS, C.A. (1973) *Persistent Pesticides in the Environment.* Second Edition. Cleveland: CRC Press Inc.

GREAVES, M.P, SMITH, B.D. and GREIG-SMITH, P.W. (1988) *Field Methods for the Study of Environmental Effects of Pesticides. Proceedings of a Symposium Organized by the British Crop Protection Council, Churchill College Cambridge, 28-30 March 1988*.Thornton Heath: British Crop Protection Council.

HART, A.D.M. (1990) Behavioural effects in field tests of pesticides. pp. 165-180. In: *Pesticide Effects on Terrestrial Wildlife*. Somerville, L. and Walker, C.H. (eds). London:Taylor and Francis.

SOMERVILLE, L. and WALKER, C. H. (1990) *Pesticide Effects on Terrestrial Wildlife*. London:Taylor and Francis.

ANNEXE: EXEMPLES DE CODES D'ESPÈCE ET D'ACTIVITÉ

CODES D'ESPÈCE

Des exemples de codes (dans le format en usage au R.-U.) sont fournis ci-dessous pour certains oiseaux courants d'Afrique de l'Est. Vous pouvez facilement élaborer le vôtre, mais conservez une copie sur papier des codes d'identification que vous utilisez et/ou choisissez-les en vous assurant de ne pas utiliser deux fois les mêmes abréviations par inadvertance.

WFY	=	gobe-mouche de Fischer	LBR	=	rollier à longs brins
HT	=	touraco de Hartlaub	H	=	huppe
PK	=	martin-pêcheur pie	YbH	=	calao à bec jaune
LBe	=	guêpier nain	GH	=	bucorve
SM	=	coliou rayé	CW	=	pic cardinal

CODES D'ACTIVITÉ

Ci-dessous figurent des descriptions d'activités d'oiseaux (modifiées à partir des symboles du Standard British Trust for Ornithology (Bibby *et al*., 1992)) pour lesquelles des codes sont nécessaires. Pour les activités non mentionnées ci-dessous, des codes peuvent facilement être choisis par l'observateur. Ces codes *d'activité* sont utilisés avec les codes d'espèce uniques servant à identifier chaque espèce rencontrée.

- Données observées relatives à l'âge, au sexe ou, si nécessaire, au nombre d'oiseaux. Ne pas oublier d'enregistrer le nombre de couples manifestes observés, en utilisant le code. (le code d'espèce est prédéfini selon le sexe et le nombre d'oiseaux vus)
- Jeune avec l'un des parents ou les deux parents auprès de lui. (le code d'espèce est suivi de 'fam')
- Adulte qui chante. (le code d'espèce est souligné)
- Adulte qui donne un signal d'alarme (ne chante pas) pouvant signifier son territoire. (le code d'espèce est souligné deux fois)
- Adulte qui chante à tue-tête. (le code d'espèce est entouré)
- Rencontre agressive entre deux oiseaux. (les codes d'espèce sont rapprochés et entourés d'un cercle brisé)
- Nid occupé (ne pas inscrire les nids vides). (le code d'espèce est précédé de '*')
- Oiseau adulte installé sur son nid. (le code d'espèce est précédé de '*' et suivi de 'on')
- Oiseau adulte transportant des matériaux pour son nid. (le code d'espèce est suivi de 'mat')
- Oiseau adulte transportant de la nourriture. (le code d'espèce est suivi de 'food')
- Oiseau adulte transportant des fèces. (le code d'espèce est suivi de 'fcs')
- Adulte qui chante en vol. (le code d'espèce est traversé d'une flèche et, si l'oiseau chante, est également souligné)
- Oiseau perché qui chante, puis s'envole. Non observé au sol. (le code d'espèce est entouré et suivi d'une flèche horizontale)
- Oiseau mâle qui vole vers la zone d'observation et s'y pose. (une flèche horizontale pointe vers le code d'espèce suivi du symbole du mâle)
- Oiseau adulte qui se déplace entre deux perchoirs – si vous êtes sûr qu'il s'agit du même oiseau. (le code d'espèce est suivi d'une flèche horizontale qui pointe vers le même code)
- Deux adultes qui chantent en même temps. (les codes sont entourés et reliés par des lignes en pointillés)
- Oiseau qui chante depuis différents perchoirs. (les codes sont entourés et, s'il est certain qu'il s'agit des mêmes oiseaux, sont reliés par une ligne pleine)
- Deux différents enregistrements du même oiseau: cela se produit, par exemple, lorsque le parcours de l'inventaire traverse de nouveau une zone déjà couverte. (les codes d'espèce sont entourés et les lignes qui les relient sont interrompues par un '?')

Sur la carte des enregistrements journaliers, il est également important d'inscrire la vitesse du vent (par ex., W3) en utilisant l'échelle de Beaufort ou un anémomètre (voir chapitre 5 sur les paramètres environnementaux), la date et l'heure du recensement et le nom de l'observateur. (*D'après Ecological Census Techniques, A Handbook.* Figure 1996 (ed.) reproduit avec l'autorisation de Cambridge University Press.)

13 PETITS MAMMIFÈRES ET CHAUVES-SOURIS

Andrew N. McWilliam[1]

Natural Resources Institute, University of Greenwich at Medway, Central Avenue, Chatham Maritime, Kent ME4 4TB, R-U.

INTRODUCTION

La diversité et l'abondance des 'petits mammifères' et des chauves-souris sont particulièrement importantes dans le monde. Les 'petits mammifères' (principalement les rats, les souris, les campagnols et les musaraignes) comptent plus de 1500 espèces (ordre des Rodentia et des Insectivora), et les chauves-souris (ordre des Chiroptera) comptent plus de 1000 espèces.

Vu leur abondance et leur dépendance vis-à-vis des plantes ou des insectes dont ils se nourrissent, ces deux groupes sont des victimes non cibles des pulvérisations de pesticides et des sources potentielle d'empoisonnement secondaire pour leurs prédateurs (oiseaux ou autres mammifères). Les petits mammifères et les chauves-souris insectivores sont plus exposés à un empoisonnement dû à des proies contaminées. Les effets sub-létaux sur l'état corporel et la reproduction sont également plus visibles chez eux, car leur métabolisme plus élevé les force à ingérer chaque jour presque l'équivalent de leur propre poids en insectes. De plus, les pesticides ont sur ces animaux des effets indirects, via la réduction du nombre de leurs proies.

En dépit de leur intérêt écologique évident, le mode de vie discret et nocturne des populations de petits mammifères et de chauves-souris signifie que leur suivi est difficilement faisable par la simple observation, mais requiert l'utilisation de pièges et de techniques spécialisées de détection. La plupart des habitats abritent des espèces des deux groupes et peuvent servir d'indicateurs écologiques pour les populations et même pour les communautés dans divers habitats des zones tropicales. Les populations de rongeurs et de musaraignes ont une densité élevée et occupent des superficies relativement peu étendues, ce qui facilite le piégeage et le suivi. Le suivi des chauves-souris insectivores permet d'évaluer les effets de pesticides appliqués sur de plus vastes superficies dans le cadre de lutte contre les ravageurs à grande échelle. Par exemple, dans le projet Boxworth, les mulots sylvestres ont servi d'indicateurs pour différents protocoles d'utilisation de pesticides sur cultures céréalières (Johnson *et al.*, 1991a, b) et une communauté de chauves-souris tropicales a servi de groupe indicateur clé pour le suivi des impacts sur les petits mammifères, lors d'une pulvérisation de DDT à grande échelle pour lutter contre les mouches tsé-tsé au Zimbabwe (McWilliam, 1994).

Même si les ressources sont disponibles, les décisions quant à la taille et à l'étendue de programmes de suivi dépendent de nombreux facteurs: toxicité et rémanence des pesticides, taux d'application/de décomposition et exposition pour la faune non cible. De même, l'exposition et l'effet sur les organismes non cibles sont influencés par les variations saisonnières du climat et de l'habitat et les différences de sensibilité selon l'espèce, le sexe et la classe d'âge. Par exemple, les femelles chauves-souris en phase de reproduction sont capables de produire des doses létales de métabolites du DDT, fortement rémanents, dans le lait dont elles nourrissent leurs petits (et ce n'est bien entendu pas le cas des mâles). Des mulots sylvestres adultes, marqués individuellement, morts empoisonnés après 2 à 4 jours d'épandage de granulés de méthiocarbe anti-limaces dans les champs à l'automne, ont rapidement été remplacés par des juvéniles venant d'habitats adjacents.

En général, le suivi des populations de petits mammifères est conduit par des spécialistes de l'identification et de l'échantillonnage. Cependant, ces animaux nécessitant d'être manipulés individuellement, ils peuvent être simplement marqués puis relâchés et ainsi fournir des données valables sur l'impact des pesticides sur des périodes données et des zones géographiques diverses. Ce chapitre présente les protocoles et les analyses que les responsables de programmes peuvent utiliser lors des évaluations des impacts environnementaux des traitements chimiques sur les groupes non cibles.

[1]Adresse: The Macaulay Institute, Craigiebuckler, Aberdeen AB15 8QH, R-K. a.mcwilliam@macaulay.ac.uk

EFFETS DES PESTICIDES

Les quatre principaux groupes de pesticides auxquels les petits mammifères non cibles risquent d'être confrontés sont les suivants: organochlorés, organophosphorés, carbamates et pyréthrinoïdes. En général, toute investigation sur les impacts des insecticides organochlorés nécessite une période prolongée d'étude car ces produits (DDT et dieldrine) ont une vie résiduelle de plusieurs années et, étant solubles dans les matières grasses, ils s'accumulent dans la chaîne alimentaire. C'est la raison pour laquelle les taxa situés à un niveau trophique plus élevé (ex: insectivores ou petits mammifères prédateurs et chauves-souris) sont particulièrement en danger. De plus, les pesticides organochlorés, comme la dieldrine et l'endosulfan, ayant une toxicité aiguë quand ils sont ingérés (par la nourriture ou le toilettage mutuel), les intervalles d'échantillonnage doivent être suffisamment courts pour identifier la mortalité post-traitement. C'est le cas, par exemple, lors des pulvérisations en couverture totale d'endosulfan qui est moins rémanent dans l'environnement (demi-vie entre 20 et 100 jours) et qui est excrété par l'organisme en quelques jours.

Bien que les organophosphorés et les carbamates ne génèrent pas de bioaccumulation, ils sont très toxiques pour les vertébrés, car ce sont des neurotoxiques inhibant la production de cholinestérase, une enzyme nécessaire à la transmission de l'influx nerveux. Les pyréthrinoïdes sont peu rémanents, avec des demi-vies se comptant en semaines, et sont rapidement métabolisés par l'organisme des mammifères. Ils ont cependant des effets aigus et sont des neurotoxiques qui perturbent la circulation du sodium dans les fibres nerveuses. Les études visant à estimer les effets de ces groupes moins rémanents de pesticides se focalisent sur la détection immédiate de la mortalité post-traitement et se comptent en jours et en semaines plutôt qu'en mois et en années, comme pour les pesticides organochlorés rémanents. Bien que les insectivores soient plus susceptibles d'être touchés par un empoisonnement secondaire dû à l'ingestion d'insectes contaminés, les petits mammifères herbivores ou granivores doivent également être suivis quand leurs sources d'alimentation sont traitées (ex: champs de maïs ou savanes arborées).

DISPOSITIF EXPÉRIMENTAL

Il est difficile de fournir des instructions très précises, car les objectifs des études, les environnements et les ressources opérationnelles sont très variables. Cependant, les études des impacts des pesticides sur la faune non cible consistent à comparer l'abondance en espèces et la structure des populations, soit entre un site traité et un site témoin, soit avant et après le traitement sur un même site.

Les parcelles étudiées doivent être suffisamment vastes pour permettre le suivi de la faune: un minimum de 1 km^2 sur les grandes zones traitées pour les petits mammifères et de 10 km^2 pour les chauves-souris insectivores. Dans les deux cas, il est capital d'effectuer des échantillons répétés (aléatoires ou stratifiés) pour obtenir une estimation de la variation naturelle entre les traitements. Il est également nécessaire, pour le calcul statistique, d'avoir au moins 3 sites différents lors de la comparaison avant et après traitement et au moins 3 sites traités et 3 sites témoins lors d'une comparaison entre sites.

Dans ce dernier cas, la sélection du site est une étape cruciale, car la parcelle témoin et la parcelle traitée doivent être soigneusement appariées pour limiter toute variation incontrôlée (c'est-à-dire qu'il faut comparer des choses comparables). Pour réduire la variation due aux différences de durée d'échantillonnage, la parcelle témoin et la parcelle traitée doivent idéalement être échantillonnées simultanément. Elles doivent donc être suffisamment proches pour réduire les temps de transport, mais suffisamment éloignées pour éviter la contamination ou l'échange de populations. Si l'application de pesticides qui nécessite le suivi n'est ni homogène, ni distribuée uniformément dans l'environnement, le dispositif expérimental devra se tourner vers les recensements ponctuels. Par exemple, si le suivi concerne des termitières en savane ou sur des terres agricoles, la technique des échantillons répétés sera adoptée.

Lors de comparaisons avant et après le traitement, il est important d'avoir une période d'échantillonnage adéquate avant le traitement pour estimer la variation naturelle de l'abondance ou de la composition de la population. Ce point pose effectivement un problème lors des évaluations des opérations d'urgence, mais, pour la plupart des études portant sur les mammifères, il est recommandé de prévoir un minimum de 4 semaines et au moins 3 périodes d'échantillonnage.

En pratique, le calendrier et la durée de l'étude dépendent de la nature du produit chimique (degré de toxicité et rémanence) et du déroulement des applications (cycles de traitement réguliers et répétés ou une seule application). Cependant, quand les mammifères sont utilisés comme indicateurs, il est important de prendre en compte la nature saisonnière de leurs cycles biologiques qui peut influencer l'interprétation des données. De nombreux petits mammifères et chauves-souris ont des cycles de reproduction saisonniers, ainsi que des périodes d'inactivité relative (hibernation pendant l'hiver ou torpeur pendant la saison sèche) qui déterminent les valeurs de l'abondance relative. Il est particulièrement important de considérer ces fluctuations naturelles lors des comparaisons avant et après le traitement ou de toute opération de suivi. Par exemple, les tailles des populations de petits mammifères à nombreuses portées augmentent fortement quand les jeunes commencent à se déplacer: cette caractéristique peut masquer la mortalité due aux pesticides si la pyramide des âges est négligée dans l'étude.

Il faut en général des semaines ou des mois d'étude pour déterminer la sévérité de l'impact d'un pesticide et/ou le rétablissement des populations de mammifères. Les précautions particulières à prendre lors des suivis à long terme dépendent de:

- l'échelle du traitement chimique, qui peut être de grande envergure en agriculture ou lors d'épidémies et donc réduire les chances de rétablissement des populations locales par immigration;
- la présence d'espèces ou d'habitats protégés devant être sauvegardés.

Les enquêtes portant sur les petits mammifères exigent parfois de nombreuses personnes et ressources, particulièrement lors des opérations de lutte d'urgence à grande échelle (pulvérisation aérienne contre les acridiens) et nécessitent le suivi simultané du site témoin et du site traité. En règle générale, un nombre minimum de 4 personnes est requis, même en pratiquant l'échantillonnage du site témoin et du site traité sur des jours alternés. Une division efficace du travail consiste à former une équipe avec une personne qui enregistre les données, une qui relève les pièges, une qui manipule/mesure les animaux et une qui regarnit les pièges d'appâts.

MÉTHODES DE SUIVI

Bien que des techniques sophistiquées utilisant un balisage radio soient maintenant disponibles pour étudier les petits mammifères, elles sont généralement trop coûteuses et demandent trop de main d'œuvre pour être applicables à l'évaluation des animaux non cibles dans les tropiques, sauf si elles sont imposées par le suivi d'espèces rares ou en danger. Kenward (1987) propose une introduction pratique sur ce sujet.

L'approche la plus communément employée pour évaluer l'impact des pesticides sur les petits mammifères est la méthode CMR de capture-marquage-recapture à l'aide de pièges Longworth ou Sherman munis d'appâts. Les dispositifs en quadrillage, bien que nécessitant une main d'œuvre abondante, sont préférables aux lignes de piégeage pour les études à long terme car ils permettent de comparer, sur des parcelles expérimentales, le taux de survie, la densité de population et les territoires des individus marqués, avant et après le traitement avec des zones témoins appariées.

Carrés de piégeage

La conception du programme de piégeage en termes de durée, nombre et densité de pièges, dépend entre autres du type d'habitat, de la densité et de l'abondance des petits mammifères et de la logistique. Les recommandations fournies dans ce document proviennent de la littérature disponible sur le suivi de la réponse des petits mammifères aux impacts environnementaux, tels que les applications de pesticides (Douglass, 1989; Flowerdew, 1988; Greig-Smith et Westlake, 1988; Johnson *et al.*, 1991a, b; Tarrant *et al.*, 1990). Elles sont à adapter aux différentes situations de terrain.

Schéma d'échantillonnage

La grille utilisée doit être carrée pour en faciliter le marquage et l'analyse. Il est recommandé d'utiliser une grille de 10 x 10 points en espaçant les points tous les 5 m dans les prairies, tous les 10 ou 15 m en zones boisées et tous les 20 m en terres agricoles. Il est cependant possible d'utiliser une grille moins dense sur une plus longue période pour obtenir des taux de piégeage comparables. Deux pièges au moins sont placés à chaque point pour réduire la probabilité qu'un animal visite un piège déjà occupé. La taille des pièges est adaptée à l'espèce étudiée. En général, des pièges supplémentaires devront être placés à chaque point si plus de 50 à 60 % des pièges ont permis d'attraper des animaux.

Dispositif expérimental

Pour distinguer les effets du traitement sur les populations des influences dues à l'environnement, il convient de placer simultanément deux carrés de piégeage minimum avant et après le traitement, un sur le site expérimental et un sur le site témoin (sites appariés). Le type d'habitat, ainsi que la composition et la structure de la végétation doivent correspondre aussi étroitement que possible entre les sites appariés, qui doivent être séparés par une distance suffisamment grande pour éviter une contamination de la zone témoin par la dérive de pulvérisation. Chaque site apparié est ainsi son propre témoin: toute modification des populations dues à l'environnement dans le bloc témoin ne peut être confondue avec l'effet du traitement chimique dans la zone traitée. Cependant, si le nombre de pièges disponibles le permet, il est conseillé d'obtenir des échantillons répétés, surtout dans le cas d'opérations touchant une grande variété d'habitats ou utilisant de nombreux protocoles de traitement. Cette précaution permet de valider et d'extrapoler les résultats obtenus dans les différents sites. Avec des ressources limitées, il est préférable de constituer deux grilles répétées de 7 x 7 au lieu d'une seule grille de 10 x 10 points, les deux systèmes requièrent en effet environ 200 pièges.

Bien que la durée des périodes d'échantillonnage avant et après le traitement résulte d'un compromis entre les ressources disponibles et les objectifs de l'étude, il existe des exigences minimales qui doivent être respectées. Pour assurer le marquage de (presque) toute la population présente sur la grille et la recapture de suffisamment d'individus pour établir leurs territoires avant le traitement, il faut au minimum 8 jours de piégeage (1600 pièges-nuits avec 2 pièges par point sur une grille de 10 x 10). Idéalement, cette opération est effectuée au cours de 2 campagnes de 4 nuits, au moins une semaine avant l'application et sur les 4 journées qui précèdent immédiatement le traitement pour faire la distinction entre les animaux de passage et ceux qui résident dans la zone. De même, il est recommandé de mener 2 campagnes de suivi post-traitement: un piégeage commençant 2 jours après l'application, pour détecter toute mortalité immédiate, et une enquête de suivi au moins 1 semaine après le traitement. Le temps disponible pour le suivi lors des luttes contre les ravageurs étant souvent limité par des considérations opérationnelles, il est cependant possible d'obtenir des différences significatives entre les individus ayant survécu dans la grille témoin et la grille traitée, même si le piégeage est restreint à une campagne unique de 7 jours avant et après le traitement. Dans la mesure du possible, le programme de piégeage devra coïncider avec les phases de nouvelle lune, car les prises sont plus rares à la clarté lunaire. Quatre campagnes de piégeage (1 par semaine sur 1 mois) avant le traitement et 4 campagnes après celui-ci procurent des données de meilleure qualité.

Analyse des données

Ces études visent à obtenir la proportion d'individus résidants survivant au traitement, par rapport à ceux toujours vivants, au bout de la même période, dans la grille témoin appariée. Ces chiffres sont aisément analysés par traitement statistique non paramétrique, comme le test du χ^2.

Une méthode graphique permet d'illustrer l'impact de l'application d'un produit chimique en traçant le nombre cumulé de captures et d'individus en fonction de l'effort de piégeage cumulé (en nombre de pièges-nuit). Tout changement de direction des courbes peut alors être lié au traitement. De plus, si la courbe du nombre d'individus atteint un plateau, l'asymptote indique la taille de la population. Il est recommandé de tracer les données quotidiennement pour donner une indication de l'effort d'échantillonnage encore à fournir pour échantillonner la plupart de la population résidente.

Pour faciliter les comparaisons avec d'autres études ou entre les sites et les périodes d'échantillonnage, il est intéressant de calculer certains indices de taille de la population et de succès de capture. Bien que les estimations de la taille de la population puissent découler de la proportion d'individus marqués par rapport à ceux qui ne le sont pas lors de piégeages successifs, la réalité contredit souvent cette hypothèse (Montgomery, 1987). En conséquence, la détermination du nombre minimum d'animaux vivants dans la grille pendant la période d'échantillonnage est une mesure plus fiable de la taille de la population quand la plupart des animaux a pu être capturée (ce qui nécessite des taux de recapture élevés). Un autre indice de comparaison utilisé pour surmonter les légères différences constatées dans l'effort de piégeage entre les périodes ou les sites d'échantillonnage est le nombre de captures par piège-nuit (obtenu en divisant le nombre d'animaux capturés par le nombre de pièges utilisé et le nombre de nuits de piégeage). Bien qu'il soit toujours possible d'affiner le calcul (Gurnell et Gipps, 1989), les densités de population sont obtenues en divisant la taille de la population dans chaque grille par la superficie de la grille.

Ligne de piégeage

La ligne de piégeage est une méthode permettant de couvrir de plus grandes superficies et avec une moindre densité de pièges que la grille. Elle consiste à placer des pièges à des distances égales le long de transects dans un habitat.

Schéma d'échantillonnage et dispositif expérimental

Développée pour l'échantillonnage de vastes champs cultivables pour le projet Boxworth, cette technique consiste à tracer des lignes de 10 points espacés de 20 m avec 2 pièges à chaque point. Des lignes sont placées à une densité d'1 ligne de pièges pour 2 ha (chaque ligne de 200 m est distante de 100 m de la suivante). Elles peuvent être laissées 2 jours dans le cas d'une approche moins exigeante en main d'œuvre. Le côté aléatoire et répété de l'échantillonnage est garanti par l'utilisation de 5 lignes de pièges dans un site d'étude de 10 ha (soit 100 pièges): l'emplacement de la première ligne est choisi au hasard dans le premier bloc de 2 ha et les autres lignes sont placées à égale distance les unes des autres. Pour limiter les effets des conditions météorologiques, les lignes de pièges pourront être placées au hasard sur différents blocs de 2 jours pendant la période d'échantillonnage. Une zone témoin séparée doit faire l'objet d'un suivi similaire et un minimum de 2 campagnes avant le traitement et deux campagnes après celui-ci, chaque campagne s'étalant sur 2 jours complets et 2 nuits complètes, peut être effectué sur 2 semaines, si le temps est limité. Il est cependant recommandé de débuter la première campagne post-traitement 2 jours après l'application, pour donner aux effets du traitement le temps de se faire ressentir, et de débuter la seconde campagne de piégeage quelques jours après la première, soit par exemple 7 jours après l'application.

Analyse des données

Les traitements peuvent également être comparés par le test du χ^2 appliqué sur les nombres d'individus capturés par piège-nuit (100 pièges-nuits) et la proportion d'animaux recapturés après le traitement. L'indice de densité est calculé en établissant la somme des captures des individus pendant la première campagne de 2 jours pour toutes les lignes de pièges, puis en divisant le chiffre obtenu par la superficie d'échantillonnage couverte. Dans les études à long terme qui mettent en œuvre les grilles et les lignes de piégeage, l'indice de densité peut être étalonné à l'aide de la densité de population réelle trouvée dans les grilles (Flowerdew, 1988).

CONSIDÉRATIONS PRATIQUES

L'exploitation efficace des méthodes décrites plus haut nécessite une bonne compréhension du piégeage des petits mammifères vivants (Gurnell et Flowerdew, 1994; Wilson *et al*., 1996). Gurnell et Flowerdew donnent dans leurs ouvrages des indications précieuses sur la manière de consigner les données et d'analyser les résultats, il est conseillé d'adopter les fiches de relevé et les tableaux récapitulatifs qu'ils proposent.

Traçage des grilles

Les angles droits de la grille doivent être calculés à l'aide d'un compas à prismes et les distances séparant les pièges sont mesurées à l'aide d'une chaîne d'arpenteur de 30 m. Les points où sont positionnés les pièges sont repérés à l'aide de piquets de balisage ou de bâtons de 2 x 2 cm coupés pour rester visibles juste au dessus de la végétation (environ 1 m dans les prairies en zone tropicale). Une fois une ligne de piquets établie sur un côté de la grille, les autres points sont alignés à vue, après mesure de l'intervalle correct. Un numéro est assigné aux piquets et aux pièges qui leurs sont associés, ce numéro est inscrit à l'aide d'un feutre marqueur indélébile, il permet d'enregistrer les positions des animaux et d'en dresser des cartes.

Pièges

Les pièges Longworth et Sherman sont des modèles adaptés à la capture des animaux vivants, ils sont légers et fabriqués en aluminium. Cependant, lorsque le volume de transport est limité ou lors du suivi environnemental en zones tropicales éloignées, l'utilisation des pièges Sherman pliants est recommandée (voir illustration sur la fiche méthodologique). Ces pièges existent en plusieurs tailles et capacités et peuvent être transportés à plat dans des boîtes en contreplaqué fournies avec les pièges (www.shermantraps.com).

Les pièges Longworth sont plus solides car composés de deux parties: le tunnel avec son mécanisme de déclenchement intégré et le corps du piège séparé (voir illustration sur la fiche méthodologique). Gurnell et Flowerdew (1994) fournissent de plus amples informations sur le fonctionnement de ces pièges et les endroits où ils peuvent être achetés.

Les pièges sont placés à 1 m des piquets de balisage et leur emplacement améliore le succès de piégeage: il est conseillé de les placer avec la porte au ras du sol, le long des passages, dans l'herbe ou près des touffes d'herbes. Dans les zones boisées ou en présence de végétation composée d'arbustes, les pièges sont placés le long de branches tombées ou de souches, ils sont toujours placés à l'ombre. Une fois la position du piège choisie le premier jour, le piège est laissé en place tout en vérifiant que le mécanisme de déclenchement n'est pas bloqué par un appât ancien ou de la végétation. Les pièges sont vidés tous les matins et l'appât est remplacé comme requis.

Appâtage

On peut encourager les animaux à pénétrer dans les pièges en y plaçant de la nourriture. Un mélange qui a fait ses preuves dans les tropiques consiste en 1 part de raisins secs, 2 parts de beurre de cacahuète et suffisamment de flocons d'avoine pour donner au mélange la consistance du mastic. Une boule de ce mélange est placée au fond du piège ou juste à l'extérieur du piège si un préappâtage est requis (le préappâtage consiste à placer un appât pendant 1 à 3 jours en laissant la trappe du piège ouverte pour familiariser les animaux avec la présence des pièges). Cette méthode n'est pas recommandée lors d'essais de terrain lorsque le temps est limité, mais elle peut être nécessaire dans les prairies, pendant la première campagne avant la pulvérisation, pour limiter l'évitement des pièges, en particulier par les campagnols, lors des comparaisons des taux de capture avec les périodes post-traitement.

Entretien

On doit vérifier le contenu des pièges au moins deux fois par jour: tôt le matin, pendant les 3 premières heures de l'aube, avant les heures chaudes de la journée afin de minimiser le stress dû à la chaleur (cette visite permet aussi de renouveler les appâts) et en fin d'après midi, avant le crépuscule (pour éventuellement retendre les pièges et remettre des appâts pour la capture de nuit). La litière n'a pas été jugée indispensable dans les tropiques, mais, si les températures tombent en dessous de 10 °C, il sera nécessaire de placer de l'herbe sèche, du foin, du papier ou de la bourre de coton au fond des pièges.

Dans les tropiques, l'expérience montre qu'il faut placer des appâts frais tous les deux jours, car ils tendent à se dessécher à de fortes températures ou à être consommés par les insectes. Le mélange raisins secs/flocons d'avoine peut être rafraîchi et réutilisé par l'adjonction de beurre de cacahuète. Une manière commode de fabriquer et de transporter l'appât est d'utiliser des seaux de plastique munis de couvercles étanches.

MANIPULATION DES ANIMAUX

Les petits mammifères **doivent** être manipulés avec soin. Une formation dispensée par un expert est indispensable avant d'entreprendre une telle activité. Les pièges occupés sont vidés dans de grands sacs de toile solides, d'au moins 20 x 30 cm, à fermeture par cordelette. Le sac est ensuite transporté au bout d'un bâton par la cordelette jusqu'au véhicule ou au camp de base pour identification, classement, mesure et marquage du spécimen. Il suffit en général d'ouvrir l'une des trappes du piège et de faire glisser l'animal doucement dans le sac. L'animal est ensuite maintenu dans l'ouverture du sac à l'aide de gants ou d'un autre sac pour faciliter son examen sur une surface plate. Toutes les précautions doivent être prises pour ne pas étouffer l'animal en le serrant trop fort lorsqu'on essaie d'éviter les morsures. Il est conseillé de tenir les animaux par la peau du cou, entre le pouce et l'index, les doigts fermement positionnés à la base du crâne pour empêcher l'animal de se tourner et de mordre.

Identification

Les espèces sont identifiées à l'aide de guides de terrains et de clés taxonomiques. Si l'identification de certaines espèces pose problème, et c'est souvent le cas dans les habitats tropicaux, les animaux sont décrits et un numéro d'indentification temporaire leur est assigné en attendant d'obtenir de la part des autorités l'autorisation de les envoyer à un expert. Il est inutile d'aller au-delà de cette étape sans une formation dispensée par un mammologiste. Si besoin est, les animaux sont tués en les mettant au contact avec un coton hydrophile imbibé de chloroforme ou d'éther pendant 10 à 15 minutes dans le sac en tissu de collecte et dans un sac plastique hermétique. Cette méthode permet de prélever les ectoparasites qui seront ensuite conservés dans de l'alcool à 70 %. La conservation des spécimens, dans de l'alcool à 70 % ou du formol à 10 % en cas de recherche de résidus, est facilitée en pratiquant une incision longitudinale dans la cavité abdominale et en perforant le diaphragme jusqu'aux poumons.

Les dents sont une caractéristique taxonomique importante: il est conseillé de maintenir la gueule du spécimen ouverte à l'aide d'un petit bâton avant de le conserver. Chaque spécimen doit toujours porter une étiquette mentionnant le nom de l'opérateur, l'emplacement et la date de sa capture, son sexe et ses mensurations (poids, longueur totale (de l'extrémité du museau à la dernière vertèbre caudale), longueur de la queue (de la base de la queue à l'extrémité de la dernière vertèbre caudale), longueur du pied postérieur (de l'extrémité du doigt le plus long au talon) et longueur de l'oreille (de la base, brèche de l'oreille, à la marche la plus éloignée du pavillon). Les travaux de Yates *et al*. (1996) donnent les détails pratiques sur la préparation des spécimens conservés à des fins taxonomiques.

Mesure

Un jeu de pesons à ressort 'Pesola' (50 g, 100 g, 300 g, 1,5 kg) permet le pesage des animaux (à se procurer auprès du BTO, www.bto.org). La méthode la plus pratique consiste à peser l'animal dans le sac de collecte puis à soustraire du poids obtenu le poids du sac seul. Les petits animaux sont pesés dans un sac léger de polythène. Une baisse sévère du poids corporel indique une modification de l'état dû aux pesticides, qui agissent soit directement, soit indirectement par la disparition des proies.

Une règle métallique de 30 cm suffit dans la plupart des cas pour effectuer les mesures, mais une meilleure précision est obtenue par l'utilisation de pieds à coulisses (disponibles au BTO, qui fournit également les sacs de tissu, - à faire confectionner par les tailleurs locaux dans les tropiques). Les mesures standard indiquées facilitent l'identification et doivent être consignées dès les premières captures, car elles permettent de différencier les espèces.

Stade de maturité sexuelle

Le sexe des animaux et leur âge sont déterminés, ils sont pesés avant le marquage, puis relâchés. La distinction entre les adultes et les juvéniles se base sur l'observation de la taille, de la couleur du pelage (très gris chez les juvéniles) et du stade de maturité sexuelle (testicules descendus dans le scrotum chez le mâle adulte, et les femelles adultes peuvent être reconnues par la gravidité ou les mamelles bien visibles chez les femelles allaitantes). Les femelles juvéniles se reconnaissent à la présence d'un vagin intact, recouvert d'une membrane. Gurnell et Flowerdew (1994) proposent un guide de détermination des stades de maturité sexuelle chez les rongeurs.

Marquage

Pour les études de terrain à court terme ne durant que quelques semaines, le marquage du pelage aux ciseaux est la méthode qui perturbe le moins les animaux: elle consiste à couper des poils sur différentes parties du corps. Les combinaisons ainsi obtenues fournissent un ensemble d'identifications individuelles. Par exemple, 6 découpes sur les épaules droite et gauche, les flancs et l'arrière-train à gauche et à droite (ex: notés A à F) donnent 41 marques possibles pour chaque sexe de chaque espèce (voir Gurnell et Flowerdew, 1994, Figure 3). Si le pelage repousse sur les animaux recapturés, la découpe est renouvelée. Pour les études à long terme, l'utilisation de colliers cause le moins de perturbations: ils consistent en billes d'acier inox sur lesquelles sont fixées des anneaux métalliques numérotés ou colorés (la construction et l'utilisation de ce type de collier sont indiquées dans les ouvrages de Rudran (1996)).

ANALYSE BIOCHIMIQUE ET ANALYSE DE RÉSIDUS

L'exposition des animaux aux pesticides peut être directement évaluée en prélevant des échantillons de tissus pour envoi dans un laboratoire qui pratique des analyses biochimiques et des analyses de résidus. Ces deux types d'analyse requièrent une bonne qualification et elles sont coûteuses, mais elles sont indispensables pour confirmer l'exposition aux traitements chimiques. Avant d'effectuer l'analyse de résidus, il faut pratiquer les autopsies et déterminer les effets pathologiques ou histologiques sur tout animal agonisant ou mort découvert après la pulvérisation (Tarrant, 1988). Les animaux ainsi trouvés sont enveloppés dans des feuilles d'aluminium doubles puis congelés immédiatement sur le terrain à l'aide d'un congélateur portable (voir chapitre 6). Les autopsies seront limitées si les spécimens ne peuvent être congelés, mais les organes tels que le foie ou le cerveau, ainsi que les carcasses ou les tubes digestifs stockés dans des récipients en aluminium contenant du formol à 10 % permettent l'analyse de résidus.

Analyse biochimique

L'exposition aux produits chimiques entraîne des modifications biochimiques dans le sang. Par exemple, la mort due aux pesticides organophosphorés ou au carbamate se produit par asphyxie, par tétanie du diaphragme résultant d'une stimulation excessive du système nerveux central. Ce phénomène est dû à l'accumulation d'acétylcholine suite à l'inhibition de l'acétylcholinestérase.

Les expositions sub-létales à des niveaux relativement bas de pesticides peuvent dorénavant être estimées chez les oiseaux et les mammifères non cibles (de même que chez les humains concernés par l'application) par la mesure du degré d'inhibition de l'estérase dans le sérum sanguin (Thompson and Walker, 1994). Cette méthode de prélèvement indolore a été expérimentée avec succès chez les petits mammifères lors du projet Boxworth au Royaume-Uni, mais les ressources techniques nécessaires sont considérables. De plus, la nécessité d'obtenir des données de référence fiables grâce à un large échantillonnage des espèces témoins avant la pulvérisation limite l'utilité de cette méthode dans les habitats où les espèces non cibles sont difficiles à attraper. Le degré d'inhibition de l'estérase est également fortement influencé par la durée écoulée depuis l'exposition et il varie d'une espèce à l'autre et d'un individu à l'autre. En conclusion, les contraintes logistiques posées par le travail de terrain dans les tropiques et les limitations pratiques de cette méthode excluent cette approche pour détecter les expositions, à moins qu'elle ne s'inscrive dans un projet de recherche à long terme. Il est préférable de conserver les animaux non cibles morts ou les animaux capturés dont le comportement indique un empoisonnement pour les envoyer au laboratoire à des fins d'analyse de résidus.

MÉTHODES D'ENQUÊTE POUR LES CHAUVES-SOURIS

Les chauves-souris insectivores sont communes dans de nombreuses zones tropicales, même si leur abondance dépend largement de la disponibilité en insectes. Elles forment ainsi un excellent groupe indicateur pour le suivi de la santé des habitats après l'application d'un produit chimique. Leur présence la nuit est déterminée à l'aide de méthodes spéciales de capture d'individus vivants (filets japonais en nylon fin tendu sur des piquets, pièges à filins constitués d'un cadre rectangulaire tendu verticalement de fils de pêche) ou par l'utilisation de détecteurs électroniques de chauves-souris qui convertissent les émissions ultrasonores de l'écholocation en sons audibles.

Il n'existe à ce jour qu'une seule étude ayant utilisé ces techniques pour suivre les impacts à grande échelle d'une application de pesticides sur une communauté de chauves-souris; cette méthode était accompagnée d'une analyse de résidus (McWilliam, 1994). Cette étude a mis en œuvre des recherches détaillées et à long terme des pesticides organochlorés rémanents (DDT) et a nécessité des ressources qui ne sont généralement pas disponibles dans la plupart des études concernant la faune sauvage. Comme la capture et la manipulation de nuit des chauves-souris prennent du temps et nécessitent un personnel formé (et, dans certains pays, des autorisations spéciales), il est recommandé d'utiliser des détecteurs pour le suivi de l'abondance relative des chauves-souris lors des recherches écotoxicologiques. Cette méthode évite également de blesser les animaux.

Détecteurs de chauves-souris

Même utilisés avec des équipements de traitement et d'enregistrement du son permettant d'assigner les appels d'écholocation à chaque espèce (Fenton and Bell, 1981; Vaughan *et al*., 1997), les détecteurs de chauves-souris ne donnent qu'un indice de l'abondance relative car ils ne peuvent différencier les individus. En effet, plusieurs détections, ou «passages de chauve-souris» sur un site, peuvent aussi bien provenir de la même chauve-souris passant à portée du détecteur que de plusieurs chauves-souris qui se succèdent. De plus, cette technique présente un biais: les espèces dont les cris sont plus intenses sont détectées à de plus longues distances de l'instrument. Malgré ces inconvénients, le nombre de passages de chauves-souris par unité de temps ou par transect permet de mesurer l'activité des animaux et d'effectuer des comparaisons entre habitats. Cette mesure permet aussi de comparer les impacts des pesticides avant et après la pulvérisation dans un même site. Les suivis sont menés, soit sur la totalité du spectre ultrason à l'aide de détecteurs à large bande pour la totalité de la faune, soit à l'aide de détecteurs plus sensibles à bande étroite réglés sur une fréquence commune au spectre d'écholocation du plus grand nombre d'espèces. La plupart des études portant sur l'activité des chauves-souris sont effectuées à une fréquence de 40 ou 45 kHz (McWilliam, 1994, Walsh *et al*., 1995).

Le Bat Conservation Trust est une source utile de renseignements sur le principe de fonctionnement et l'utilisation des détecteurs de chauves-souris, il donne également des informations sur les fournisseurs de modèles de détecteurs portables (www.bat.org.uk). Des modèles peu coûteux sont utilisés au Royaume-Uni à la date de cette publication, comme le Batbox III de Stag Electronics (www.batbox.com), le Mini III de Ultra Sound Advice (www.ultrasoundadvice.co.uk) et le Skye SBR 1200 de Skye Instruments Ltd (www.skyeinstruments.com). Waters and Walsh (1994) ont effectué des comparaisons sur ces différents modèles, ils ont conclu que le Batbox III est le modèle le plus sensible, mais au détriment de la précision sur les fréquences les plus hautes. Les fournisseurs cités construisent des modèles plus sophistiqués qui peuvent être utilisés si le budget du projet le permet. Petersson Electronik AB (www.batsound.com) propose également des modèles très appréciés de diverses spécifications.

Il n'est pas inutile de consulter les ouvrages généraux sur la détection des chauves-souris (voir 'Pour en savoir plus', page 254).

Les experts en analyse acoustique peuvent distinguer les espèces entre elles en fonction de leurs cris d'écholocation (plage de fréquence, en fréquence constante [CF] ou en modulation de fréquence [FM], avec différentes durées d'impulsion et combinaisons). Cependant, pour les enquêtes écotoxicologiques préliminaires menées par des novices, il est permis de considérer toutes les séquences détectées d'au moins deux impulsions d'écholocation comme un passage de chauve-souris, sans différentiation entre les espèces. Dans certains cas, il peut être intéressant de noter séparément les passages de chauves-souris qui, par des taux croissants de répétitions des impulsions (signaux de capture), permettent de distinguer les individus en quête de nourriture de ceux simplement de passage. Ces catégories sont combinées lors de l'analyse.

Si les ressources le permettent, il est possible de mettre en place des stations de suivi de l'activité des chauves-souris, placées à des points équidistants le long d'un transect: cette méthode consiste à enregistrer les passages de chauves-souris en reliant les détecteurs de chauves-souris à des enregistreurs déclenchés par la voix. Cette technique permet de réduire le temps passé sur le terrain, mais la mise en place du matériel et l'analyse des enregistrements représentent un investissement important et exigent la présence d'un expert.

Transects

Les détecteurs de chauves-souris sont utilisés, soit en parcourant en continu des transects à pied ou dans un véhicule roulant à vitesse régulière, soit sur des points d'écoute limités dans le temps, placés de manière aléatoire ou régulièrement le long du trajet. Même si certaines espèces sont rarement enregistrées en raison de la faible intensité de leurs cris, la présence des chauves-souris est détectée à une distance de 10 à 50 m pour la plupart des modèles. Si l'application du produit chimique est uniforme sur de vastes superficies, comme lors d'une pulvérisation aérienne, il est conseillé d'effectuer un échantillonnage stratifié car les chauves-souris partent en chasse près des points d'eau, particulièrement à la saison sèche, et dans des habitats complexes comme les forêts fluviales où les insectes sont particulièrement abondants. Ainsi, après le suivi de l'activité des chauves-souris sur des transects en zones boisées pour évaluer l'impact d'une pulvérisation au sol de DDT dans le cadre de la lutte contre les mouches tsé-tsé au Zimbabwe, le marquage et la recapture des chauves-souris ont été effectués sur des sites appariés dans la zone témoin et la zone traitée, autour des mares saisonnières dans les zones boisées, près des fleuves et dans la végétation adjacente et autour des barrages (McWilliam, 1994).

Dans des endroits présentant toutes les conditions de sécurité, l'échantillonnage continu s'effectue à pied sur des transects, avec éventuellement certains points d'écoute. Dans de nombreux habitats plus dangereux des zones tropicales (rencontres de nuit avec des personnes mal intentionnées ou de la faune sauvage), il est conseillé de pratiquer la méthode du point d'écoute, à des points choisis le long d'un transect et, si besoin est, sur le toit du véhicule 4 x 4. Cette technique présente l'avantage de faciliter la prise de note et l'enregistrement des conditions météorologiques à chaque point (couverture nuageuse, clarté lunaire, température et vitesse du vent). Même dans les tropiques, la température détermine l'activité des chauves-souris, par le biais de son influence sur l'activité des insectes.

Échantillonnage et dispositif expérimental

Lors d'applications de produits chimiques plus localisées (ex: le long d'habitats linéaires, comme les bords des routes, les bords des champs, les lisières de forêt ou les berges de cours d'eau ou de lacs), le suivi s'opère sur des transects placés de façon aléatoire ou régulièrement espacés. Il est recommandé de tracer des transects répétés d'au moins 1 km de long dans la zone témoin et dans la zone traitée. En ce qui concerne la méthode du point d'écoute, il faut prévoir un minimum de 100 m entre les points. Si la zone traitée est moins linéaire et plus étendue (au moins 10 km^2), 15 à 20 points espacés de 200 à 250 m assurent une bonne couverture. Si l'étendue de la zone traitée permet de tracer des transects parallèles, ils seront éloignés de 250 m les uns des autres. Dans les régions autorisant le parcours à pied des transects, l'opérateur doit adopter une vitesse uniforme de 2 à 3 km/h et consigner ses observations par écrit ou utiliser un magnétophone pour transcription ultérieure (temps mis et nombre de passages de chauves-souris par segment de transect).

Sur des points d'écoute chronométrés, le temps nécessaire pour le suivi à chaque point dépend du niveau d'activité des chauves-souris. L'expérience indique qu'un échantillonnage de 5 minutes, suivi par 5 minutes de déplacement jusqu'au prochain point, est une bonne approche qui permet de couvrir 16 points en 2 h et demie environ. Le suivi commence à une heure fixe, entre 15 et 30 minutes après le coucher du soleil pour couvrir le pic de chasse de début de soirée. Il est conseillé de suivre chaque transect répété dans la zone témoin et la zone traitée pendant au moins 2 campagnes de 4 nuits chacune, espacées d'une semaine et ce, avant et après le traitement. Il faut en général 2 jours pour que l'application de produit chimique atteigne les insectes, la première campagne post-traitement commencera donc à ce moment. Dans la mesure du possible, le suivi devra coïncider avec les phases de nouvelle lune, car l'activité des chauves-souris est réduite à la clarté lunaire.

ANALYSE DE RÉSIDUS POUR LES CHAUVES-SOURIS

Le suivi ne peut signaler une migration des chauves-souris vers des zones plus riches en nourriture, mais peut révéler la présence d'un effet aigu et d'une mortalité par empoisonnement. Dans ce cas, des spécimens sont prélevés par un spécialiste (avec l'autorisation des autorités compétentes en matière de faune sauvage) à l'aide de filets japonais ou de pièges à filins, puis conservés en vue d'une analyse de résidus (McWilliam, 1994). Si possible, les spécimens sont congelés après avoir été emballés dans une double couche de papier aluminium. Ils peuvent aussi être conservés dans du formol à 10 % après incision de la cavité abdominale et du diaphragme pour assurer une conservation efficace (voir chapitre 6).

RÉFÉRENCES

DOUGLASS, R.J. (1989) Assessment of the use of selected rodents in ecological monitoring. *Environmental Management,* **13** (3): 355-363.

FENTON, M.B. and BELL, G.P. (1981) Recognition of species of insectivorous bats by their echolocation calls. *Journal of Mammalogy,* **62:** 233-243.

FLOWERDEW, J.R. (1988) Methods for studying populations of wild mammals. pp. 67-76. In: *Field Methods for the Study of Environmental Effects of Pesticides*. Greaves, M.P, Smith, B.D. and Greig-Smith, PW (eds). *BCPC Monograph,* No. 40. Thornton Heath: British Crop Protection Council.

GREIG-SMITH, P.W. and WESTLAKE, G.E. (1988) Approaches to hazard assessment for small mammals in cereal fields. pp. 67-76. In: *Field Methods for the Study of Environmental Effects of Pesticides*. Greaves, M.P, Smith, B.D. and Greig-Smith, P.W (eds). *BCPC Monograph,* No. 40. Thornton Heath: British Crop Protection Council.

GURNELL, J. and FLOWERDEW, J.R. (1994) *Live Trapping Small Mammals - A Practical Guide*. Third edition. *Occasional Publication,* No. 3. London:The Mammal Society. (Address:The Mammal Society, 15 Cloisters Business Centre, 8 Battersea Park Road, London SW8 4BG, UK.)

GURNELL, J. and GIPPS, J.H.W. (1989) Inter-trap movement and estimating rodent densities. *Journal of Zoology, London,* **200:** 289-292.

JOHNSON, I.P, FLOWERDEW J.R. and HARE, R. (1991a) Effects of broadcasting and of drilling methiocarb moluscicide pellets on field populations of wood mice, *Apodemus sylvaticus*. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology,* **46:** 84-91.

JOHNSON I.P., FLOWERDEW, J.R. and HARE, R. (1991b) Populations and diet of small rodents and shrews in relation to pesticide usage. pp. 144-156. In: *The Boxworth Project: Pesticides, Cereal Farming and the Environment.* Greig-Smith, P.W, Frampton, G.K. and Hardy,A.R. (eds). London: HMSO.

KENWARD, R.E. (1987) *Wildlife Radio Tagging: Equipment, Field Techniques and Data Analysis. Biological Techniques Series*. London:Academic Press.

MCWILLIAM, A.N. (1994) Nocturnal animals. pp.103-133. In: *DDT in the Tropics: The Impact on Wildlife in Zimbabwe of Ground-spraying for Tsetse Fly Control.* Douthwaite, R.J. and Tingle, C.C.D. (eds). Chatham, UK: Natural Resources Institute.

MONTGOMERY, W.I. (1987) The application of capture-mark-recapture methods to the enumeration of small mammal populations. *Symposium of the Zoological Society of London,* No. 58: 25-57. Oxford: Oxford University Press.

RUDRAN, R. (1996) Methods for marking animals. pp. 299-310. In: *Measuring and Monitoring Biological Diversity. Standard Methods for Mammals*.Wilson, D.E., Cole, FR., Nichols, J.D., Rudran, R. and Foster, M.S. (eds).Washington DC: Smithsonian Institution Press.

TARRANT, K.A. (1988) Histological identification of the effects of pesticides on non-target species. pp. 313-317. In: *Field Methods for the Study of Environmental Effects of Pesticides*. Greaves, M.P, Smith, B.D. and Greig-Smith, PW (eds). BCPC Monograph, No. 40.Thornton Heath: British Crop Protection Council.

TARRANT, K.A., JOHNSON, I.P., FLOWERDEW, J.R. and GREIG-SMITH, P.W. (1990) Effects of pesticide applications on small mammals in arable fields, and the recovery of their populations. pp. 173-182. In: *Proceedings of the 1990 Brighton Crop Protection Conference on Pest and Diseases,* Volume 1. Thornton Heath: British Crop Protection Council.

THOMPSON, H.M. and WALKER, C.H. (1994) Blood esterases as indicators of exposure to organophosphorus and carbamate insecticides. pp. 37-62 In: *Nondestructive Biomarkers in Vertebrates.* Fossi, M.C. and Leonzio, C. (eds). Boca Raton: Lewis.

VAUGHAN, N., JONES, G. and HARRIS, S. (1997) Habitat use by bats (Chiroptera) assessed by means of a broadband acoustic method. *Journal of Applied Ecology,* **34:** 716-730.

WALSH, A.L., HARRIS, S. and HUTSON, A.M. (1995) Abundance and habitat selection of foraging vespertilionid bats in Britain: a landscape-scale approach. *Symposia of the Zoological Society of London,* 67: 325-344.

WILSON, D.E., COLE, F.R., NICHOLS, J.D., RUDRAN, R. and FOSTER, M.S. (eds) (1996) *Measuring and Monitoring Biological Diversity. Standard Methods for Mammals*.Washington DC: Smithsonian Institution Press.

YATES, T.L., JONES, C. and COOK, J.A. (1996) Preservation of voucher specimens. pp. 265-273. In: *Measuring and Monitoring Biological Diversity. Standard Methods for Mammals*.Wilson, D.E., Cole, FR., Nichols, J.D., Rudran, R. and Foster, M.S. (eds).Washington DC: Smithsonian Institution Press.

POUR EN SAVOIR PLUS

AHLEN, I. (1990) *Identification of Bats in Flight.* Stockholm: Swedish Society for Conservation of Nature.

CORBET, G.B. and HILL, J.E. (1991). *A World List of Mammalian Species*. Oxford: Natural History Museum Publications/Oxford University Press.

GREIG-SMITH, P.W. (1990) Intensive study versus extensive monitoring in pesticide field trials. pp. 217-239. In: *Pesticide Effects on Terrestrial Wildlife*. Somerville, L. and Walker, C.H. (eds). London: Taylor and Francis.

KREBS, C.J. (1989) *Ecological Methodology*. New York: Harper & Row.

KUNZ, T.H., WEMMER, C. and HAYSSEN, V. (1996b) Sex, age and reproductive condition. pp. 279-290. In: *Measuring and Monitoring Biological Diversity. Standard Methods for Mammals*. Wilson, D.E., Cole, FR., Nichols, J.D., Rudran, R. and Foster, M.S. (eds). Washington DC: Smithsonian Institution Press.

TEW, T.E., TODD, I.A. and MACDONALD, D.W. (1994) The effects of trap spacing on population estimation of small mammals. *Journal of Zoology, London,* **233:** 340-344.

GLOSSAIRE

Abcission: Processus naturel entraînant la séparation de deux parties d'un organisme; chute des feuilles.

Abiotique: Milieu impropre à la vie.

Abondance: Nombre total d'individus d'un taxon dans une zone, un volume, une population ou une communauté.

Abondance absolue: Nombre précis d'individus d'un taxon dans une zone, un volume, une population ou une communauté donnés.

Abondance relative: Nombre total des individus d'un taxon comparé au nombre total des individus de tous les autres taxa combinés, par unité de surface, volume ou communauté; abondance non absolue.

Absorption: Phénomène par lequel une substance est absorbée ou incorporée dans une autre.

Acaricide: Produit chimique (en général) ou agent biologique qui détruit les acariens ravageurs ou vecteurs de maladies.

Acétylcholinestérase: Enzyme qui hydrolyse l'acétylcholine, médiateur chimique jouant un rôle dans la transmission de l'influx nerveux.

Action par contact: Mode d'action d'un pesticide qui peut pénétrer la peau ou la cuticule et causer la mort. L'efficacité peut également être facilitée par un contact secondaire, c'est-à-dire lorsque les organismes entrent en contact avec les gouttelettes d'insecticide qui se trouvent sur la végétation ou d'autres surfaces. Ce mode d'action est à comparer avec celui des produits agissant par ingestion et qui doivent être consommés pour être efficaces.

Action par ingestion: Mode d'action d'un pesticide qui tue les ravageurs après consommation et non après contact (cf. 'Action par contact').

Adipeux (tissu): Tissu graisseux.

Adsorption: Adhérence des molécules à la surface d'un solide ou d'un liquide formant une couche ultramince.

Aigu: Grave (souvent létal); de courte durée.

Aluminium extrudé: Récipient en aluminium.

Ammonification: Transformation de l'azote organique en NH_4^+ sous l'effet des enzymes et des microorganismes.

Anémomètre: Instrument permettant de mesurer la vitesse du vent.

Anoure: Animal dans l'ordre taxonomique qui comprend les grenouilles et les crapauds.

Anti-appétent: Propriété d'un pesticide qui empêche les animaux (en général, les insectes ravageurs) de s'en nourrir.

Appâtage: Méthode de lutte consistant à mélanger un insecticide à un support alimentaire que les ravageurs ingèreront; ce mélange est à placer ou à disperser dans un endroit où les ravageurs pourront le trouver.

Aridisols, Ultisols: Ordres (catégories) taxonomiques décrivant les sols sur la base d'un ensemble de caractéristiques communes.

Aspirateur: Dispositif permettant d'aspirer les invertébrés.

Assemblages fauniques: Groupements d'espèces animales trouvés dans un site, un habitat ou un écosystème donné.

Atomisation: Processus de la pulvérisation, c'est-à-dire de fractionnement d'un liquide en gouttelettes.

Atomiseur rotatif: Atomiseur tournant à grande vitesse et fractionnant le pesticide en fines gouttelettes.

Balisage: Technologie de pulvérisation- placer des fanions ou d'autres objets (véhicules, personnel, feux produisant de la fumée) aux extrémités d'un bloc de pulvérisation.

Bande ou bande larvaire: Groupe grégaire, de taille et densité variables, de larves d'acridiens progressant ensemble.

Barrière: Dans le cadre de la lutte contre les acridiens, bande de végétation traitée avec un pesticide. Lorsque des pesticides rémanents sont utilisés contre des larves, ils sont généralement épandus en barrières pour que les bandes larvaires qui traversent la barrière en s'alimentant soient tuées par le pesticide ingéré avec la végétation.

Bassin versant: Aire de collecte comprenant les mécanismes souterrains ou de surface assurant le stockage et l'écoulement des eaux.

Benne de Petersen: Instrument permettant d'échantillonner les sédiments.

Benne Ekman: Instrument à mâchoires permettant l'échantillonnage des sédiments.

Benthique: Qui se rapporte au fond des rivières ou des lacs.

Bilharziose: Parasitose humaine véhiculée par l'eau et due à un ver plat appelé *schistosoma.* Le cycle du parasite fait intervenir des mollusques d'eau douce comme hôtes intermédiaires.

Bioaccumulation: Augmentation de la concentration d'un produit chimique dans les organes et les tissus des organismes, due à la consommation d'eau ou de nourriture contaminée.

Bioconcentration: Accumulation par les organismes aquatiques de polluants à une concentration supérieure à celle mesurée dans l'eau.

Biodiversité: Diversité des espèces, variabilité génétique entre les espèces. Différences entre écosystèmes ou à l'intérieur d'un même écosystème; variété et variabilité de tous les animaux, plantes et microorganismes vivant sur terre.

Bioindicateur: Espèce (ou autre groupe taxonomique) utilisée comme indice d'adaptations biologiques et de modifications des habitats.

Biomagnification: Augmentation des concentrations de contaminants chimiques dans les tissus animaux tout au long des chaînes alimentaires.

Biomasse: Estimation quantitative de la masse totale des organismes constituant tout ou partie d'une population, tout ou partie d'une unité spécifique ou présente à un moment donné à un endroit donné. Elle peut être exprimée en volume, en poids vif, en poids mort, en poids sec libre de cendres ou en calories; culture sur pied ou bétail sur pied.

Biome: Région ou formation biogéographique; grande communauté écologique régionale, caractérisée par des formes de vies distinctes ainsi que des plantes (biomes terrestres) ou des animaux (biomes marins) majeurs.

Biométricien: Spécialiste de l'analyse statistique en biologie.

Biopesticide: Microorganisme qui peut être pulvérisé dans le but d'infecter et détruire un type de ravageur.

Biotique: Milieu qui permet le développement de la vie.

Bloc de traitement: Toute surface désignée pour recevoir un traitement de pulvérisation.

Buse hydraulique: Dispositif simple qui atomise le liquide en le faisant passer sous pression à travers un petit orifice.

Buse pneumatique: Atomiseur qui dépend d'un jet d'air pour fractionner le liquide de pulvérisation lorsqu'il sort à faible pression d'une buse.

Callosités nuptiales: Petites callosités se développant sur les pouces des anoures mâles lors de la saison de reproduction et permettent au mâle de rester accroché à la femelle lors de l'amplexus (accouplement).

Cannibalisme: Comportement des organismes qui mangent les individus de leur propre espèce.

Canopée: Couvert formé par les feuilles et les branches des arbustes, des arbres ou des forêts.

Caoutchouc nitrile: Caoutchouc synthétique plus résistant aux pesticides et aux solvants.

Carnivore: Qui se nourrit de chair.

Cécité des rivières: Voir Onchocercose.

Chaîne alimentaire: Hiérarchie d'organismes sur différents niveaux trophiques successifs dans une même communauté. L'énergie est transférée d'un niveau à l'autre par l'alimentation.

Chitine: Substance dure formant la carapace (exosquelette) de nombreux arthropodes.

Cholinestérase: Enzyme impliquée dans la transmission des influx nerveux dans les neurones moteurs

CL50: Concentration létale pour 50 % d'une population, c'est-à-dire la concentration d'un produit qui tuera 50 % des organismes d'une population test.

Classement: Positionnement hiérarchique.

Cline: Évolution graduelle d'un caractère écologique sur une distance donnée.

Cocktails: Terme parfois appliqué à des formulations de pesticide contenant un mélange de matières actives.

Communauté: Ensemble d'organismes occupant le même environnement et interagissant les uns avec les autres pour former un système vivant distinct possédant une composition, une structure, des relations environnementales, un développement et des fonctions propres.

Concentration en matière active (m.a.): Quantité de pesticide en grammes dans un volume donné de produit commercial. Exprimé généralement en % de poids par volume; par ex.: 96% de fenitrothion signifie 960 grammes m.a. dans 1 litre (1000 cc) de produit.

Concentration en oxygène: Quantité d'oxygène contenue dans l'eau et exprimée en mg/l.

Concentré émulsionnable (CE): Formulation de pesticide diluée dans l'eau et appliquée sous forme d'émulsion.

Conductivité: Capacité de l'eau à conduire l'électricité, elle est fonction des sels dissous.

Confluence: Point où se rejoignent deux fleuves ou cours d'eaux.

Confondu: Terme statistique. État dans lequel l'effet d'un traitement particulier ne peut être séparé de celui dû à une variable incontrôlée qui influence également l'expérience.

Contaminant: Substance présente dans l'environnement à une concentration supérieure à la concentration de fond et, dans le contexte de ce manuel, résultant généralement d'activités humaines.

Convection: Phénomène de déplacement ascendant des masses d'air échauffées au contact du sol.

Cuticule: Zone superficielle du tégument des arthropodes et autres invertébrés portant souvent des cils ou des soies.

Dambos: Zones ou canaux inondables, souvent utilisés en agriculture, par exemple, dans la culture du riz.

Danger: Qui constitue une menace. Le risque que présentent les pesticides est égal au danger multiplié par le niveau d'exposition au produit.

Dégradation: Décomposition physique, chimique ou biologique d'un polluant chimique.

Délimiter: Déterminer les limites d'une zone cible ou d'une infestation par les ravageurs.

Demi-vie: Temps requis pour réduire de 50 % la concentration d'une substance (ex: produit chimique) dans un milieu tel que l'eau par le transport, la dégradation, la volatilisation, etc.

Densité: Terme souvent utilisé pour indiquer le nombre d'organismes sur une zone donnée. Exemple: nombre par m^2.

Dépôt: Terme utilisé pour décrire la manière dont une gouttelette tombe sur une surface, verticalement ou horizontalement, par impact ou par sédimentation.

Dépôt uniforme: Pour les pesticides, dépôt de quantités égales de produit à différentes distances sous le vent d'un passage de pulvérisation. Un seul passage d'un pulvérisateur UBV ne permet pas d'obtenir un tel dépôt.

Dérive: Dans le cas de la pulvérisation de pesticides, le déplacement des gouttelettes de pesticide sur les courants d'air ou le vent.

Dérive (aquatique): Mouvement des organismes aquatiques vers l'aval, portés par le courant. Il s'agit souvent d'un comportement naturel ou en réponse à une crue ou à la présence de pesticides.

Dérive de pulvérisation: Pesticide porté par le vent ou la pesanteur loin de la cible vers un site non cible.

Détergent: Produit chimique qui abaisse la tension de surface. Souvent utilisé comme produit de nettoyage.

Diamètre médian du nombre (DMN): Diamètre de la gouttelette tel que la moitié du nombre total de gouttelettes est constituée de plus grosses gouttelettes et l'autre moitié de gouttelettes plus petites.

Diamètre médian du volume (DMV): Diamètre de la gouttelette tel que la moitié du volume de pulvérisation est constituée de plus grosses gouttelettes et l'autre moitié de plus petites.

Diazotrophes: Organismes capables d'utiliser l'azote atmosphérique comme nutriment.

Dimorphisme sexuel: Ensemble des différences entre le mâle et la femelle dans la forme, la taille ou la couleur du corps.

Dissipation: Réduction de la concentration d'un composant par dispersion et/ou déplacement.

Diversité: Caractère de ce qui présente des différences par rapport à une caractéristique ou trait donné.

DL50: Dose létale pour 50 % d'une population, c'est-à-dire la dose qui tuera 50 % des organismes d'une population test.

Données de référence: Données relatives à une situation avant toute intervention: ensemble de données de base ou élémentaires.

Dose: Quantité de matière active (m.a.) en grammes appliquée sur une unité de surface donnée (généralement 1 ha).

Dose recommandée: Quantité de matière active d'un insecticide dont l'efficacité a été démontrée pour éliminer efficacement et sans gaspillage un ravageur donné.

Durée de conservation: Période durant laquelle un pesticide stocké reste efficace.

Échantillonnage avec benne: Méthode permettant d'échantillonner le sédiment d'un cours d'eau ou d'un lac avec une benne.

Échantillonnage par coups de pied: Méthode d'échantillonnage dans les cours d'eaux consistant à agiter le substrat en donnant des coups de pied.

Échantillonneur Surber: Instrument permettant de collecter des invertébrés benthiques dans les cours d'eau.

Écologie: Étude des relations entre les organismes et leur environnement.

Écosystème: Ensemble d'espèces différentes, de leur environnement abiotique et de leurs interactions.

Écotoxicologie: Étude des effets des polluants sur les écosystèmes.

Ectothermie: Définit un organisme qui règle sa température interne en fonction de la température extérieure.

Effet de choc: Propriété de certains insecticides, notamment les pyréthrinoïdes, consistant à faire tomber très rapidement les insectes après l'application de produit. Ceux-ci peuvent ne pas être morts et, si la dose n'est pas suffisante, ils peuvent se rétablir dans certaines circonstances.

Effet direct: Produit chimique tel un pesticide ayant un effet chronique ou aigu sur le comportement ou la physiologie des ravageurs ou des organismes non cibles, sans besoin d'étapes intermédiaires.

Effet dose: Courbe montrant les effets des concentrations de pesticides (ou de tout produit chimique toxique) sur des organismes tests.

Effet indirect: Produit chimique tel un pesticide qui affecte indirectement un organisme par son impact (effet chronique ou aigu) sur un autre organisme dont le premier dépend, en général, pour se nourrir.

Efficacité: Se réfère généralement au pourcentage de ravageurs tués.

Efficience: Comparaison de l'efficacité et du coût, en termes de finance et d'effort.

Émergence d'un insecte: Sortie de l'insecte adulte hors de l'eau.

Émigration: Déplacement d'organismes hors d'une zone.

En marche: Se rapporte aux acridiens. Comportement de bandes larvaires se déplaçant ensemble.

Endofaune: Totalité de la vie animale à l'intérieur d'un sédiment.

Environnement: Tout ce qui entoure un organisme individuel, comprenant les éléments inanimés (air, sol, eau, etc.) et animés (autres organismes et autres membres de sa propre espèce).

Épandage contrôlé de gouttelettes: Technique permettant d'épandre des gouttelettes dans une gamme de taille étroite considérée comme la plus efficace pour la cible et les conditions particulières.

Époxydation microbienne: Réaction impliquant l'intervention d'une flore microbienne où l'oxygène est combiné à deux atomes de carbone pour former un éther cyclique à trois branches ou oxyrane. Exemple: oxyde d'éthylène.

Équilibre carbonate-bicarbonate: Relation, dans une solution aqueuse, entre le pH, le dioxyde de carbone, les carbonates, H+, Ca et Mg formant un système tamponné qui maintient le pH constant.

Espacement entre les passages: Distance entre les passages d'un pulvérisateur.

Espèces: Groupes de populations naturellement féconds entre eux mais stériles avec tout individu d'une autre espèce.

Espèces témoins: Voir bioindicateur.

Essaim: Grand groupe d'insectes ou d'autres animaux grégaires pouvant voler sur de longues distances sous forme d'une masse unique d'individus.

Étalonnage: Processus qui consiste à régler un pulvérisateur pour être en mesure d'appliquer la bonne dose d'insecticide avec des gouttelettes de taille souhaitée au bon endroit.

Eutrophique: Ayant une forte productivité primaire; se rapporte aux eaux riches en substances nutritives minérales nécessaires aux plantes vertes.

Extrémité face au vent: Extrémité du bloc située le plus près de la direction d'où vient le vent.

Extrémité sous le vent: Extrémité du bloc de pulvérisation la plus éloignée de la direction d'où vient le vent.

Faune erpétologique: Terme utilisé pour désigner les espèces d'amphibiens et de reptiles.

Filet: Toile munie d'un manche tenu à la main, utilisée pour échantillonner des espèces aquatiques ou terrestres.

Filet fauchoir: Filet muni d'un manche tenu à la main, utilisé pour échantillonner des organismes vivant sur la végétation (terrestre, aquatique ou émergente).

Fongicide: Produit chimique ou biologique utilisé pour détruire les champignons parasites (maladies fongiques).

Formulation: Produit fourni par le fabricant, c'est-à-dire la matière active mélangée aux solvants, aux agents stabilisants et aux autres matières inertes qui constituent le reste du volume.

Fouisseur: Adapté pour creuser et/ou vivre dans des terriers ou sous la surface du sol.

Frai: Masse gélatineuse contenant les œufs déposés par les femelles amphibiens.

Gecko: Membre des Gekkonidae (famille des lézards).

GPS: Système de positionnement global par satellite (Global positioning system). Instrument utilisant les signaux émis par des satellites en orbite autour de la Terre et permettant d'estimer la position de l'utilisateur (latitude et longitude)

Granivore: Qui se nourrit de graines; qui se nourrit de semences végétales.

Grégaire: Relatif à des individus se rassemblant en groupes de grande taille.

Guilde: Ensemble des espèces qui exploitent, d'une façon comparable, la même catégorie de ressources dans un écosystème et ont les mêmes stratégies de quête de nourriture.

Guildes alimentaires: Groupe d'espèces vivant dans le même habitat et ayant la même alimentation ou une alimentation similaire.

Habitat: Localité, site et type particulier d'environnement local occupé par un organisme.

Habitat fermé: Habitat dominé par les arbres, les buissons de grande taille ou toute autre végétation qui, du moins partiellement, cache la lumière du soleil.

Habitat ouvert: Habitat avec peu ou pas d'arbres, de buissons ou autre végétation dense.

Hauteur d'émission: Hauteur à laquelle un traitement est effectué dans l'air.

Hémimétabole: Mode de développement marqué par des métamorphoses incomplètes de la nymphe à l'adulte.

Hémocytomètre: Appareil utilisé pour compter les cellules sanguines, utilisé également pour compter le plancton.

Herbicide: Produit chimique (en général) ou biologique utilisé pour détruire les adventices.

Herbivore: Qui se nourrit de végétaux.

Herbivore mandibulé: Organisme (généralement un insecte) pourvu de pièces buccales robustes en chitine (mandibules).

Hétérogénéité: Ayant une structure ou composition non uniforme.

Holométabole: Mode de développement marqué par une métamorphose complète et qui comprend un stade pupal entre l'état larvaire et l'état adulte (imago).

Homogénéité: Similaire d'un bout à l'autre; de structure ou de composition uniforme.

Horizon du sol: Couche horizontale de sol mature possédant une texture et composition spécifiques.

Hygromètre fronde: Instrument servant à mesurer la température et l'humidité relative.

Hypothèse: Assertion ou énoncé de travail menant à des prédictions que l'on soumet à des tests; supposition destinée à expliquer des faits observés, proposée pour tester ses conséquences.

Imago: Insecte adulte, arrivé à son développement complet .

Impact: A lieu quand une gouttelette portée latéralement par le vent atterrit sur une surface verticale telle qu'une plante ou un insecte. La gouttelette atteint la surface à cause de la vitesse horizontale générée par le vent.

Impact sur l'environnement: Effets directs ou indirects des interventions sur l'environnement. Dans le cas des pesticides, les effets négatifs (ou parfois positifs) sur des organismes non cibles et/ou leurs fonctions.

Inhibiteurs de croissance (Insect growth regulators, ***IGR***): Produits qui interfèrent avec la croissance d'un organisme, généralement en perturbant les mues.

Insecticide: Produit chimique ou biologique utilisé pour détruire les insectes ravageurs.

Insecticide végétal: Extrait de plante pouvant être appliqué pour tuer ou dissuader les ravageurs.

Insecticides microbiens: Pesticides à base de préparations virales ou microbiennes servant à détruire les ravageurs.

Insectivore: Qui se nourrit d'insectes.

Inventaire: Comptage de population; observations systématiques permettant d'évaluer l'abondance absolue ou relative.

Inventaire des espèces: Liste des espèces présentes dans un site particulier (dressée grâce à une liste de contrôle comprenant toutes les espèces connues d'un taxon donné).

Invertébré: Animal sans colonne vertébrale.

Invertébrés de surface: Neuston ou organismes vivant à la surface de l'eau.

In vivo: Se réfère aux mesures biologiques effectuées sur le terrain, par opposition aux essais en laboratoire (*in vitro*).

Isomères: Se dit de produits chimiques de même formule brute, mais différents par leurs structures.

Jet d'air: Souffle d'air produit par un ventilateur ou des gaz d'échappement.

Large spectre: Propriété d'un pesticide qui élimine une large gamme d'organismes différents.

Largeur de l'andain: Largeur de la bande à angle droit de la passe du pulvérisateur et sur laquelle s'observe un dépôt significatif de produit.

Larves ou bande larvaire: Un groupe grégaire de larves d'acridiens se déplaçant ensemble, dont la taille et la densité peuvent varier.

Lentique: Qui est propre aux habitats aquatiques stagnants, calmes ou se déplaçant lentement.

Lessivage: Migration de substances chimiques solubles dans l'eau, de la surface du sol vers les couches plus profondes ou vers la nappe phréatique.

Létal: Qui entraîne directement la mort, se rapportant à la mort.

Lipide: Corps gras.

Lotique: Qui est propre aux eaux courantes, telles que les fleuves et les rivières.

Lutte mécanique: Utilisation de méthodes physiques telles que le battage, le brûlis ou l'enfouissement.

Margouillat: Membre des Agamidae (famille de lézards) comprenant notamment les genres *Agama* et *Uromastyx* en Europe, Asie et Afrique.

Matière active (concentration en m.a.): Quantité réelle de pesticide en grammes dans une quantité donnée (en général, un volume) d'un produit commercial. La concentration est généralement exprimée en % de poids/volume. Ex: 96% de fenitrothion signifie généralement 960 grammes de m.a. dans 1 litre (1000 cc) de produit.

Maturité: Stade atteint par un organisme adulte quand ses organes sexuels se développent et qu'il est alors prêt à s'accoupler. D'autres caractéristiques permettent d'identifier un adulte mature, par ex. les criquets pèlerins matures ont soit une couleur jaune pâle (solitaires), soit jaune vif (grégaires).

Métabolisme: Utilisation de l'énergie et de la matière pour satisfaire les besoins d'un organisme en matière de croissance et de reproduction; réactions chimiques se produisant dans la cellule.

Métabolites: Molécules impliquées dans et produites par le métabolisme. Chez les pesticides, produits de décomposition, dégradation ou réaction résultant d'un produit agrochimique donné.

Métamorphose: Transformation structurelle importante lors du développement d'un organisme, représentant souvent le passage du stade larvaire au stade adulte.

Méthode de lutte: Équipement, pesticide et technique utilisés pour éliminer un ravageur.

Microhabitat: Petit habitat spécialisé ou partie détaillée d'un habitat global. Exemple: litière de feuilles dans un bois.

Minéralisation: Transformation d'un composé organique du sol en ses parties constitutives.

Morpho-espèce: Groupe d'organismes défini uniquement sur des caractères morphologiques, sans considération d'autres caractéristiques biologiques (souvent identifié par une lettre, un nombre ou autre notification).

Morphologie: Étude des formes et structure des organismes, particulièrement des caractéristiques externes.

Mortalité: Terme généralement utilisé pour indiquer le pourcentage d'organismes cibles et non cibles tués.

Mue: Phénomène par lequel un organisme se débarrasse de sa peau ou de son exosquelette et le remplace par un neuf pour permettre sa croissance (voir aussi métamorphose).

Muer: Chez les insectes, effectuer la mue imaginale

Nappe phréatique: Totalité des eaux s'étant infiltrées à partir de la surface du sol dans le substrat rocheux.

Nématicide: Produit chimique (en général) ou biologique utilisé pour détruire les nématodes.

Neurotoxique: Produit interférant avec le système nerveux d'un organisme.

Niche écologique: Espace occupé par une espèce (ou tout autre groupe taxonomique) donnée et incluant le milieu physique et le rôle fonctionnel de l'espèce en question.

Nitrification: Processus chimique et microbiologique ayant lieu dans le sol et l'eau et assurant l'oxydation du NH4+ en $N03^-$

Nom chimique: La première lettre d'un nom chimique est en minuscule, ex: fénitrothion.

Nom de marque ou nom commercial: La première lettre d'un nom commercial est en majuscule, ex: Sumithion

Nymphes: Jeunes chez les hémimétaboles invertébrés avant leur développement au stade adulte.

Odomètre: Dispositif sur le compteur de vitesse d'un véhicule servant à mesurer les distances.

Oligotrophe: Ayant une faible productivité primaire; décrit des eaux avec de faibles niveaux en nutriments minéraux nécessaires à la croissance des plantes vertes; substrats pauvres en nutriments.

Omnivore: Qui se nourrit de plantes ou d'animaux vivants ou morts.

Onchocercose: Maladie humaine vectorielle due à *Onchocerca volvulus* et transmise par les simulies adultes.

Opérateur: Personne utilisant un pulvérisateur (dans ce manuel, il peut s'agir du personnel à pied, du chauffeur d'un véhicule ou d'un pilote à bord d'un aéronef).

Organisme non cible: Organisme pouvant être touché par une intervention humaine, alors qu'il n'en est pas l'objet (dans le cadre de ce manuel, l'intervention se rapporte à la pulvérisation de pesticide).

Organismes benthiques: Organismes vivant au fond des rivières ou des lacs.

Organochlorés: Classe de pesticides caractérisés par des atomes de carbone, d'hydrogène et de chlore.

Organophosphorés: Classe de pesticides caractérisés par des atomes de carbone, d'hydrogène et de phosphore.

Ornithologie: Étude des oiseaux.

Otolithes: Petites particules calcaires présentes dans l'oreille interne des vertébrés, servant de capteurs de pesanteur et d'accélération.

Parasite: Organisme dont la vie et le développement se font aux dépends d'un autre organisme.

Parcelle traitée: Zone destinée à recevoir un traitement par pulvérisation.

Passage de pulvérisation: Passage du pulvérisateur le long de son parcours de pulvérisation.

Perchage: Comportement de repos des animaux (qui se perchent généralement sur la végétation ou à l'intérieur des bâtiments ou grottes).

Perpendiculairement au vent: À 90° de la direction du vent.

pH: Mesure relative de l'acidité et de l'alcalinité d'un milieu. Donne une mesure sur une échelle de 0 (acide) à 14 (alcalin), 7 étant neutre.

Phéromone: Substance chimique secrétée par un insecte et stimulant un autre insecte de la même espèce.

Photopériode: Phase lumineuse d'un cycle jour-nuit.

Phytoplancton: Formes de vie végétale (généralement microscopiques) dépendant des mouvements de l'eau pour se déplacer ou maintenir leur position.

Piège à émergence: Dispositif permettant de piéger des insectes adultes sortant de l'eau, du sol ou de la végétation.

Piscivore: Qui se nourrit de poissons.

Plocéidés: Membres de la famille des Ploceidae incluant les passereaux et les moineaux.

Polluant: Substance trouvée dans l'environnement, résultant des activités humaines et ayant un effet délétère sur les organismes vivants.

Population: Individus d'une espèce rencontrés dans une zone déterminée.

Porte-fanion: Personne utilisant un fanion (drapeau) pour baliser les endroits de passage des pulvérisateurs et guider ainsi l'opérateur du pulvérisateur.

Poudrage: Action de mélanger de l'insecticide à une poudre inerte tel que la craie ou le talc et de saupoudrer ce mélange sur les ravageurs, leur habitat ou les cultures visées.

Pourcentage (%) de saturation: Oxygène dissous dans l'eau, exprimé en pourcentage de sa capacité normale de rétention.

Prédation: Comportement alimentaire des animaux se nourrissant d'autres animaux.

Prélèvement à la benne: Méthode d'échantillonnage des sédiments de rivières ou de lacs à l'aide d'instruments mécaniques à mâchoires (bennes preneuses).

Principe de précaution: Dans le cadre de ce manuel, le principe selon lequel un produit agrochimique est dangereux jusqu'à ce que son innocuité ait été démontrée.

Profil de dépôt: Forme de la courbe de dépôt du pesticide sous le vent à partir d'un passage de pulvérisation.

Pseudo-réplication: Utilisation d'observations répétées qui ne permettent pas de comparaisons statistiques valides entre la variabilité d'un traitement et la variation aléatoire parmi les traitements, ou qui permettent la détection de différences statistiques entre les observations de différentes zones mais ne PERMETTENT PAS de conclure à une différence entre les traitements.

Pulvérisateur à dérive passive: Pulvérisateur émettant passivement des gouttelettes perpendiculairement au vent. En opposition aux pulvérisateurs à jet porté qui émettent des gouttelettes en les projetant initialement dans un jet d'air.

Pulvérisateur portable: Pulvérisateur porté par un opérateur durant la pulvérisation.

Pulvérisateur porté par un véhicule: Pulvérisateur monté sur un pick-up tout terrain.

Pulvérisation: Fractionnement d'un liquide en fines gouttelettes. Dans le cadre de ce manuel, pour l'épandage des pesticides sur les ravageurs ou leur nourriture.

Pulvérisation aérienne: Pulvérisation, en général de pesticides, effectuée par un aéronef, avion ou hélicoptère.

Pulvérisation aqueuse: Utilisation d'une formulation insecticide qui peut être mélangée avec de l'eau, généralement un concentré émulsionnable (CE) ou une poudre mouillable (PM). Le mélange est ensuite épandu à haut volume (centaines ou même milliers de l/ha^{-1}).

Pulvérisation à gouttelettes contrôlées (PGC): Technique d'application de gouttelettes de petite taille, considérée comme la plus efficace pour une cible et des conditions particulières.

Pulvérisation cumulative: Pulvérisation effectuée perpendiculairement au vent pour qu'un dépôt s'accumule avec le chevauchement des andains.

Pulvérisation résiduelle: Application d'une forte dose d'insecticide dans le but d'en prolonger les effets sur l'organisme cible.

Quadrat: Une petite superficie d'échantillonnage, souvent délimitée par une barrière solide (métal, bois, corde, etc.) dans laquelle le nombre d'organismes présents est compté.

Quantitatif: Numérique; basé sur le dénombrement, les mesures, les proportions ou autres valeurs.

Rapport DMV/DMN (appelé R): Valeur du DMV divisée par celle du DMN pour mesurer la largeur du spectre des gouttelettes. Si R est supérieur à 2, le spectre est large, s'il est inférieur à 2, il est relativement étroit et plus approprié à une pulvérisation UBV. Une valeur de 1 signifierait que toutes les gouttelettes sont de la même taille mais aucun pulvérisateur ne peut produire un tel spectre.

Rapport dose/réaction: Graphique indiquant les effets des concentrations de pesticide (ou de tout produit chimique toxique) sur les organismes étudiés.

Recensement: Dénombrement de la population; observations systématiques pour examiner l'abondance absolue ou relative.

Régurgitation: Retour dans la bouche de matières ingérées.

Relèvement: Un relèvement à la boussole est le nombre de degrés entre une direction donnée et le nord magnétique. Le nord correspond à 0, l'est à 90°, le sud à 180° et l'ouest à 270°. Les relèvements à la boussole fournissent un chiffre entre 0 et 360 degrés.

Rémanence: Propriété d'un pesticide qui reste efficace sur le terrain pendant une longue période.

Résidus: En termes chimiques, matière subsistant dans l'environnement pendant longtemps suite à un épandage ou à une quantité déversée,

Respiration (aérobie): Processus se produisant dans les cellules des organismes vivants et par lequel l'oxygène et les molécules organiques réagissent pour produire de l'énergie, de l'eau et du dioxyde de carbone.

Rhizome: Tige souterraine poussant horizontalement et, par ramification, permettant la propagation végétative.

Rhizosphère: Zone dans l'entourage immédiat des racines des plantes.

Richesse en espèces: Nombre d'espèces dans une zone donnée.

Risque: Jugement scientifique attestant la probabilité d'un dommage; dans le cadre de ce manuel, un concept statistique liant la fréquence ou la probabilité d'effets délétères de l'exposition d'organismes à des toxines.

Rodenticide: Produit chimique (en général) ou biologique qui détruit les espèces de rongeurs nuisibles.

Ruissellement: Après la pluie, écoulement de produits chimiques dissous dans l'eau ou adsorbés sur les particules de sol en suspension, en provenance de zones d'épandage de pesticides ou d'autres produits agrochimiques.

Scinque: Membre des Scincidae (famille de lézards) comprenant notamment les genres *Chalcides* et *Mabuya* en Europe, Asie et Afrique.

Sédentaire: Qui reste dans une région déterminée.

Sédimentation: Phénomène qui se produit lorsqu'une gouttelette tombe verticalement et atterrit sur une surface horizontale. La gouttelette tombe sur la surface sous l'effet de la pesanteur.

Séquestrer: Isoler, écarter. Ex: la formation isolée de résidus de pesticides dans le tissu adipeux des vertébrés.

Services environnementaux: Bénéfices fournis par les écosystèmes par le biais de leurs fonctions écologiques qui sont utilisées pour maintenir les moyens d'existence humains.

Seuil de nuisibilité: Dans la lutte contre les ravageurs, le nombre de ravageurs par m^2 (par hectare ou km^2) à partir duquel des opérations de lutte sont jugées utiles. Ce seuil varie d'une culture, d'une saison et d'un pays à un autre.

Sigmoïde: En forme de S.

Spécificité: Dans le cadre de ce manuel, action d'un pesticide dont l'effet est limité à une gamme étroite d'organismes.

Spectre des gouttelettes: Gamme des tailles de gouttelettes produites par un type donné de pulvérisateur.

Spectre large: Propriété d'un insecticide qui tue une large gamme d'organismes différents.

Stade: Étapes de développement par lesquelles passent certaines larves d'insectes avant la mue imaginale.

Stagnant: Qui se rapporte à des habitats aquatiques statiques, calmes ou à faible courant.

Strate: Couche (ex: dans les roches ou la végétation) présentant des caractéristiques permettant de la distinguer des couches adjacentes.

Stratification: Organisation en couches horizontales; structure verticale d'une communauté ou d'un habitat en couches horizontales superposées; groupement d'individus dans une communauté ou habitat en classes particulières; en statistique, le regroupement d'échantillons pour tenir compte de caractéristiques particulières communes.

Sub-adulte: Ayant presque atteint la taille adulte, mais encore sexuellement immature.

Sub-létal: En dessous de la concentration qui entraîne directement la mort. Les concentrations sub-létales peuvent avoir sur le comportement, la biochimie et la physiologie des individus des impacts pouvant passer inaperçus.

Substrat: Milieu servant de nourriture ou de support aux organismes (sol, feuilles, sédiment, etc.).

Substrat artificiel: Milieu composé par exemple de pierres, briques et tuiles, utilisé pour collecter les organismes qui le colonisent.

Succès dans la quête alimentaire: Efficacité dans la recherche de la nourriture.

Suivi: Mesure systématique dans le temps des variables et processus dans un but spécifique (ex: recherche d'un type spécifique de changement dans une variable donnée; assurer qu'un critère ou qu'une norme particulière soit respectée).

Surdosage/sous-dosage: Quand une quantité d'insecticide supérieure/inférieure à la dose recommandée a été utilisée.

Surveillance: Programme continu de recensements permettant de collecter un ensemble d'observations dans le temps; collecte systématique de données dans le temps.

Symbiotique: Association entre espèces présentant éventuellement des avantages pour chacun.

Système enzymatique: Ensemble d'enzymes contrôlant le comportement et la physiologie d'un organisme. Ex: acétyl-cholinestérase.

Taille de la gouttelette: Se réfère au diamètre d'une gouttelette. Elle s'exprime en micromètres (microns) et s'écrit µm. Un micromètre est égal à un millionième de mètre. Un point de 100 µm diamètre est visible à l'oeil nu. Des gouttelettes d'une taille inférieure sont difficiles à distinguer.

Taxon: Tout groupe d'organismes considéré comme suffisamment différent des autres groupes pour être traité comme une unité indépendante.

Taxonomie: Théorie et pratique consistant à décrire, nommer et classifier les organismes; systématique.

Témoin (non traité): Autre terme désignant une zone non traitée appelée « témoin non traité ».

Temps de convoyage: Temps passé par un aéronef pour effectuer des trajets aller-retour entre la piste d'atterrissage et la cible afin de se ravitailler en carburant ou en insecticide.

Terrestre: Relatif à la surface du sol ou de la terre.

Territoire: Surface comprise à l'intérieur du domaine vital d'un animal, occupé plus ou moins exclusivement par un animal ou un groupe d'animaux de la même espèce et défendu au moyen d'avertissements ou de comportements explicitement agressifs.

Thermistor/thermocouple: Sondes permettant de mesurer la température.

Topographie: Étude détaillée ou carte des caractéristiques physiques d'une zone.

Tourbillonnants (essaims): Acridiens (ou autres insectes) effectuant de brefs vols au-dessus d'une population essentiellement posée. Cela peut se produire le soir quand l'essaim se pose sur des perchoirs ou le matin quand il se prépare à partir.

Toxicité: Capacité d'une matière à causer des effets nocifs sur les organismes vivants.

Toxicité pour les mammifères: Mesure du caractère toxique d'un produit pour les mammifères; la toxicité est généralement testée sur les rats en laboratoire et exprimée en DL50.

Toxine: Poison.

tr/min: Tours par minute, mesure standard de la vitesse de rotation d'un atomiseur, moteur, etc.

Traitement en couverture totale: Pulvérisation sur l'ensemble de la surface cible, contrairement à la pulvérisation en barrières (cf. « Barrière »).

Traitement en formation: Au moins deux opérateurs effectuant une pulvérisation en même temps, mais d'une manière telle que toute contamination mutuelle est évitée.

Traitement sélectif: Méthode d'application de pesticides impliquant une réduction ou une délimitation de la zone cible et/ou des intervalles d'application permettant de limiter la quantité de produit chimique nécessaire.

Transect: Ligne de longueur et de trajectoire fixées, utilisée pour compter la densité d'un groupe faunique ou floral particulier.

Trypanosomose: Maladie vectorielle touchant les hommes et le bétail, due au trypanosome et transmise en Afrique par les mouches tsé-tsé.

Turbulence: Agitation de l'air causée par l'action du vent sur un terrain accidenté ou présentant des obstacles, due à la rencontre de masses d'air de températures différentes, etc.; écoulement non uniforme de l'eau dû à la présence d'objets immergés, etc..

UBV: Pulvérisation en ultra bas volume. Application de faibles volumes (généralement de 0,5 à 1,0 l/ha^{-1} pour les acridiens) sous forme de très fines gouttelettes de pesticide concentré. Les pesticides UBV sont pulvérisés non dilués, ils sont huileux pour réduire l'évaporation et ne peuvent donc pas être dilués dans de l'eau.

Vasculaire (vascularisé): Chez les animaux, contenant de nombreux vaisseaux sanguins; les capillaires, les veines et les artères transportent l'oxygène, les nutriments et les produits chimiques dans le corps d'organismes vertébrés et de certains invertébrés. Chez les végétaux, contenant le tissu conducteur pouvant générer les racines, les tiges et les feuilles.

Vecteur: Voir 'Vecteur de maladie'.

Vecteur de maladie: Organisme nuisible transmettant une maladie.

Végétation émergente: Végétation enracinée en zone littorale et sortant de l'eau.

Vent arrière: Vent soufflant dans le même sens que celui d'avancement de l'aéronef.

Vêtements de protection: Vêtements portés par les opérateurs de pulvérisateurs pour se protéger des pesticides.

Vitesse d'action: Rapidité avec laquelle un insecticide tue l'insecte après exposition.

Vitesse d'exécution: Superficie pouvant être traitée avec un produit agrochimique au cours d'une période donnée, généralement exprimée en hectares par heure (ha/h).

Voie d'exposition: Dans le cadre de ce manuel, la voie par laquelle un insecticide pénètre dans un organisme vivant. Elle peut être cutanée (par la peau), orale (par la bouche et l'estomac) ou par inhalation.

Volatile: Qui s'évapore facilement.

Volume d'application (VA): Volume du liquide (pour une application UBV, volume du produit) en litres ou en ml épandu sur une unité de surface donnée (1 ha).

Zone de courant: Partie peu profonde du lit d'un cours d'eau sur laquelle l'eau coule rapidement et se brise en vagues sur les obstacles submergés.

Zone de traitement: En statistique, la zone soumise volontairement à un effet, une condition ou tout autre influence externe déterminée.

Zone écologiquement sensible (ZES): Zone ayant une valeur notable à l'état naturel.

Zone euphotique: Zone des lacs et rivières où la lumière pénètre suffisamment pour permettre la photosynthèse.

Zone tampon: Zone proche d'une zone écologiquement sensible ou d'un habitat dans lequel aucun traitement n'est effectué pour éviter une contamination par la dérive de pulvérisation.

Zooplancton: Formes de vie animale (généralement microscopiques) dépendant des mouvements de l'eau ou de l'air pour se déplacer ou maintenir leur position.

ABRÉVIATIONS

ANOVA	Analyse de la variance
CE	Concentré émulsionnable
CGL	Chromatographie gaz-liquide
CLHP	Chromatographie en phase liquide à haute performance
CMR	Capture - marquage - recapture
CNUED	Conférence des Nations Unies sur l'environnement et le développement
CPUE	Captures par unité d'effort
CRE	Capacité de rétention d'eau
DMN	Diamètre médian du nombre
DMV	Diamètre médian du volume
EIE	Étude d'impact sur l'environnement
EPS	Extraction en phase solide
EQR	Évaluation quantitative des risques
ET	Écart-type
FAO	Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture
FC	Fréquence constante
FM	Modulation de fréquence
GPS	Système de positionnement global par satellite (Global positioning system).
HCH	Hexachlorocyclohexane
IGR	(Insect growth regulators): Inhibiteurs de croissance des insectes
LoD	(Lower limit of determination): Limite inférieure de détection
m.a.	Matière active
MLG	Modèle linéaire généralisé
NMA	Nombre minimal d'animaux
OC	Pesticide organochloré
OD	Oxygène dissous
ONG	Organisation non gouvernementale
OP	Pesticide organophosphoré
PDE	Poudre dispersible dans l'eau
PM	Poudre mouillable
ppb	parts par milliard
ppm	parts par million
QS	Indice de Sørensen
RAP	Radiations actives dans la photosynthèse
SE	(Standard error): Erreur type
SED	(Standard error of the difference): Erreur type entre deux traitements
SS	(Sum of Squares): Somme des carrés des écarts
tr/min	Tours par minute
UBV	Ultra bas volume
UICN	Union internationale pour la conservation de la nature (Alliance mondiale pour la nature)
VA	Volume d'application
ZES	Zone écologiquement sensible

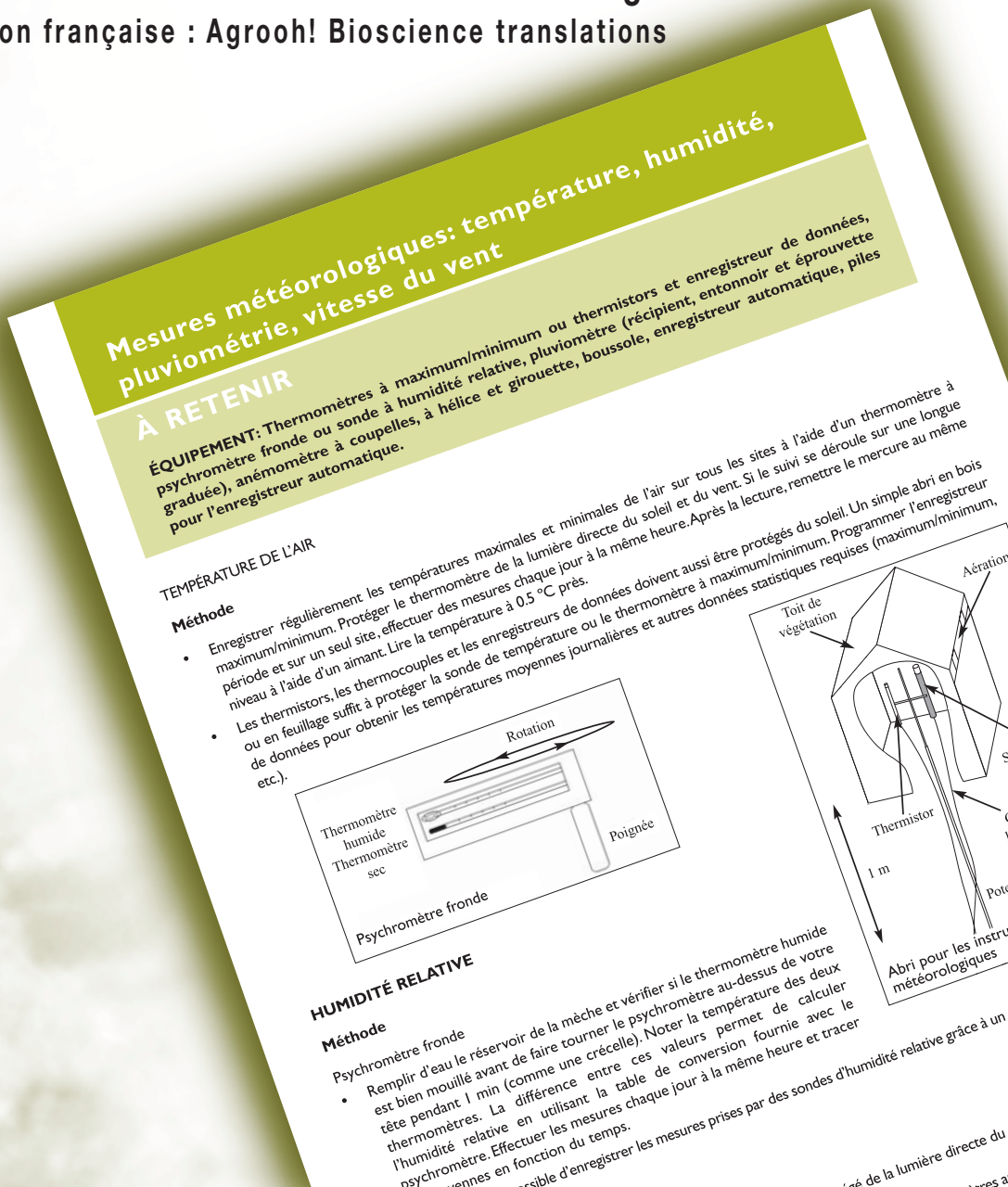
FICHES MÉTHODOLOGIQUES

MÉTHODES DE SUIVI ÉCOLOGIQUE

POUR ÉVALUER LES EFFETS DES PESTICIDES DANS LES TROPIQUES

Edité par Ian F. Grant et Colin C. D. Tingle

Traduction française : Agrooh! Bioscience translations



Mesures météorologiques: température, humidité, pluviométrie, vitesse du vent

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Thermomètres à maximum/minimum ou thermistors et enregistreur de données, psychromètre fronde ou sonde à humidité relative, pluviomètre (récipient, entonnoir et éprouvette graduée), anémomètre à coupelles, à hélice et girouette, boussole, enregistreur automatique, piles pour l'enregistreur automatique.

TEMPÉRATURE DE L'AIR

Méthode

- Enregistrer régulièrement les températures maximales et minimales de l'air sur tous les sites à l'aide d'un thermomètre à maximum/minimum. Protéger le thermomètre de la lumière directe du soleil et du vent. Si le suivi se déroule sur une longue période et sur un seul site, effectuer des mesures chaque jour à la même heure. Après la lecture, remettre le mercure au même niveau à l'aide d'un aimant. Lire la température à 0,5 °C près.
- Les thermistors, les thermocouples et les enregistreurs de données doivent aussi être protégés du soleil. Un simple abri en bois ou en feuillage suffit à protéger la sonde de température ou le thermomètre à maximum/minimum. Programmer l'enregistreur de données pour obtenir les températures moyennes journalières et autres données statistiques requises (maximum/minimum, etc.).

HUMIDITÉ RELATIVE

Méthode

Psychromètre fronde

- Remplir d'eau le réservoir de la mèche et vérifier si le thermomètre humide est bien mouillé avant de faire tourner le psychromètre au-dessus de votre tête pendant 1 min (comme une crécelle). Noter la température des deux thermomètres. La différence entre ces valeurs permet de calculer l'humidité relative en utilisant la table de conversion fournie avec le psychromètre. Effectuer les mesures chaque jour à la même heure et tracer

DFID Department for International Development

CTA partageons les connaissances au profit des communautés rurales sharing knowledge, improving rural livelihoods

Natural Resources Institute

PESTICIDE ACTION NETWORK UK

Mesure de la largeur de l'andain pour des pulvérisateurs UBV

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: pulvérisateur, formulation à base d'huile, traceur fluorescent, papiers oléosensibles, colle ou pâte adhésive, piquets pour accrocher les papiers oléosensibles, vêtements de protection, gants de caoutchouc nitrile, chaîne d'arpenteur, seau, planchette à pince, fanions, anémomètre (ou échelle de Beaufort), thermomètre, lampes à lumière ultraviolette, gabarits de comptage, loupe.

Méthode

- Trouver la direction du vent et, à l'aide de fanions, baliser une ligne de pulvérisation d'au moins 60 m le long du passage de l'opérateur, à 90° de la direction du vent. À partir de la ligne de pulvérisation, planter une ou plusieurs lignes de piquets sous le vent. Positionner les piquets avec l'écartement indiqué sur le schéma ci-dessous. Si l'étude concerne le suivi d'une pulvérisation aérienne ou effectuée à partir d'un véhicule, l'espacement des lignes de piquets doit être plus grand: par exemple 500 m à 1 km.

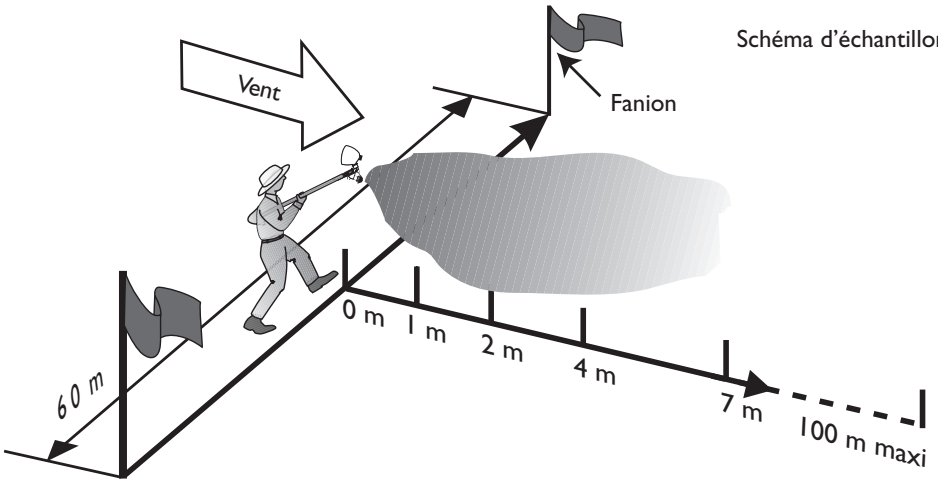
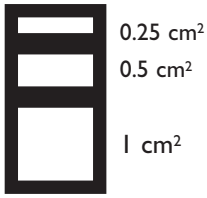


Schéma d'échantillonnage de pulvérisation

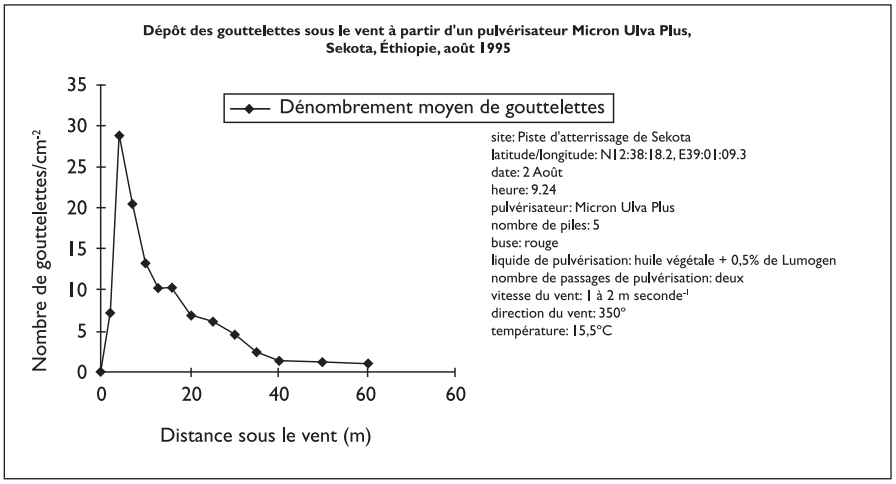
- Les piquets doivent être positionnés à 0, 1, 2, 3, 5, 7, 10, 15, 20, 30, 50, 80 et 100 m sous le vent (voir illustration de la fiche méthodologique 'Utilisation d'échantillonneurs rotatifs à oxyde de magnésium'). Ces distances sont adaptées aux pulvérisateurs manuels. En cas de pulvérisateurs montés sur véhicules ou de pulvérisation aérienne, les piquets doivent couvrir une distance maximale de 200 m et 500 m respectivement et l'écartement entre les échantillonneurs doit être ajusté proportionnellement.
- Manipuler les papiers oléosensibles avec soin, car ils se marquent facilement et les traces de doigts sur la surface sensible peuvent gêner le comptage des gouttelettes. Seule la face brillante est sensible. **Astuce:** *Porter des gants de caoutchouc nitrile*. Manipuler les papiers par leur extrémité, sans toucher le milieu. Fixer les papiers au sommet des piquets (à l'aide de punaises, de pâte adhésive, etc.) face au vent, avec la face sensible du papier vers l'extérieur.
- L'opérateur procède alors à l'application du produit, de la même manière que pour un traitement normal.
- Lors de la pulvérisation, enregistrer la vitesse et la direction du vent.
- Après la pulvérisation, ramasser les papiers aussi vite que possible. Étiqueter les papiers oléosensibles avec leur position et le traitement appliqué, puis les coller sur une feuille de papier (à l'aide par exemple d'un bâton de colle). Veiller à ce que rien ne touche la surface des papiers oléosensibles, car cela pourrait provoquer l'étalement des gouttelettes et rendre leur comptage difficile. **N.B.:** Porter des vêtements de protection et des gants de caoutchouc nitrile car les surfaces seront contaminées par le pesticide.
- Au laboratoire, à l'aide d'un gabarit de comptage (cf. ci-dessous), d'une lampe ultraviolette et d'une loupe, compter le nombre de gouttelettes sur les papiers. Si les gouttelettes sont nombreuses, compter le nombre dans le cadre de 0,25 cm^2 et multiplier par 4 pour obtenir le nombre de gouttelettes par cm^{-2}. Si les gouttelettes sont peu nombreuses, compter le nombre dans le gabarit de 1 cm^2, aucune correction n'est nécessaire.
- Tracer un graphe du nombre de gouttelettes par cm^{-2} (sur l'axe vertical ou axe des ordonnées *y*) en fonction de la distance sous le vent (sur l'axe horizontal ou axe des abscisses *x*).

Gabarit pour le comptage des gouttelettes



Gabarit en carton

Profil de dépôt sur un andain



N.B.: La répartition réelle du volume risque d'être sensiblement différente de la répartition du nombre, car les gouttelettes comptées près du pulvérisateur sont en général plus grandes que celles prélevées plus loin sous le vent.

CONSEILS

S'il s'agit de l'étalonnage d'un pulvérisateur, l'opérateur doit effectuer 3 passages du pulvérisateur le long de la même ligne. Ce n'est pas une pratique standard mais elle permet de réduire la variation naturelle du dépôt rencontrée sur le terrain.

Si aucun anémomètre n'est disponible, noter la vitesse du vent avec une échelle de Beaufort.

Les gouttelettes doivent être comptées aussi vite que possible, sinon, elles risquent de s'évaporer. Le comptage **doit** être effectué dans les 2 à 3 heures.

Enregistrer les données sur une fiche similaire à celle indiquée (Fiche de comptage des gouttelettes).

Mesure des gouttelettes et détermination du DMN et du DMV

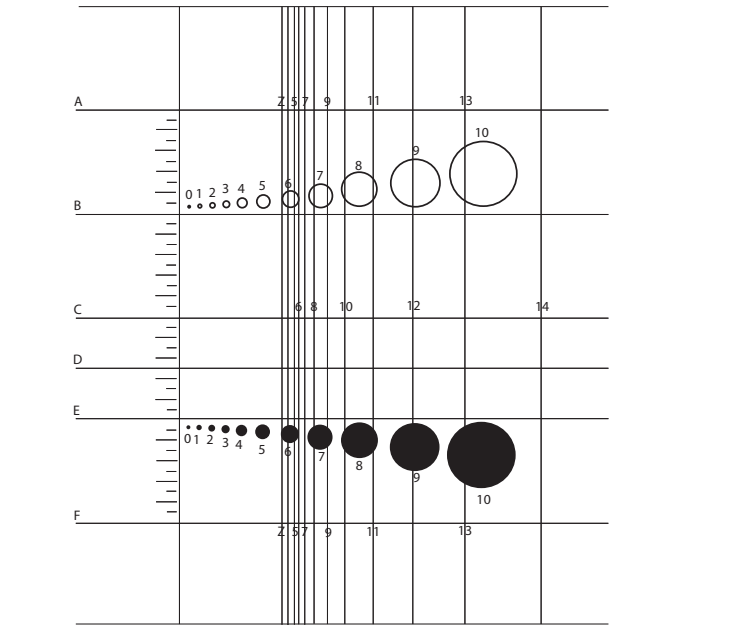
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Microscope, micromètre à objectif, réticule Porton, surfaces d'échantillonnage (lames enduites d'oxyde de magnésium MgO) avec le dépôt de pulvérisation, fiche de mesure de la taille des gouttelettes, papier millimétré (programme informatique ou feuille de calcul DMN/DMV).

ÉTALONNAGE DU RÉTICULE ET PRÉPARATION DE LA FICHE DE MESURE

Méthode

- À l'aide du micromètre à objectif, mesurer la taille de l'un des plus grands cercles sur le réticule Porton.
- Calculer toutes les autres limites supérieures des classes de tailles à l'aide d'une progression arithmétique de racine carrée. Entrer les valeurs obtenues dans la colonne 2 de la fiche de mesure des gouttelettes.
- Dans la colonne 3 de la fiche de mesure, corriger les tailles des classes par le facteur d'étalement sur la surface d'échantillonnage. Pour la lame enduite de MgO: multiplier par 0,86; pour d'autres surfaces d'échantillonnage, ce facteur peut varier en fonction des différentes classes de tailles: se référer à l'étalonnage précédent de la combinaison surface d'échantillonnage/formulation de la pulvérisation.
- Calculer la moyenne géométrique de la classe de tailles (racine carrée de la limite supérieure x limite inférieure) et entrer cette valeur dans la colonne 4. Le tableau est maintenant prêt à recevoir les données.



Nouveau réticule Porton G12 — Progression arithmétique de racine carrée

Réticule Porton

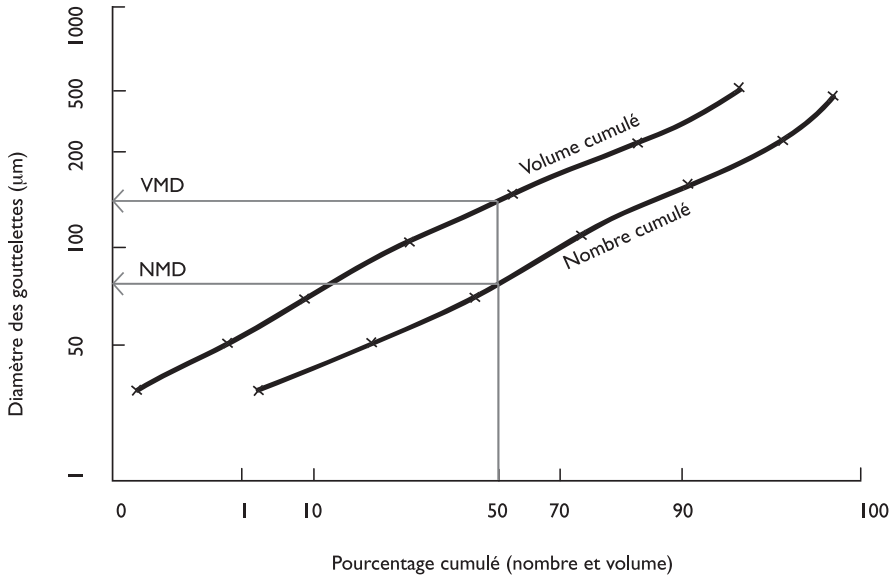
MESURE DES GOUTTELETTES

Méthode

- Examiner au microscope (lumière transmise) la lame enduite de MgO qui a été exposée à la pulvérisation de gouttelettes. Avant de commencer les mesures, il est recommandé d'observer toute la surface d'échantillonnage car la taille des gouttelettes dépend de leur emplacement. Les plus petites gouttelettes se trouvent en général près des bords des échantillonneurs verticaux. Attribuer des classes de tailles aux gouttelettes. Chaque gouttelette peut être comparée, sur le réticule Porton, aux cercles noirs, aux cercles vides ou aux distances entre les lignes. Une gouttelette est rangée dans la classe 5 si elle est **inférieure** à la limite supérieure de la classe en question: si cette gouttelette est légèrement plus grande que le cercle noir n° 5, elle doit être rangée dans la classe 6.
- Travailler à deux permet de faciliter cette opération: un opérateur mesure et dicte la valeur, l'autre inscrit les données sur la fiche.
- Mesurer au moins 100 gouttelettes, un nombre supérieur est préférable.
- Si on a besoin d'un échantillon plus représentatif du dépôt complet, mesurer les gouttelettes sur plusieurs lames échantillons. En général, examiner de 5 à 10 lames permet d'obtenir un échantillon précis.

- Effectuer les calculs indiqués sur la fiche de mesure des gouttelettes et compléter entièrement les colonnes 6 et 9. Tracer les données obtenues sur du papier millimétré, indiquant, sur les axes, la taille des gouttelettes et les pourcentages cumulés. Le pourcentage cumulé en nombre et le pourcentage cumulé en volume sont représentés sur le même graphique par deux courbes. Il est possible d'utiliser du papier millimétré classique, mais un papier à échelle fonctionnelle logarithmique permet de tracer des courbes plus régulières et plus faciles à interpréter.
- Relever, sur le papier millimétré, le diamètre des gouttelettes correspondant à un pourcentage cumulé en nombre et en volume de 50 %. Les deux points obtenus sont respectivement le DMN et le DMV.
- Au lieu de tracer manuellement le DMN et le DMV, il est possible d'utiliser un programme informatique en BASIC ou une feuille de calcul Microsoft Excel préformatée (disponibles auprès des auteurs).

Traçage du nombre et du volume cumulés sur papier à échelle fonctionnelle logarithmique



FICHE DE MESURE DES GOUTTELETTES

Nom	Date	Liquide testé
Type de pulvérisateur	tr/min et pression:	
Surface d'échantillonnage	Facteur d'étalement:	

1	2	3	4	5	6	7	8	9
Classe de tailles sur le réticule Porton	Limite supérieure de la classe (MgO)	Limite réelle supérieure de la classe (MgO x 0,86)	Moyenne géométrique de la classe réelle (racine carrée de lim. sup. x lim. inf.)	Nombre de gouttelettes dans la classe	Pourcentage cumulé du nombre total	Volume de la gouttelette ($4/3\ pi\ r^3$)	Nombre x volume	Pourcentage cumulé du volume total
Unités	µm	µm	µm		%	μm^3	μm^3	%
1								
2								
3								
4								
5								
6								
7								
8								
9								
10								
11								
12								
13								
14								
			Nombre total			Volume total		

tr/min = tours par minute

FAIRE DES COPIES DE CETTE FICHE

FICHE DE COMPTAGE DES GOUTTELETTES

Papier collecteur	Date	
Détails de la pulvérisation:	Heure	Opérateur
	Pesticide	
	Vitesse du vent lors de la pulvérisation	
	Formulation	

Distance sous le vent (m)	Surface du gabarit utilisée (0,25; 0,5 or 1 cm^2)	Nombre de gouttelettes (4 comptages)	Nombre moyen de gouttelettes	Nombre moyen de gouttelettes par cm^2
0				
1				
2				
4				
7				
etc.				

FAIRE DES COPIES DE CETTE FICHE

Technique de prélèvement permettant de mesurer le débit d'un pulvérisateur

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Carnet, stylo, chronomètre ou montre chronomètre, éprouvette graduée (100 ml ou 500 ml), seau, vêtements de protection, eau et savon, pulvérisateur, insecticide étiqueté.

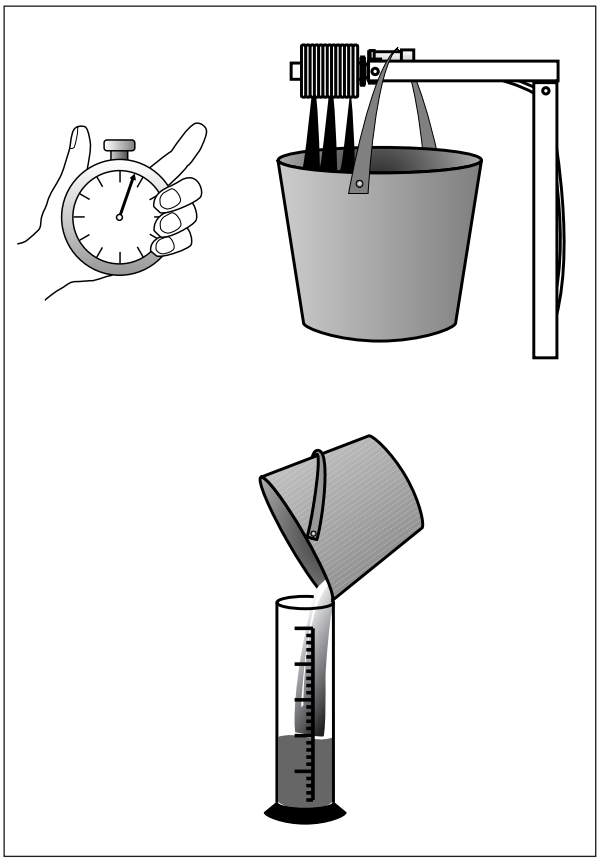
Cette technique est utilisée quand le liquide de pulvérisation peut être prélevé facilement au fur et à mesure de son émission.

Méthode

- Enfiler les vêtements de protection.
- Remplir le pulvérisateur et le positionner pour qu'il émette l'insecticide dans un seau.
- Laisser l'insecticide s'écouler du pulvérisateur dans le seau pendant une durée chronométrée (M). En général, 3 minutes suffisent.
- Verser le contenu du seau dans l'éprouvette graduée pour mesurer le nombre de litres émis et recueillis (E).
- Calculer le débit (*D*) en l/min^{-1} à l'aide de la formule suivante:

$$D\ (\text{l min}^{-1}) = \frac{E\,(\text{l})}{M\,(\text{min})}$$

- Ajuster le débit du pulvérisateur en tournant la buse ou en appliquant la méthode préconisée dans le manuel d'utilisation pour arriver à la valeur requise et vérifier à nouveau. Continuer le réglage et la vérification jusqu'à l'obtention du débit souhaité.
- Quand le débit souhaité a été obtenu, procéder à la vérification deux fois de plus pour s'assurer de son exactitude.



CONSEILS

Consulter la notice d'utilisation du fabricant avant de régler le débit pour la première fois. Les informations habituellement fournies sur l'étalonnage constituent un point de départ pour évaluer le débit.

Le débit peut être vérifié en continu (particulièrement dans le cas d'un aéronef) en notant le temps de pulvérisation et la quantité d'insecticide utilisée. Si la quantité d'insecticide semble trop importante ou trop faible, le débit devra être mesuré à nouveau et réglé une nouvelle fois si nécessaire.

.

Mesure de la quantité manquante pour déterminer le débit

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Carnet, stylo, chronomètre ou montre chronomètre, éprouvette graduée (100 ml ou 500 ml), vêtements de protection, eau et savon, pulvérisateur, insecticide étiqueté.

Cette technique est à utiliser lorsque le liquide de pulvérisation ne peut pas être facilement recueilli au fur et à mesure de son émission.

Méthode

- Remplir le pulvérisateur avec de l'insecticide jusqu'à un niveau déterminé (soit jusqu'à ce qu'il soit plein, soit jusqu'à un niveau marqué) et pulvériser la zone cible en utilisant la technique de pulvérisation habituelle pendant une durée chronométrée (*M*). En général, 10 minutes suffisent.
- Utiliser l'éprouvette graduée pour mesurer la quantité d'insecticide nécessaire pour remplir le pulvérisateur jusqu'au niveau initial. Cela donnera le volume en litres émis (*E*).
- Calculer le débit (*D*) en l/min^{-1} en utilisant la formule ci-dessous et ajuster le pulvérisateur pour obtenir la valeur requise.

$$D\ (l\ min^{-1}) = \frac{E\,(l)}{M\,(min)}$$

- Quand le débit voulu a été obtenu, procéder à la vérification deux fois de plus pour s'assurer qu'il n'y a eu aucune erreur de mesure.

CONSEILS

Consulter la notice d'utilisation du fabricant avant de régler le débit pour la première fois. Les informations habituellement fournies sur l'étalonnage constituent un point de départ pour évaluer le débit.

Le débit peut être vérifié en continu (particulièrement dans le cas d'un aéronef) en notant le temps de pulvérisation et la quantité d'insecticide utilisée. Si la quantité d'insecticide semble trop importante ou trop faible, le débit devra être mesuré à nouveau et réglé une nouvelle fois si nécessaire.

Étalonnage des pulvérisateurs UBV

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Carnet, stylo, chronomètre ou montre chronomètre, éprouvette graduée (100 ml ou 500 ml), seau, vêtements de protection, eau et savon, pulvérisateur, pesticide étiqueté, chaîne d'arpenteur, fanions ou autres balises, gazole ou kérosène.

ÉTAPES D'ÉTALONNAGE

- **Trouver la dose (g m.a./ha).** Identifier la substance active du pesticide utilisé et déterminer la dose recommandée en g m.a. ha^{-1}.
- **Convertir la dose en volume d'application (l ha^{-1}).** Lire sur l'étiquette la concentration de la formulation du pesticide exprimée en g m.a. ha^{-1}. Utiliser la formule VA ci-dessous pour calculer le volume d'application (VA) en l ha^{-1}.
- **Calculer le débit nécessaire (l min^{-1}).** Utiliser la formule du débit ci-dessous pour calculer le débit nécessaire à l'obtention du volume d'application VA (en utilisant des chiffres réalistes pour l'espacement entre les passages et la vitesse d'avancement).

$$\textbf{Volume d'application requis (l ha}^{-1}\textbf{)} = \frac{\textbf{Dose recommandée (g m.a. ha}^{-1}\textbf{)} \qquad \textbf{(formule VA)}}{\textbf{Concentration de la formulation (g m.a. ha}^{-1}\textbf{)}}$$

Par exemple, si une formulation de bendiocarbe contient 200 g m.a. l^{-1}, la dose recommandée pour le bendiocarbe est de 100 g m.a. ha^{-1}. Par conséquent, le volume d'application peut être calculé comme suit:

$$\text{VA (l ha}^{-1}\text{)} = \frac{\text{100 g m.a. ha}^{-1}}{\text{200 g m.a. l}^{-1}} = \text{0,5 l ha}^{-1}$$

Calculer les paramètres du pulvérisateur pour obtenir le volume d'application (VA)

Afin d'appliquer le volume d'application requis (ce qui donnera la dose correcte), il faudra régler trois paramètres de pulvérisation:

1. L'espacement entre les passages (la distance entre les passages du pulvérisateur). Si l'espacement entre les passages augmente, le VA diminue.

Pour déterminer l'espacement entre les passages

- Choisir un espacement entre les passages d'après la documentation du constructeur, la vitesse et la direction du vent et sa propre connaissance du pulvérisateur. Les espacements entre les passages habituels sont de 10 m pour les pulvérisateurs manuels à disque rotatif, de 25 m pour les pulvérisateurs à dérive montés sur véhicule et de 100 m pour les aéronefs.
- L'espacement entre les passages est déterminé par le type de pulvérisateur ainsi que la vitesse et la direction du vent durant la pulvérisation. Cet espacement doit être suffisamment large pour que les zones cibles puissent être traitées rapidement, mais pas trop large, sinon le pesticide ne couvrira pas de façon suffisamment uniforme les zones entre les passages.

2. La vitesse d'avancement. Si la vitesse d'avancement augmente, le VA diminue.

Pour déterminer la vitesse du pulvérisateur

- À l'aide d'un chronomètre, vérifier la vitesse du pulvérisateur sur une distance établie et utiliser ce chiffre dans les calculs. Pour un aéronef, consulter le pilote pour vérifier la vitesse normale de vol lors d'une pulvérisation.
- La vitesse d'avancement est principalement déterminée par les limitations du système de transport du pulvérisateur, c'est-à-dire la vitesse à laquelle une personne peut marcher confortablement (environ 90 m min^{-1}), la vitesse à laquelle un véhicule peut rouler sans danger sur un terrain accidenté (7 km h^{-1} environ) ou la vitesse normale de vol d'un aéronef (entre 140 et 200 km h^{-1}).

3. Débit du pulvérisateur (ou taux d'émission). Si le débit augmente, le volume d'application (VA) augmente.

Pour calculer le débit à utiliser

- Appliquer la formule suivante pour déterminer le débit approprié:

$$\textbf{Débit (l min}^{-1}\textbf{)} = \frac{\textbf{VA (l ha}^{-1}\textbf{) x Vitesse (km h}^{-1}\textbf{) x Espacement entre les passages (m)}}{\textbf{600}} \quad \textbf{(formule du débit)}$$

Le débit est normalement le plus facile de ces facteurs à ajuster. Il doit être réglé pour que le volume d'application (et donc la dose) corresponde à l'espacement entre les passages et à la vitesse d'avancement choisis. Mesurer et régler le débit en suivant la procédure donnée dans la fiche méthodologique sur la mesure du débit d'un pulvérisateur.

Exemple

La cible est constituée de bandes larvaires d'acridiens traitées par un pulvérisateur porté par véhicule, rempli de 20 % de bendiocarbe et se déplaçant à une vitesse de 4,8 km h^{-1} avec un espacement de 25 m entre les passages. Le débit peut être calculé à l'aide de la formule ci-dessous. **N.B.:** Il a déjà été calculé que le volume d'application nécessaire pour épandre la dose recommandée de ce pesticide est de 0,5 l ha^{-1}.

$$\text{Débit (l min}^{-1}\text{)} = \frac{0{,}5 \text{ l ha}^{-1} \times 4{,}8 \text{ km h}^{-1} \times 25 \text{ m}}{600} = 0{,}1 \text{ l min}^{-1}$$

Cette formule peut être inversée pour calculer l'un des autres facteurs:

$$\textbf{VA (l ha}^{-1}\textbf{)} = \frac{\text{débit (l min}^{-1}\text{) x 600}}{\text{vitesse (km h}^{-1}\text{) x Espacement entre les passages (m)}}$$

$$\textbf{Vitesse (km h}^{-1}\textbf{)} = \frac{\text{débit (l min}^{-1}\text{) x 600}}{\text{VA (l ha}^{-1}\text{) x Espacement entre les passages (m)}}$$

$$\textbf{Espacement entre les passages (m)} = \frac{\text{débit (l min}^{-1}\text{) x 600}}{\text{VA (l ha}^{-1}\text{) x vitesse (km h}^{-1}\text{)}}$$

Étalonnage des pulvérisateurs à grand volume

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Carnet, stylo, éprouvette graduée ou godet doseur (20 ml), vêtements de protection, eau et savon, pulvérisateur, pesticide étiqueté, chaîne d'arpenteur, fanions ou autres balises, gazole ou kérosène.

Avant de s'assurer de la dose correcte de pesticide pour une culture donnée, il faut déterminer le VA.

MESURER LE VOLUME D'APPLICATION (VA)

Méthode

- À partir d'un point précis dans la culture (choisir ce point au hasard, mais loin des bords du champ), faire 5 grands pas et planter un piquet dans le sol au bout de votre pied. Tourner de 90° et refaire 5 grands pas et planter un autre piquet dans le sol au bout de votre pied. Répéter cette manœuvre une troisième fois pour obtenir une surface d'environ 25 m^2, ou 1/400e d'hectare, dont les coins sont balisés avec des piquets.
- Poser le pulvérisateur propre sur une surface plane et remplir le réservoir d'eau (pas de pesticide) jusqu'à un niveau correspondant à l'une des graduations indiquées sur le réservoir.
- Pulvériser la surface de culture délimitée avec de l'eau, comme si c'était du pesticide.
- Remettre le pulvérisateur sur la même surface plane et, à l'aide des graduations marquées sur le réservoir, estimer le volume de liquide pulvérisé sur la culture. Il est également possible de mesurer le volume d'eau nécessaire pour remplir le pulvérisateur au niveau initial.
- Si le volume utilisé est de 1 litre, le VA se situe aux environs de 400 l ha^{-1}. Si le volume utilisé est de 0,5 litre, le VA se situe aux environs de 200 l ha^{-1}, etc.

Utiliser la formule suivante pour calculer le VA si la superficie traitée est différente:

$$\text{VA (l ha}^{-1}) = \frac{\text{Volume moyen utilisé (l)} \times 10{,}000}{\text{Surface traitée (m}^2)}$$

Ajuster le volume d'application

- Si le VA est trop élevé, l'utilisateur doit, soit adapter une buse plus petite sur le pulvérisateur soit, si la buse est assez petite, modifier la technique de pulvérisation pour appliquer moins de produit sur chaque plante, c'est-à-dire passer moins de temps à pulvériser en marchant plus vite.
- Après avoir ajusté l'équipement et/ou la technique, mesurer de nouveau le VA pour vérifier qu'il est correct.
- Si l'équipement de pulvérisation ne peut produire un VA suffisamment bas, par exemple si une petite buse n'est pas disponible, l'utilisateur doit alors modifier la dose. Par exemple, si le pulvérisateur délivre un VA de 800 l ha^{-1} sur une culture de taille moyenne (soit le double du volume requis), la dose peut être réduite de moitié par rapport à ce qui est inscrit sur l'étiquette du pesticide, sans risquer d'appliquer trop peu de matière active.

Mettre la dose correcte de produit

- Consulter l'étiquette du pesticide pour connaître le volume de liquide concentré (ou le poids de poudre sèche) à mettre dans 10 litres d'eau.
- Après avoir déterminé le volume requis pour la cuve du pulvérisateur, ajouter la dose prescrite à l'aide du godet doseur ou de l'éprouvette graduée.

CONSEILS

La dose recommandée est parfois donnée pour un pulvérisateur de 15 litres ou pour 100 litres d'eau, mais la quantité requise pour un volume particulier peut être aisément déduite.

Le magasin qui vend le pesticide fournit également des godets doseurs dont le coût est négligeable par rapport aux coûts des erreurs d'application: gaspillage de pesticide ou mauvais résultats de pulvérisation.

Pour traiter une grande surface de culture, il est possible de préparer une quantité importante de liquide à pulvériser dans un fût puis d'en remplir les pulvérisateurs à dos. Si le fût a une capacité de 200 litres, il permettra de remplir 20 fois un réservoir de pulvérisation de 10 litres. Il suffit donc d'y ajouter 20 fois la quantité de concentré recommandée pour chaque réservoir de pulvérisation de 10 litres. Ne mélanger que la quantité nécessaire pour un maximum de 4 h de pulvérisation afin de ne pas laisser le mélange pendant toute la nuit.

Fabrication de lames enduites d'oxyde de magnésium

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Bec Bunsen ou brûleur portable au gaz, ruban de magnésium, lames de verre (largeur: 24 ou 6 mm), porte-lames métallique, lunettes de sécurité teintées, pinces, gants, boîte à lames.

Méthode

- Placer 5 lames de verre côte à côte sur un porte-lames métallique, dans une sorbonne ou une zone bien ventilée (les lames doivent être serrées l'une contre l'autre). La partie inférieure des lames ne doit pas être masquée par le support, au moins pour le tiers de leur partie centrale.
- Couper un morceau de ruban de magnésium d'environ 20 cm long. Tenir l'une des extrémités à l'aide des pinces métalliques.
- Mettre les lunettes de sécurité teintées et enflammer l'autre extrémité du ruban de magnésium à l'aide du bec bunsen. Placer immédiatement l'extrémité enflammée sous les lames de verre, à 5 cm au moins de celles-ci pour ne pas les faire éclater.
- 3 ou 4 morceaux de ruban de magnésium seront probablement nécessaires pour traiter les 5 lames.
- Quand une couche suffisante d'oxyde de magnésium (MgO) s'est déposée sur les lames (environ 0,5 mm), sortir les lames et les placer dans une boîte. **Astuce:** *L'épaisseur réelle de la couche de MgO dépend de la taille des gouttelettes à échantillonner. Si la couche est trop fine, les gouttelettes vont la traverser et toucher le verre. Si la couche est trop épaisse, les impacts des gouttelettes seront difficiles à voir, même sous une forte lumière transmise.*
- Manipuler les lames avec soin pour éviter de toucher la zone d'échantillonnage enduite d'oxyde de magnésium ou de la souiller de poussière ou autres particules. Manipuler les lames par leurs extrémités non recouvertes d'oxyde de magnésium.
- Les lames sont de meilleure qualité quand elles datent de quelques heures. Après plus de 3 à 4 jours, le MgO durcit et forme une croûte sur laquelle les gouttelettes rebondissent au lieu de pénétrer.

Utilisation d'échantillonneurs en fibre pour le contrôle de la dérive

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Échantillonneurs en laine, collecteurs en aluminium, boîte de rangement en aluminium, étiquettes autocollantes, traverses en bois de 2,5 x 2,5 x 75,0 cm, poteau en bois de 2,5 x 2,5 x 200 cm, crochets métalliques (type à usage domestique), gants jetables en plastique, sac en plastique pour les gants usagés, masse et barre métallique pour planter les poteaux, pince pour serrer les crochets, ciseaux pour couper les brins de laine, feutre marqueur indélébile, papier de protection (type protection imperméable pour paillasse), ruban adhésif double face, petit bloc de bois, élastiques, vêtements de protection.

Deux opérateurs sont requis pour la mise en place et le ramassage de ces échantillonneurs. Préparer les collecteurs en aluminium en roulant des feuilles d'aluminium propres (30 x 15 cm), ils vont servir à protéger les échantillonneurs après le prélèvement des gouttelettes. Placer les collecteurs, pour le stockage et le transport, dans des tubes en aluminium à bouchon à vis, préalablement étiquetés. Pour diminuer le risque de contamination croisée, les échantillonneurs ayant le moins de dépôt (c'est-à-dire ceux qui sont placés le plus loin sous le vent, à partir de la source de pulvérisation) doivent être prélevés les premiers.

PRÉPARATION DES ÉCHANTILLONNEURS

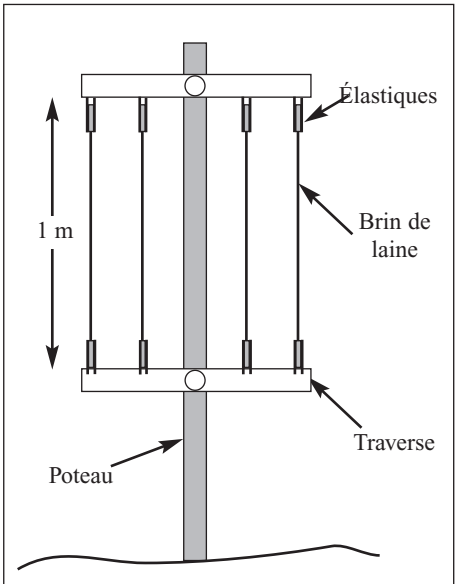
Méthode

- Couvrir une paillasse avec 1,5 m de matériau de protection type papier imperméable. Retirer une pelote de laine de son emballage plastique et retirer l'étiquette du fabricant. Placer la pelote sur la table.
- Former une boucle de 3 cm à une extrémité du brin de laine et placer cette boucle sur un crochet vissé dans un petit bloc de bois, collé à la surface de la table à l'aide de ruban adhésif double face, à l'extrémité gauche du papier de protection.
- Faire un nœud dans le brin de laine à 10 cm de la boucle et dévider le brin sur environ 1,25 m. Couper le brin à cette longueur et nouer un élastique à son extrémité.
- Tirer légèrement le brin de laine et faire un autre nœud à une distance d'1 m du premier.
- Égaliser et jeter les morceaux coupés.
- Enrouler l'échantillonneur ainsi préparé. Placer l'échantillonneur dans une enveloppe ou un petit sachet.
- Répéter l'opération jusqu'à obtenir le nombre requis d'échantillonneurs.

MISE EN PLACE DES ÉCHANTILLONNEURS

Méthode

- Suspendre les échantillonneurs verticalement entre deux traverses horizontales en bois (2,5 x 2,5 x 75 cm), fixées à des poteaux plantés dans le sol. Le nombre requis d'échantillonneurs est ainsi monté entre les traverses. Il a été démontré que, pour la plupart des utilisations, une distance entre le sol et la traverse supérieure d'environ 1,75 m convenait parfaitement.
- La distance entre les traverses doit permettre de tendre légèrement les brins de laine.
- Les brins de laine sont montés sur des crochets vissés dans les traverses. **Astuce:** *Pour faciliter le transport des poteaux et des traverses, fixer les traverses aux poteaux à l'aide d'élastiques solides.*
- La disposition des poteaux par rapport à la source de pulvérisation varie en fonction des conditions et du but recherché. Pour une dérive en terrain ouvert et des vents dont la vitesse varie d'1 à 5 m s^{-1}, planter des poteaux à 10, 25, 50, 100, 200 et 500 m sous le vent. Ne pas oublier que sur un terrain présentant des obstacles tels que des bâtiments, des haies et des arbres, la dispersion des gouttelettes sera variable en raison des changements aléatoires de la direction et de la force du vent.



Support pour échantillonneur en fibre

- Les échantillonneurs témoins doivent être positionnés en premier puis retirés avant la pulvérisation. Ils permettront d'évaluer la qualité de la manipulation effectuée.
- Comme les opérateurs sont la source la plus probable de contamination accidentelle, ils doivent porter une nouvelle paire de gants jetables pour chaque station d'échantillonnage, lors de la pose et de la dépose des brins de laine.

Mise en place

- Retirer un brin de son sachet.
- Accrocher l'élastique sur l'un des crochets de la traverse supérieure. Tendre le brin de laine, accrocher la boucle à l'autre extrémité, sur le crochet correspondant de la traverse inférieure. Ne pas toucher le brin de laine entre les deux nœuds. Le brin doit être suffisamment tendu pour ne pas bouger sous un vent léger. Si ce n'est pas le cas, changer l'écartement des traverses.
- Répéter cette opération pour tous les échantillonneurs.

Prélèvement des échantillonneurs

- Retirer un collecteur d'aluminium de son tube. Enrouler la feuille d'aluminium autour du brin, juste en dessous du nœud inférieur et libérer le brin du crochet à l'aide des ciseaux. Enrouler le brin dans la feuille et garder le brin de laine tendu en tirant légèrement sur l'élastique.
- Quand le nœud supérieur est atteint, couper le brin et placer le collecteur et le brin dans une boîte en aluminium fermée par un bouchon à vis. La feuille doit être placée dans la boîte de manière à ce que les extrémités qui ont été touchées puissent être coupées.
- Visser et serrer le bouchon puis marquer sur l'étiquette de la boîte la position de l'échantillon, le pesticide utilisé, la date, etc., à l'aide d'un feutre marqueur indélébile.
- Répéter cette opération pour tous les échantillonneurs.
- Idéalement, placer les boîtes dans un conteneur réfrigéré afin de minimiser les pertes en produit chimique dues à la dégradation par la chaleur ou à la volatilisation de la matière active.

Analyse

La matière active déposée sur les échantillonneurs en laine peut être analysée dans des laboratoires équipés pour l'analyse des résidus. Si un traceur fluorescent a été ajouté à la formulation du pesticide, les échantillonneurs peuvent être analysés au fluorimètre.

CONSEILS

Lors de toutes les étapes de préparation des échantillonneurs en laine, toutes les mesures de précaution possibles doivent être prises pour éviter une contamination accidentelle de la laine avec un produit chimique. Les mains des opérateurs et les surfaces touchant les brins de laine doivent être parfaitement propres. Porter des gants de caoutchouc nitrile (ou des gants jetables) et des vêtements de protection lors du prélèvement des échantillonneurs après la pulvérisation.

La tâche est facilitée si les prélèvements sont effectués par deux personnes: une qui enroule le brin et l'autre qui le coupe et qui tient la boîte.

Utilisation d'échantillonneurs rotatifs à oxyde de magnésium

À RETENIR

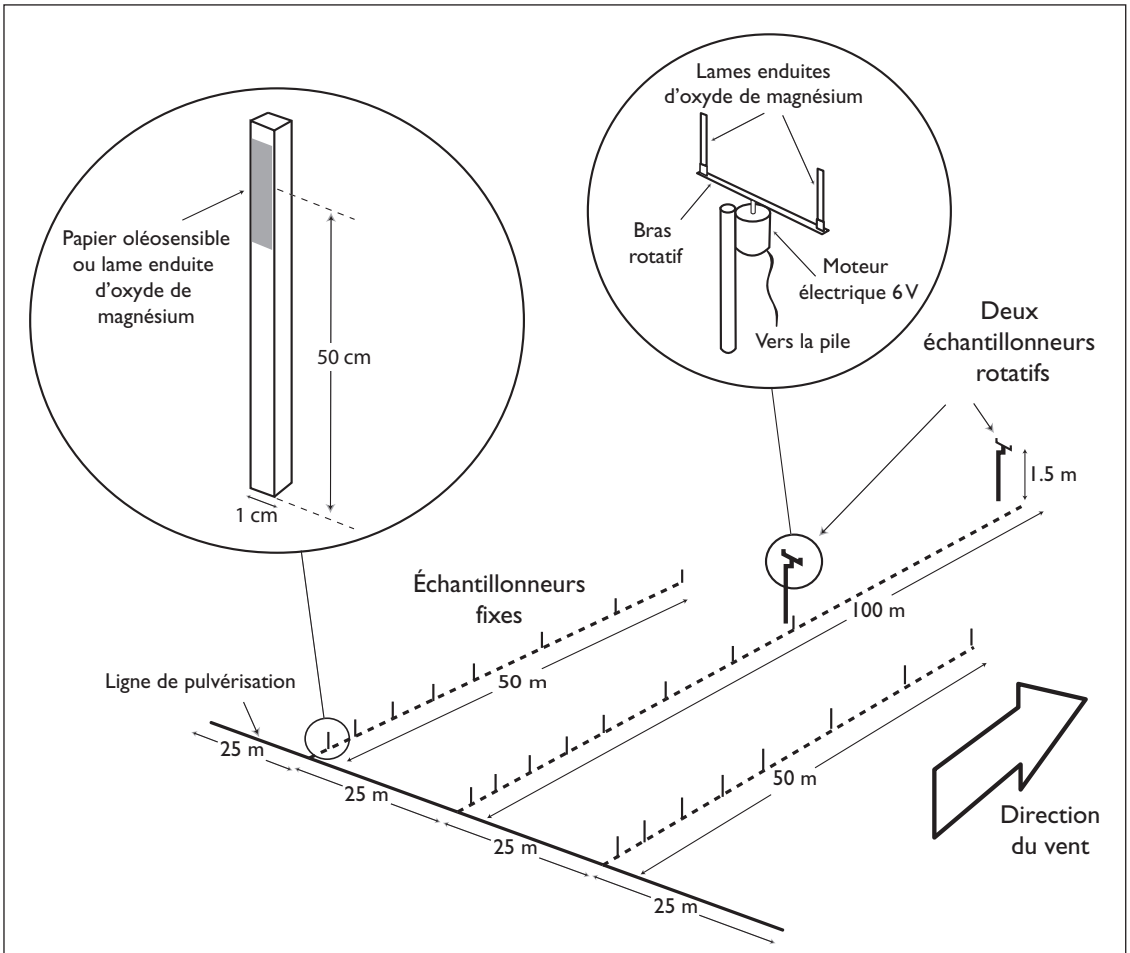
ÉQUIPEMENT: Ensemble échantillonneur/pile, lames enduites d'oxyde de magnésium, boîte à lames, anémomètre, stylo marqueur fin permanent, carnet, crayon, microscope, oculaire à réticule (réticule Porton) d'un diamètre adapté au microscope, micromètre à objectif, machine à calculer ou ordinateur.

Préparer les lames enduites d'oxyde de magnésium comme indiqué dans la fiche méthodologique Fabrication de lames enduites d'oxyde de magnésium.

Méthode

- Fixer l'échantillonneur à un poteau à l'aide d'une attache ou de papier adhésif. S'assurer que les bras rotatifs ne touchent pas la végétation, comme les hautes herbes. La hauteur au-dessus du sol dépend des besoins du test (en général 1,5 m).
- Noter la date, les caractéristiques de l'emplacement, la direction du vent, la culture (type, hauteur, stade de croissance), le type de pulvérisateur, le liquide pulvérisé, l'heure, la disposition de l'échantillonnage, la distance de la source de pulvérisation, les conditions météorologiques, la température, la durée de l'échantillonnage et la vitesse du vent. **Astuce:** *Préparer une liste pour ne rien oublier.*
- Mettre les lames dans le support en s'assurant que la face enduite d'oxyde de magnésium est dans le sens de rotation. **N.B.:** L'efficacité de prélèvement des lames fixes est faible, mais il est préférable de les mettre en place juste avant l'échantillonnage.
- Faire tourner l'échantillonneur en connectant la batterie ou en utilisant un interrupteur (si installé).
- Mesurer la vitesse du vent pendant tout l'échantillonnage à l'aide d'un anémomètre.
- Après la pulvérisation et après une durée suffisante pour permettre à la pulvérisation portée par le vent de se déposer sur la zone d'échantillonnage, éteindre l'échantillonneur rotatif.
- Marquer les lames à l'aide d'un feutre marqueur indélébile, puis les remettre dans leur boîte.
- Transporter la boîte avec précaution au laboratoire.
- Procéder à la mesure et au calcul comme indiqué dans la fiche méthodologique « Mesure des gouttelettes et détermination du VMD et du NMD ».

.



Disposition d'un échantillonnage de gouttelettes

Mesures météorologiques: température, humidité, pluviométrie, vitesse du vent

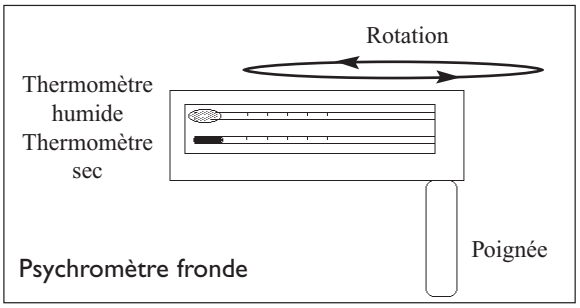
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Thermomètres à maximum/minimum ou thermistors et enregistreur de données, psychromètre fronde ou sonde à humidité relative, pluviomètre (récipient, entonnoir et éprouvette graduée), anémomètre à coupelles, à hélice et girouette, boussole, enregistreur automatique, piles pour l'enregistreur automatique.

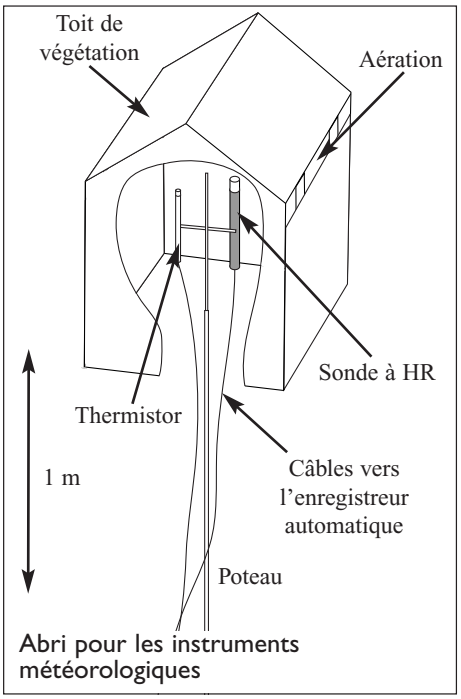
TEMPÉRATURE DE L'AIR

Méthode

- Enregistrer régulièrement les températures maximales et minimales de l'air sur tous les sites à l'aide d'un thermomètre à maximum/minimum. Protéger le thermomètre de la lumière directe du soleil et du vent. Si le suivi se déroule sur une longue période et sur un seul site, effectuer des mesures chaque jour à la même heure. Après la lecture, remettre le mercure au même niveau à l'aide d'un aimant. Lire la température à 0.5 °C près.
- Les thermistors, les thermocouples et les enregistreurs de données doivent aussi être protégés du soleil. Un simple abri en bois ou en feuillage suffit à protéger la sonde de température ou le thermomètre à maximum/minimum. Programmer l'enregistreur de données pour obtenir les températures moyennes journalières et autres données statistiques requises (maximum/minimum, etc.).



Psychromètre fronde



Abri pour les instruments météorologiques

HUMIDITÉ RELATIVE

Méthode

Psychromètre fronde

- Remplir d'eau le réservoir de la mèche et vérifier si le thermomètre humide est bien mouillé avant de faire tourner le psychromètre au-dessus de votre tête pendant 1 min (comme une crécelle). Noter la température des deux thermomètres. La différence entre ces valeurs permet de calculer l'humidité relative en utilisant la table de conversion fournie avec le psychromètre. Effectuer les mesures chaque jour à la même heure et tracer les moyennes en fonction du temps.
- Il est également possible d'enregistrer les mesures prises par des sondes d'humidité relative grâce à un enregistreur automatique.

PLUVIOMÉTRIE

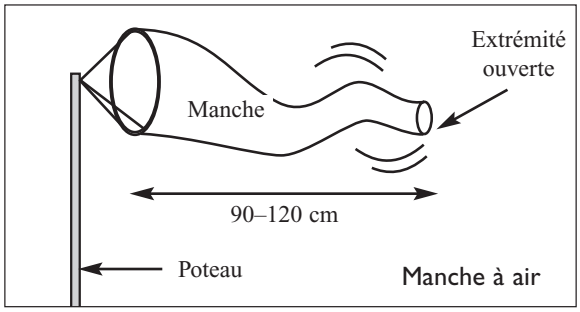
Méthode

- Trouver un emplacement adéquat pour poser le pluviomètre (protégé de la lumière directe du soleil pour réduire l'évaporation et loin des animaux, des éclaboussures, etc.).
- Placer un récipient à bords verticaux sur le site et enregistrer la pluviométrie en millimètres après une période déterminée. Pour éviter de sérieuses erreurs dues à l'évaporation, récupérer l'eau dès que la pluie a cessé.
- Il est également possible d'utiliser un entonnoir dans une éprouvette graduée. Vérifier l'éprouvette, puis vider cette éprouvette quotidiennement pour mesurer le volume de pluie en tenant compte de l'ouverture de l'entonnoir. Noter la valeur en millimètres.
- Les pluviomètres du commerce sont déjà étalonnés et la pluviométrie en millimètres est obtenue par lecture directe. Tracer la pluviométrie en fonction du temps (l'histogramme est une représentation pratique).

VITESSE ET DIRECTION DU VENT

Méthode de la manche à air

- Suspendre une manche à air sur un grand poteau dans une zone où le vent n'est pas gêné par les bâtiments, les arbres, etc. Noter la direction du vent à l'aide d'une boussole. La direction se mesure en degrés: un vent de secteur Est est donc à 90°, un vent de secteur Sud-Est à 135°, etc. Effectuer les mesures le matin et l'après midi.

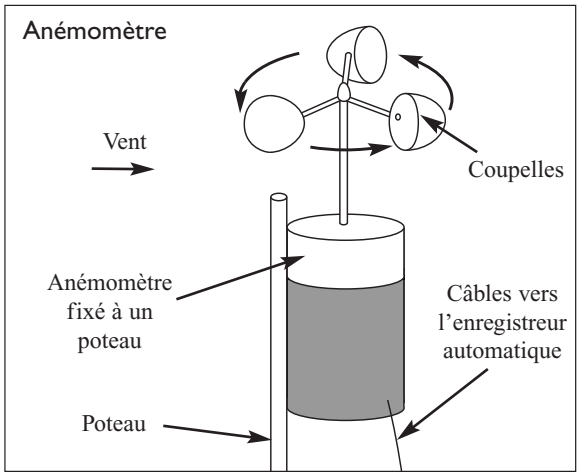


Méthode de la girouette

- Une façon plus précise est d'utiliser une girouette sur un poteau de 1,8 à 3 mètres, relié à un enregistreur de données. La moyenne des mesures peut être calculée quotidiennement et tracée sous forme de diagramme radial (ex: Fig. 1.16, chapitre 1).

Méthode de l'anémomètre

- Mesurer la vitesse du vent dans une zone libre de tout obstacle. Tenir l'anémomètre ou le tube de Pitot à bout de bras et lire la vitesse du vent en kilomètres par heure.
- Certains anémomètres à bille donnent une indication qui doit être convertie en kilomètres par heure à l'aide d'une table.
- Un anémomètre électronique, connecté à un enregistreur automatique de données, permet d'établir facilement des statistiques journalières.
- Répéter l'opération chaque jour à la même heure.



L'échelle de Beaufort (force du vent) permet de déterminer la vitesse du vent en fonction d'indices visuels

Force	Type de vent	Effets à terre	nœuds	m/s
0	Calme, pas de vent	La fumée s'élève verticalement.	0	0
1	Très légère brise	La direction du vent est révélée par l'entraînement de la fumée, mais non par les girouettes.	1 à 3	1 à 5
2	Légère brise	Le vent est perçu au visage. Les feuilles frémissent. Une girouette ordinaire est mise en mouvement.	4 à 6	7 à 10
3	Petite brise	Les feuilles et les petites branches sont constamment agitées. Le vent déploie les drapeaux légers.	7 à 10	12 à 18
4	Jolie brise	Le vent soulève la poussière et les feuilles de papier. Les petites branches sont agitées.	11 à 16	20 à 29
5	Bonne brise	Les arbustes en feuilles commencent à se balancer. De petites vagues avec crête se forment sur les eaux intérieures.	17 à 21	31 à 38
6	Vent frais	Les grandes branches sont agitées. Les lignes téléphoniques font entendre un sifflement.	22 à 27	40 à 49
7	Grand frais	Les arbres sont agités en entier. La marche contre le vent est pénible.	28 à 33	51 à 60
8	Coup de vent	Le vent casse des branches. La marche contre le vent est en général impossible.	34 à 40	62 à 73
9	Fort coup de vent	Le vent occasionne de légers dommages aux habitations (tuiles et ardoises arrachées).	41 à 47	74 à 85
10	Tempête	Arbres déracinés. Importants dommages aux habitations.	48 à 55	87 à 100
11	Violente tempête	Très rarement observée. S'accompagne de ravages étendus.	57 à 65	104 à 116
12	Ouragan	Très rare et dangereux.	68+	118+

Mesures physico-chimiques de l'eau

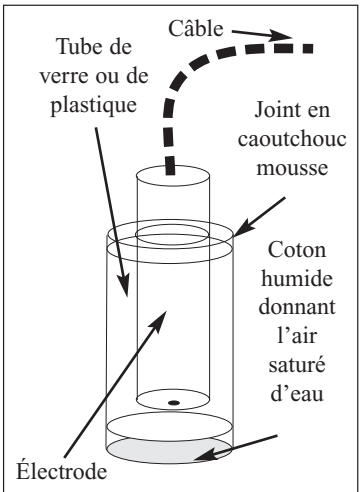
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Oxymètre, pH-mètre et conductimètre, eau distillée, papiers et solutions pH, thermomètre, batterie de rechange, crayon, carnet.

Les électrodes, particulièrement celles pour le pH sont fragiles et se cassent facilement. Emporter des membranes et électrolytes de rechange. Étalonner les instruments de mesure avant d'aller sur le terrain.

OXYGÈNE DISSOUS

Méthode



Sonde à oxygène dissous

- Une fois au bord de l'eau, vérifier de nouveau l'étalonnage de l'électrode et de l'instrument de mesure. Régler la pression barométrique et la température de l'eau (si ces opérations ne sont pas automatiques). Positionner l'instrument sur la mesure du pourcentage de saturation, placer l'extrémité de l'électrode dans un tube contenant du coton imbibé d'eau et attendre l'équilibre pendant 30 secondes. L'instrument doit indiquer environ 100 %.
- Prendre une mesure de l'oxygène dissous en agitant lentement l'électrode dans l'eau pendant 30 secondes. Noter la température, la concentration d'oxygène en mg $O2\ l^{-1}$ et/ou le pourcentage de saturation.
- Rincer l'électrode puis replacer son embout dans de l'eau distillée ou de l'eau propre.
- Noter l'heure et les conditions climatiques: ensoleillé, couvert, etc.
- Effectuer deux mesures sur chaque site. Dans l'eau stagnante, prendre une mesure à la surface et des mesures tous les 0,5 m de profondeur (la profondeur sera limitée par la longueur du câble de l'électrode). Les valeurs de l'oxygène sont les plus élevées en milieu d'après-midi.

Astuce: *La solubilité de l'oxygène dans l'eau varie en fonction de la température et de la pression ambiante. Certains oxymètres sont munis d'un système de compensation automatique. La table ci-dessous indique les corrections pour des températures comprises entre 5 et 30 °C. Elle permet de corriger les valeurs obtenues par la méthode de Winkler et de calculer le pourcentage de saturation.*

Si la pression barométrique est connue au moment de la mesure, faire également une correction pour la pression (négligeable pour les travaux sur l'écologie):

$$\frac{\text{Solubilité à la pression x}}{760} = \frac{\text{Solubilité à 760 mm x Pression observée}}{760}$$

Température (°C)	Solubilité de l'oxygène (mg l^{-1})	Température (°C)	Solubilité de l'oxygène (mg l^{-1})
5	12.77	18	9.46
6	12.45	19	9.27
7	12.13	20	9.08
8	11.84	21	8.91
9	11.55	22	8.74
10	11.28	23	8.57
11	11.02	24	8.42
12	10.77	25	8.26
13	10.53	26	8.12
14	10.29	27	7.97
15	10.07	28	7.84
16	9.86	29	7.70
17	9.65	30	7.57

Pourcentage (%) de saturation d'oxygène dans l'eau

Exemple: la concentration d'oxygène mesurée à 17 °C est de 10,6 mg O2 l^{-1}. La table de conversion indique que la solubilité de l'oxygène à 17 °C est de 9,65 mg l^{-1} à 760 mm, le pourcentage (%) de saturation est donc de 10,6/9,65 x 100 = 110 % de saturation d'oxygène dans l'eau.

pH

Méthode

- Vérifier de nouveau l'étalonnage du pH-mètre avant utilisation (le bouton d'étalonnage a pu être déplacé lors du transport). Retirer l'électrode de son logement, rincer à l'eau distillée puis placer l'électrode dans une solution tampon pour vérifier l'étalonnage, rincer de nouveau.
- Suivre la même procédure que celle utilisée pour la mesure de l'oxygène (point N°2) et noter la température si l'électrode n'est pas munie d'un système de compensation automatique.
- Pour les papiers pH, prendre un échantillon de l'eau à analyser dans un récipient et tremper l'extrémité du papier pendant 30 secondes. Retirer le papier et, au bout de 30 autres secondes, comparer avec l'échelle de couleur fournie.

CONDUCTIVITÉ

Méthode

- Les électrodes sont plus solides et l'étalonnage n'est en général pas nécessaire sur le terrain.
- Suivre la même procédure que celle utilisée pour la mesure de l'oxygène dans l'eau et noter la température si l'électrode n'est pas munie d'un système de compensation automatique. Noter la conductivité en Siemens/cm (ou mhos/cm).
- Rincer puis sécher l'électrode avant de la ranger.

PROFONDEUR

Méthode

- Mesurer la profondeur à l'aide d'une jauge dans les eaux peu profondes ou, en eaux profondes, à l'aide d'une corde lestée et marquée (par exemple avec des nœuds) tous les 0,5 m. Suspendre la corde à un bateau et lire les indications. Si l'eau est agitée, il peut s'avérer difficile de suspendre la corde verticalement. De même, si les vagues lèchent le bateau, effectuer plusieurs mesures et calculer la moyenne.

TEMPÉRATURE DE L'EAU

Méthode

- La température de l'eau peut être mesurée à l'aide d'un thermomètre en verre ou en utilisant l'oxymètre, le pH-mètre ou le conductimètre.

Exemple

Dans les cours d'eau lents et les lacs, le pH, l'oxygène et la conductivité (dans une moindre mesure), varient largement en fonction de l'heure et de l'activité biologique. Si possible, normaliser les heures des mesures et, dans tous les cas, enregistrer l'heure et les conditions climatiques.

Suivre les indications des fabricants pour l'entretien des électrodes et des instruments de mesure, en particulier s'ils restent stockés pendant de longues périodes.

Un GPS est utile pour enregistrer l'emplacement des mesures.

Turbidité

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: SOLIDES EN SUSPENSION: Seau, éprouvette graduée en plastique, papiers filtres prépesés adaptés à l'entonnoir Buchner, entonnoir Buchner, fiole à vide, pompe à vide manuelle (option), balance portable, stylo marqueur permanent.

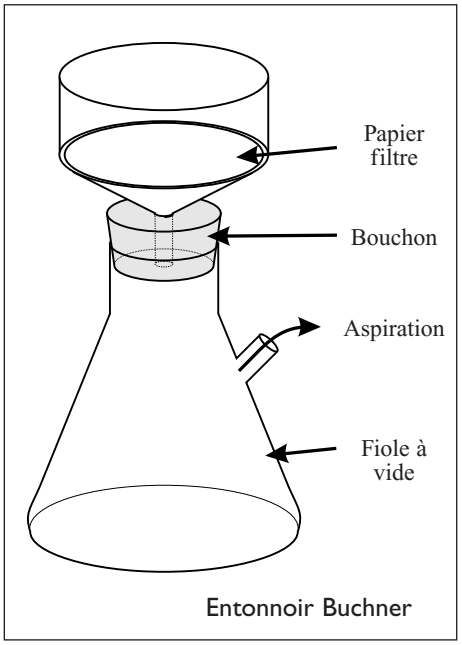
TURBIDITÉ/TRANSPARENCE DE L'EAU: disque de Secchi et ligne de mouillage.

SOLIDES EN SUSPENSION

Méthode

- Remplir un seau de l'eau à analyser et verser rapidement de 500 ml à 1 litre de cette eau dans une bouteille ou tout autre récipient propre pouvant être fermé.
- Peser un papier filtre sec puis placer ce filtre dans un entonnoir Buchner ou Hartley fixé sur une fiole à vide. **Astuce:** *Les papiers à fibres de verre sont plus efficaces car ils n'absorbent pas l'humidité et peuvent être pesés avant d'aller sur le terrain à l'aide d'une balance au milligramme, les papiers filtres Whatman GF/C de 7 cm de diamètre sont parfaitement adaptés à cette utilisation.*
- Bien mélanger un échantillon d'eau d'un volume connu et verser cet échantillon dans l'entonnoir. Si une pompe à vide manuelle ou de laboratoire est disponible, faire le vide dans la fiole. Si l'échantillon est très trouble, diminuer le volume, sinon la filtration prendra des heures.
- Retirer le papier filtre quand la surface ne brille plus, puis placer ce filtre sur un support pour le faire sécher dans une étuve (105 °C) pendant 1 heure. Faire refroidir dans un dessiccateur avant de peser. Sur le terrain, faire sécher au soleil jusqu'à obtenir un poids constant (répéter le pesage jusqu'à ce que le poids ne varie plus).
- Calculer la concentration de solides en suspension comme suit:

  Concentration de solides en suspension dans l'échantillon = Poids du papier filtre sec et des solides moins le poids du papier filtre seul, divisé par le volume d'eau versé (en ml). Multiplier par 1000 (ml) pour obtenir le ppm.

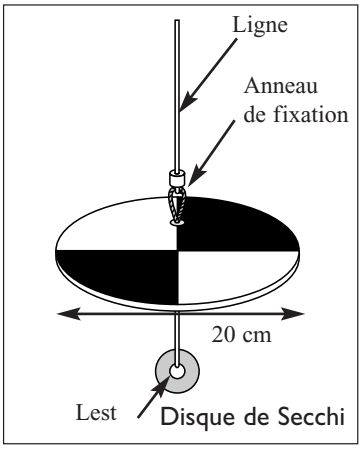


Entonnoir Buchner

SOLIDES EN SUSPENSION

Méthode

- Nettoyer le disque de Secchi à l'aide d'un chiffon mouillé et vérifier la sécurité de la ligne de mouillage avant de l'immerger dans l'eau. Laisser le disque couler par pesanteur jusqu'à ce qu'il disparaisse à la vue de l'opérateur. Noter la profondeur de disparition, soit en pinçant la ligne à la surface de l'eau et en la remontant pour mesurer la distance entre cet emplacement et le disque, soit en comptant les nœuds formés dans la ligne (ex: tous les 0,25 m) en remontant le disque.
- Répéter les mesures pour obtenir une moyenne de la profondeur de disparition pour chaque site.
- Sécher le disque et la ligne avant de les ranger.



Mesure du courant

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Tube de Gessner, sacs plastiques de rechange et élastiques, éprouvette graduée en plastique (250 ml) ou débitmètres, orange, deux piquets (2 m de long), marteau, chaîne d'arpenteur de 25 m.

La mesure de la vitesse du courant à l'aide d'objets flottants est peu précise comparée à d'autres méthodes.

MESURE À L'AIDE D'UN OBJET FLOTTANT

Méthode

- Placer deux piquets dans le cours d'eau et mesurer la distance qui les sépare. Jeter une orange (ou tout autre objet flottant d'un certain poids) et chronométrer sa course entre les deux piquets. Le trajet ne doit pas être gêné. Répéter la mesure 2 à 3 fois pour obtenir une moyenne de la vitesse du courant de surface en m s^{-1}

  Vitesse (m s^{-1}) = Distance parcourue par l'objet flottant (m)/Temps mis pour parcourir cette distance (s).
- Estimer la vélocité du cours d'eau (plus lente que la vélocité de surface) en multipliant le temps moyen par 0,8 avant d'appliquer la formule ci-dessus. Cette correction permet de prendre en compte le ralentissement causé par le lit de la rivière.

MESURE À L'AIDE D'UN DÉBITMÈTRE MÉCANIQUE A HÉLICE

Méthode

- Mesurer la profondeur de l'eau à l'aide d'une jauge et positionner l'hélice sur cette jauge à 2/3 de la surface (soit à 1/3 de la profondeur mesurée à partir du pied de la jauge). Pointer l'hélice vers l'amont et enregistrer le nombre de tours après 30 secondes. Répéter l'opération plusieurs fois, lire la vitesse du courant sur la courbe d'étalonnage ou grâce au facteur de conversion fourni avec l'appareil. Faire la moyenne des résultats obtenus. Répéter l'opération à différentes profondeurs si le cours d'eau est suffisamment profond pour obtenir un profil de vélocité.
- Pour estimer le débit au moyen d'un filet dérivant, placer l'hélice à l'entrée du filet. Effectuer les mesures au début et à la fin de la durée d'échantillonnage (ex: au temps zéro et +4h). Calculer le courant moyen au travers du filet. (Des instruments de mesure personnalisés qui s'adaptent à l'entrée d'un filet dérivant intègrent le débit variable au travers du filet au fur et à mesure qu'il s'obstrue et que l'écoulement se ralentit. C'est la meilleure méthode, mais elle est coûteuse).

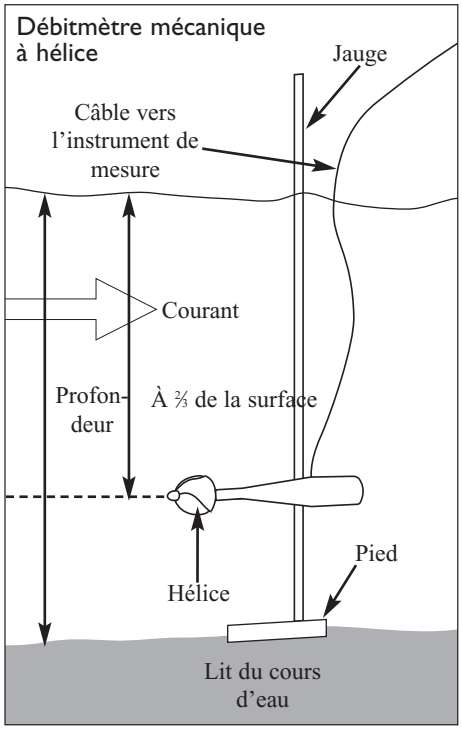
DÉBIT ET VITESSE DU COURANT À L'AIDE D'UN TUBE DE GESSNER

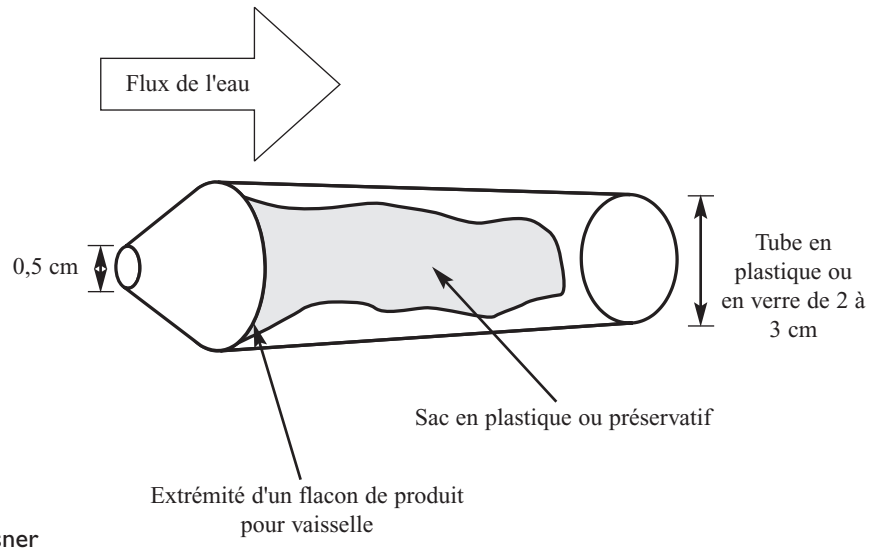
Méthode

- Fermer l'ouverture à l'aide d'un doigt et placer le tube dans l'eau, l'entrée en entonnoir vers l'amont. Retirer le doigt pendant quelques secondes pour permettre à l'eau de couler dans le tube, puis refermer l'ouverture. Sortir le tube et mesurer le volume d'eau dans le sac en le versant dans une éprouvette graduée. Répéter l'opération deux fois et, si possible à des profondeurs différentes. Calculer le débit comme suit:

  Vitesse (cm^{-2} s^{-1}) = Volume d'eau collecté (ml)/Temps (s) x Superficie de l'ouverture (πr^2)

  Volume (cm^3 cm^{-2} s^{-1}) = (Volume d'eau collecté ml π) x (r^2)/time (s).





Tube de Gessner

Classification des substrats aquatiques

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Cylindre échantillonneur, pelle, jeu de tamis, seau, peson à ressort, carnet, crayon.

Les substrats des lits des cours d'eau vont de fines particules d'argile à des rochers. En fonction du but recherché, l'analyse du substrat peut être, soit rapide et approximative, soit soigneuse et précise. Pour établir la localisation des stations d'échantillonnage pour un travail de suivi, une analyse rapide suffit et elle est généralement effectuée à vue en première approximation. Tester si les sites sont correctement appariés revient à trouver des biotopes correctement appariés.

ANALYSE RAPIDE

Méthode

- Si l'eau est claire ou très peu profonde, noter les caractéristiques principales de la station d'échantillonnage: pourcentage de roche apparente ou de cailloux, de gravier ou de sable, de limons et d'argile.
- En présence d'eau coulant sur la roche nue, il suffit de signaler: « peu d'invertébrés sont susceptibles d'habiter ce substrat (les algues et la végétation sont plus probables)- le milieu ne se prête pas à des analyses significatives des populations ».

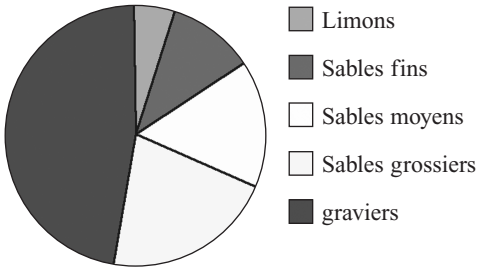
ANALYSE GRANULOMÉTRIQUE

Méthode

- Examiner le type de substrat sur une surface délimitée (environ 1 à 5 m^2). Estimer les classes de taille et le nombre de pierres.
- Pour les substrats composés de matériaux plus petits, utiliser un cylindre échantillonneur (voir fiche méthodologique au chapitre 9), tourner l'ouverture grillagée loin de l'écoulement, prélever les cailloux et mesurer leurs longueurs.
- À l'aide d'un déplantoir ou d'une boîte de conserve, ramasser le gravier, le sable et les sédiments se trouvant en dessous. Placer les matériaux récoltés dans un jeu de tamis. Secouer les tamis dans un seau d'eau ou dans une mare proche pour séparer les éléments de différentes tailles.
- Laisser l'eau s'écouler pendant 5 minutes et peser chaque tamis séparément à l'aide du peson à ressort pour estimer les matériaux retenus par le tamis. Soustraire le poids du tamis.
- Répéter cette opération deux fois de plus dans la même zone, classer les matériaux et mettre les résultats dans un tableau: par exemple, longueurs (pierres/cailloux) ou poids des matériaux retenus par les tamis.

Catégories de substrat

Nom	Classe de taille	Longueur/Poids
Argiles	<3,9 µm	Poids
Limons	3,9 à 63 µm	Poids
Sables fins	0,02 à 0,25 mm	Poids
Sables moyens	0,25 à 0,5 mm	Poids
Sables grossiers	0,5 à 1,0 mm	Poids
Graviers	2 à 16 mm	Poids
Cailloux	16 à 64 mm	'Longueur'
Pierres	64 à 256 mm	'Longueur'
Rochers	>256 mm	



Type de substrat au Site 12 en % du poids

CONSEILS

Un jeu de tamis de mailles de 16 mm, 2 mm, 500 µm, 250 µm et 100 µm suffit. Des mailles plus fines se bouchent rapidement, les analyses des limons/argiles sont normalement effectuées en laboratoire par gravimétrie.

Couvert végétal et zones ombragées

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Carnet, crayon, cartes, flore, luxmètre, GPS.

L'équipe doit avoir une bonne connaissance des types de végétation. Effectuer une visite de terrain préliminaire pour déterminer le nombre et l'emplacement des sites et l'endroit où les estimations du couvert végétal seront conduites.

Méthode

- Marquer sur une carte les zones où les pesticides seront appliqués. Identifier les routes ou les pistes permettant d'accéder aux sites situés dans les zones traitées et non traitées et vérifier sur le terrain ce que mentionnent les cartes de la végétation (si disponibles) en termes d'espèces dominantes (exemple: terrain boisé de *Julbernardia/Combretum*, savane de buissons, steppe herbacée, etc.).
- Les membres de l'équipe de recensement doivent s'entendre sur les définitions et utiliser des classements et des échelles pour estimer le couvert végétal (voir suggestions dans le tableau).

Échelles permettant d'estimer le couvert végétal

Classement	Braun-Blanquet (couvert en %)
Sol nu	< 1
Rare	1 à 5
Occasionnel	6 à 25
Fréquent	26 à 50
Abondant	51 à 75
Dominant	76 à 100

- À l'aide de l'échelle de Braun-Blanquet ci-dessus, estimer le pourcentage de couvert dans plusieurs zones d'un site potentiel d'échantillonnage. La superficie du site peut se situer entre 100 m^2 et 1 ha (100 x 100 m) en fonction du couvert, de la saison et des techniques utilisées pour étudier la faune (le suivi des oiseaux ou des mammifères peut nécessiter de couvrir une vaste superficie).
- Le premier opérateur effectue les estimations d'un côté de la route (ou du véhicule) puis de l'autre. Le second opérateur refait le même travail. Comparer les résultats. Les divergences importantes et les techniques utilisées seront discutées pour assurer l'objectivité de l'estimation.
- Dresser une carte schématique de la zone (si besoin est) et enregistrer toutes les espèces identifiées et les classements effectués.
- Répéter les enquêtes sur les autres sites potentiels (similaires en apparence) le long de la route ou dans la zone définie qui recevra la pulvérisation. Relever les coordonnées (ou effectuer un relevé au GPS) et numéroter les sites s'ils doivent servir de stations de suivi.
- Répéter l'opération dans la zone non traitée jusqu'à obtenir le nombre recommandé de sites appariés et identifiés.

CONSEILS

Il est possible d'enregistrer plus de 100 % de couvert avec cette méthode car il peut exister plusieurs couches de végétation. Par exemple, des algues, des graminées, des buissons et des arbres peuvent occuper différentes couches. L'observation visuelle de la hauteur de la canopée et de la sous-canopée sont d'utiles descripteurs. Ne pas oublier qu'il ne sera pas possible de distinguer les très faibles pourcentages de couvert si vous créez plus d'échelles de classes que ce qui est indiqué dans l'exemple.

Il faut s'assurer que la zone non traitée se situe au moins à 10 à 20 km de la zone traitée pour minimiser les risques de contamination par dérive.

Texture du sol

À RETENIR

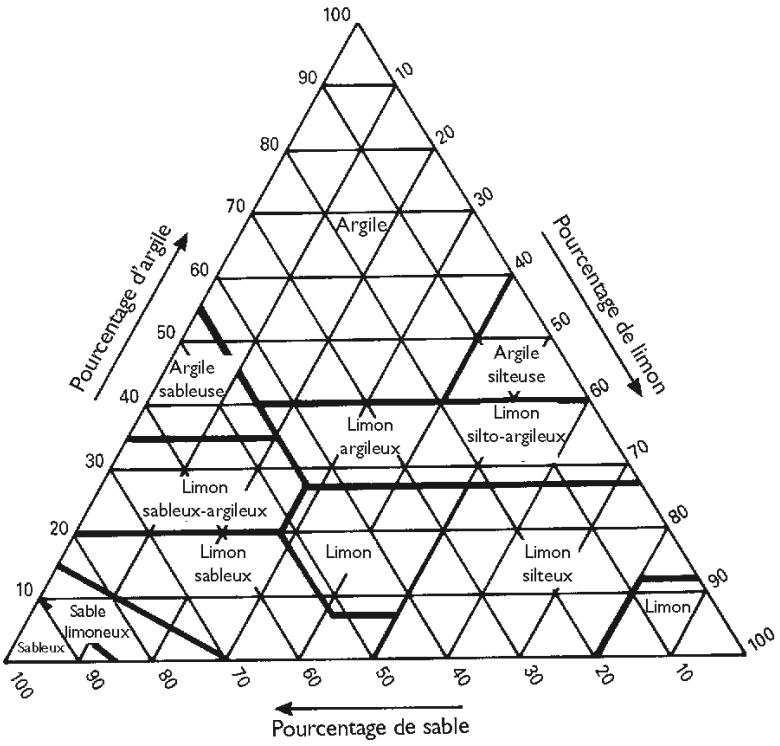
ÉQUIPEMENT: Pissette, déplantoir, loupe, étiquettes en papier, carnet, crayon, sacs plastiques, stylo marqueur permanent.

Méthode

- Creuser le sol à une profondeur de 5 à 10 cm et prélever un échantillon dans un sac plastique contenant une étiquette (écrite au crayon sur du papier) si une analyse granulométrique en laboratoire est souhaitée. Noter la dureté du sol au moment de creuser: à la saison sèche, les sols argileux sont durs et lisses, des grains de sable sont visibles à la surface des sols sableux. À la saison des pluies, les sols argileux sont collants, brillants ou malléables, les sols sableux sont bien drainés, laissant à leur surface des grains visibles à l'œil nu (a fortiori à la loupe).
- Mouiller une poignée de sol. Les sols argileux absorbent beaucoup d'eau comparés aux sols sableux. Mouiller presque jusqu'au point de saturation et, à l'aide du pouce et de l'index, évaluer la quantité d'argile à partir de son collant et de sa plasticité comme suit.

  - Effectuer sur la poignée de sol une pression légère et latérale du pouce pour former un ruban long et étroit ou essayer de rouler l'échantillon pour former un boudin long et étroit (±10 cm). Si l'opération réussit, le sol est alors argileux. Si les empreintes digitales restent marquées sur l'argile humide, il s'agit d'un sol argileux ou d'argile silteuse. Si le toucher révèle des grains de sable à la surface de l'échantillon, il s'agit d'une argile sableuse.

  - S'il est possible de former un ruban ou un boudin plus court de 2 à 4 cm (ou plus long, mais qui reste en forme moins longtemps), il s'agit d'un limon argileux.
- Déterminer la teneur en sable et en limon en mouillant de nouveau l'échantillon et en le frottant entre le pouce et l'index. Des grains de sables sont-ils perçus? Si le sol forme plutôt de petits rubans ou boudins, puis donne une sensation semblable à celle de la farine, il s'agit d'un limon silto-argileux; s'il est granuleux, il peut s'agir d'un limon sablo-argileux. Avec ce dernier type de sol, il est impossible de plier le boudin pour former un anneau. Un limon argileux donne une sensation semblable à celle de la farine tout en étant granuleux.
- Un toucher savonneux sans sensation de collant et l'impossibilité de plier le boudin pour former un anneau révèle un limon silteux.
- Les limons sableux et les sables limoneux ne forment ni ruban ni boudin, mais restent agglomérés quand on les comprime pour former une boule.
- Un sol sableux ne forme ni ruban ni boule quand il est comprimé.



Humidité, capacité de rétention d'eau et pH du sol

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Boîtes de Pétri en plastique, feuilles d'aluminium, balance portable, papiers filtres de 10 cm, tarière (carottier) ou boîte de conserve, eau distillée, serviettes en papier, spatule, papier pH, électrode de mesure du pH, pH-mètre.

Penser à étalonner le pH-mètre à l'aide des solutions tampons au préalable et ajuster la température du mélange terre/eau si le pH-mètre n'est pas muni d'un système de compensation automatique.

HUMIDITÉ

Méthode

- Mélanger quelques pelletées de sol de surface (0 à 20 cm) fraîchement prélevées sur le site d'échantillonnage et placer immédiatement 1 à 2 kg de cet échantillon dans un sac épais en polythène. Étiqueter le sac. Doubler le sac s'il est trop fin pour éviter toute fuite d'eau lors du transport et du stockage.
- Passer un petit échantillon (ex: 500 g) au travers d'un tamis de 2 mm pour retirer la végétation et les racines, puis placer de petites quantités de sol tamisé (25 à 50 g) dans des récipients peu profonds, préalablement pesés (boîtes de Pétri, boîtes de conserve ou feuilles d'aluminium). Peser le sol humide et enregistrer le poids obtenu.
- Étaler les échantillons. En cas de séchage au soleil, protéger l'échantillon du vent.
- Sécher les échantillons de sol à la lumière directe du soleil jusqu'à obtenir un poids constant (répéter le pesage jusqu'à ce que le poids ne varie plus).
- Soustraire le poids du récipient du poids total pour obtenir le poids humide et le poids sec du sol. Calculer la teneur en humidité grâce à la formule suivante:

$$\text{Humidité du sol en \%} = \frac{\text{Poids de sol humide - Poids de sol sec}}{\text{Poids de sol sec}} \times 100$$

- Garder les échantillons de sol séchés au soleil pour les faire sécher à l'étuve ultérieurement.
- De retour au laboratoire, vérifier le poids sec du sol en plaçant les échantillons séchés au soleil dans une étuve à 105 °C pendant toute la nuit. Refaire la pesée.

CAPACITÉ DE RÉTENTION D'EAU (1) Utilisée pour les sols préparés pour les estimations de nitrification.

Méthode

- Plier trois papiers filtres pesés et placer chaque filtre dans un entonnoir. Mettre 25 g de sol (prélevé comme indiqué dans la fiche méthodologique « Humidité du sol ») dans chaque filtre et saturer le sol d'eau. Couvrir l'entonnoir avec une feuille d'aluminium et laisser le sol s'égoutter par pesanteur pendant 1 heure à l'ombre. Refaire la pesée.
- Sécher les échantillons au soleil jusqu'à obtenir un poids constant (comme indiqué au point 4 précédemment).
- Pour estimer la capacité de rétention d'eau en grammes, appliquer la formule suivante:

$$\text{Capacité sur le terrain (en g d'eau)} = \text{Poids de sol égoutté par pesanteur - Poids de sol séché au soleil ou}$$

$$\text{Capacité sur le terrain en \%} = \frac{\text{(Poids de sol égoutté par pesanteur - Poids de sol séché au soleil)}}{\text{poids de sol séché au soleil)}} \times 100$$

CAPACITÉ DE RÉTENTION D'EAU (2) Utilisée pour comparer les capacités sur le terrain de plusieurs sols.

Méthode

- Prélever une carotte de sol à l'aide d'une tarière ou d'une boîte de conserve dont le fond a été enlevé et le couvercle perforé de plusieurs trous à l'aide d'un petit clou. Peser la tarière ou la boîte, puis effectuer le carottage. **N.B.:** L'utilisation de la tarière limite les perturbations du sol.
- Saturer le sol dans la tarière ou la boîte et laisser l'eau s'égoutter par pesanteur pendant 1 heure à l'ombre. Refaire la pesée.

- Extraire le sol de la tarière/boîte et sécher au soleil jusqu'à obtenir un poids constant. Appliquer la formule (1) de capacité de rétention d'eau pour obtenir une estimation de la capacité sur le terrain.

UTILISATION DU PAPIER pH

Méthode

- Mélanger un volume de sol (prélever l'échantillon comme indiqué dans la fiche méthodologique 'Humidité du sol') avec un volume égal d'eau distillée (ex: 50 ml de chaque) dans un récipient et laisser décanter 2 à 3 minutes jusqu'à ce que le liquide surnageant soit clair.
- Tremper un papier pH (échelle 4-8) dans l'eau et comparer la couleur apparue au bout d'1 minute avec l'échelle de couleur fournie. **Astuce:** *Des papiers à gamme de pH plus réduite (deux unités pH) donnent des résultats plus précis.*

UTILISATION DU pH-MÈTRE

Méthode

- Pour obtenir une meilleure précision, il est préférable d'utiliser cette méthode. Tremper l'électrode de mesure du pH et son électrode de référence (souvent combinées dans la sonde) dans le mélange de sol et d'eau obtenu précédemment. Mélanger pour homogénéiser et lire le pH après stabilisation (15 s).
- Rincer la ou les électrodes à l'eau distillée entre chaque mesure.

CONSEILS

Ces méthodes sont adaptées à des mesures sur le terrain et ne donnent pas la précision des méthodes de laboratoire.

Échantillonnage de sol pour la recherche de résidus

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Planchette à pince (avoir sur soi un sac plastique pour protéger la planchette en cas de pluie), fiches signalétiques pour noter les informations relatives au site d'échantillonnage, papier vierge, crayons taillés, stylos, étiquettes, gomme, feutres marqueurs indélébiles, chaîne d'arpenteur, règle de 25 cm, canif, bocaux propres en verre (capacité 500 ml) avec bouchons à vis recouverts d'aluminium ou sacs de polyéthylène solides de 30 x 20 cm (ou équivalent), attaches métalliques recouvertes de plastique pour fermer les sacs, eau propre, détergent, acétone, serviettes en papier, chiffon, bêche ou tarière (carottier), déplantoir, carte du site, boussole, GPS (option), glacière (si disponible) ou boîte solide pour ranger les échantillons et bourrage adéquat (carton ou caoutchouc mousse) pour éviter d'endommager ou de casser les bocaux pendant le transport, vêtements de protection, gants de caoutchouc ou de caoutchouc nitrile.

Vérifier soigneusement l'équipement avant d'aller sur le terrain.
Identifier le site d'échantillonnage et repérer l'emplacement sur la carte pour le retrouver facilement.
Adopter une méthode d'échantillonnage adaptée aux objectifs recherchés. Porter des vêtements de protection si l'échantillonnage est effectué dans une zone traitée avec un pesticide.

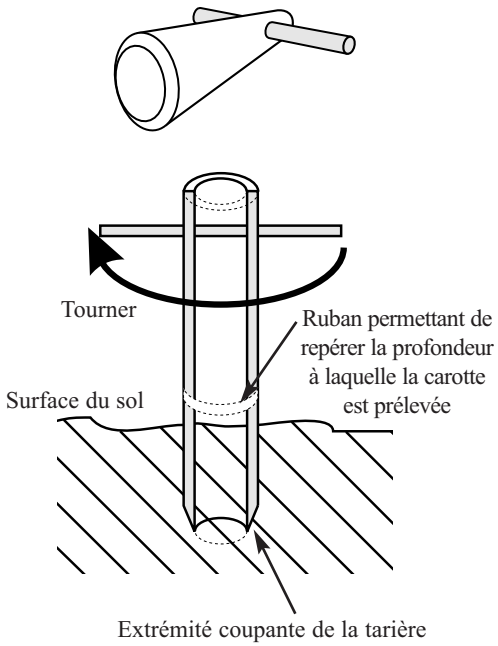
ÉCHANTILLONNAGE À L'AIDE D'UNE TARIÈRE/CAROTTIER

Méthode

Prélever des échantillons par:

– Échantillonnage composite: prélever cinq carottes à une profondeur uniforme et mélanger les échantillons.

– Échantillonnage par profil de profondeur: prélever les carottes à une profondeur uniforme, sortir l'échantillon et couper la carotte à l'aide d'un canif pour obtenir des profils de profondeur de 10 cm. Prélever trois carottes identiques (échantillons répétés) sur chaque site, couper les échantillons comme précédemment et mélanger les tranches correspondantes. Le poids minimum de ce type d'échantillon doit être de 200 g (un bocal de 500 ml à moitié plein environ).

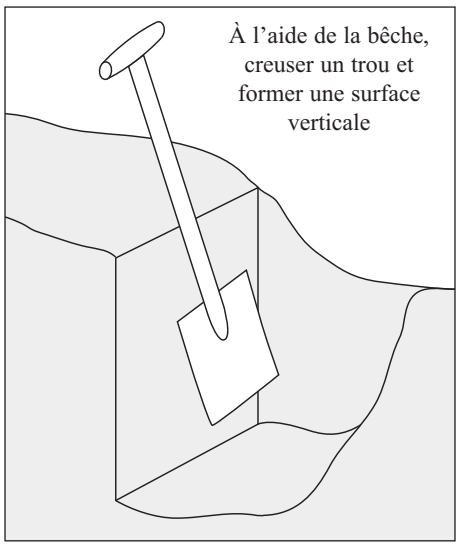


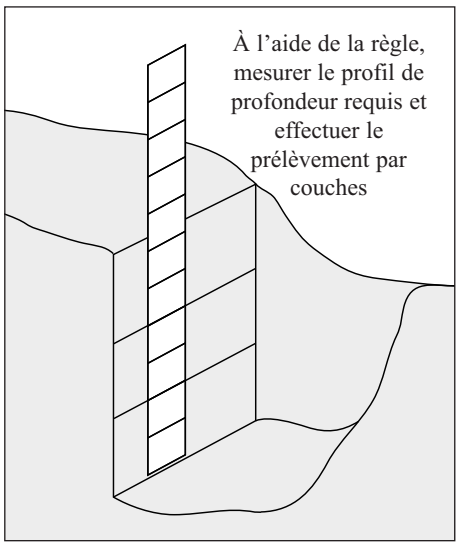
Échantillonnage à l'aide d'une tarière (carottier)

ÉCHANTILLONNAGE DU SOL À PARTIR D'UN PROFIL DE PROFONDEUR

Méthode

- Si une tarière (ou carottier) n'est pas disponible, creuser un trou à une profondeur de 30 à 50 cm et former une paroi verticale à l'aide d'une bêche.
- À l'aide d'une règle, mesurer les profils de profondeur requis et retirer avec précaution les couches correspondantes (avec une bêche ou un déplantoir), en commençant par la couche supérieure (surface) (voir schéma ci-contre).
- Prélever des échantillons répétés sur chaque site et mélanger ces échantillons. Leur poids minimum doit être de 200 g.
- Transférer le ou les échantillons ainsi préparés, soit dans un bocal en verre, soit dans une feuille d'aluminium puis dans un sac de polyéthylène.
- Préparer une étiquette comprenant toutes les informations relatives à l'échantillon et au site (ne pas oublier la date) et placer cette étiquette dans le bocal ou le sac. Si l'échantillon se trouve dans un sac, fermer à l'aide d'une attache métallique, s'il est dans un bocal, visser le couvercle.
- Placer le bocal ou le sac contenant l'échantillon dans un second sac, préparer une autre étiquette portant tous les détails requis. Mettre cette étiquette dans le second sac et fermer.
- Consigner les détails relatifs à l'échantillonnage sur la fiche signalétique (voir page 143).
- Placer le récipient contenant l'échantillon dans une boîte d'échantillons adaptée au transport. Caler avec le bourrage.
- Nettoyer la tarière (carottier) et le canif à l'eau et au détergent, puis à l'acétone avant de prélever l'échantillon suivant.





CONSEILS

Utiliser une glacière (si disponible) pour transporter les échantillons. Les échantillons prélevés ne doivent en aucun cas être exposés à la lumière directe du soleil ou ni aux fortes chaleurs.

Si possible, conserver les échantillons dans un réfrigérateur en attendant de les transporter vers un laboratoire d'analyse.

Prélever d'abord les échantillons dans les zones témoins (non traitées).

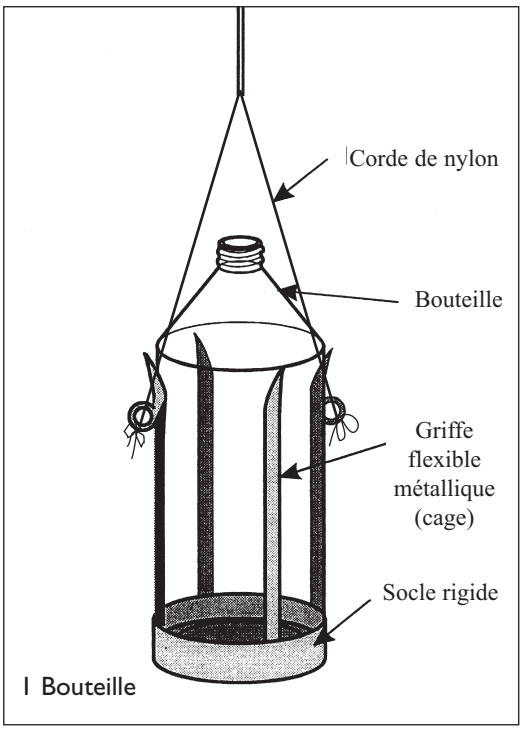
Changer de gants entre chaque site d'échantillonnage pour éviter toute contamination croisée. Mettre les gants usagés dans un sac plastique fermé et étiqueté, jusqu'à ce qu'une mise en décharge correcte soit organisée.

Échantillonnage d'eau pour la recherche de résidus

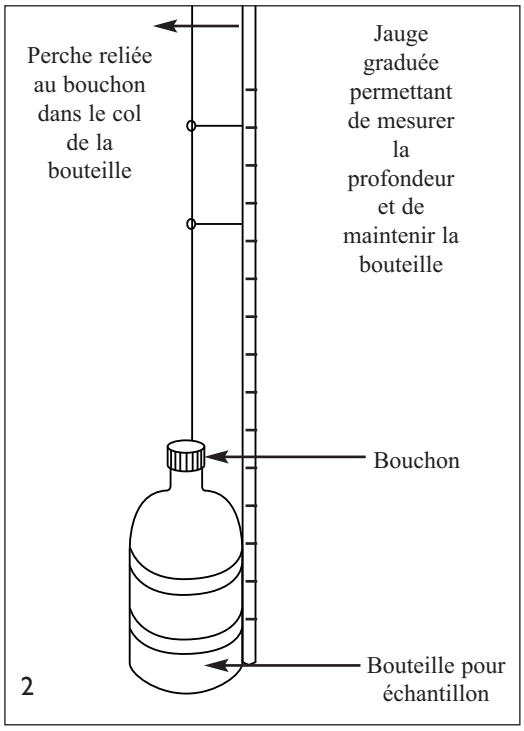
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Planchette à pince (avoir sur soi un sac plastique pour protéger la planchette en cas de pluie), fiches signalétiques pour noter les informations relatives au site d'échantillonnage, papier vierge, crayons taillés, stylos, étiquettes, ficelle (de longueurs diverses, jusqu'à 4 mètres), gomme, ciseaux, feutres marqueurs indélébiles, bouteilles propres en verre (capacité 1 000 ml) avec bouchons à vis recouverts d'aluminium ou de téflon, outil d'échantillonnage approprié (en fonction de la profondeur de l'eau à laquelle l'échantillon sera prélevé: longue perche en bois et jauge, cage lestée), bottes de caoutchouc Wellington ou cuissardes (si l'échantillonnage est effectué depuis la rive), gants de caoutchouc ou de caoutchouc nitrile (de préférence jusqu'au coude), glacière (si disponible) ou boîte solide pour ranger les bouteilles contenant les échantillons d'eau et bourrage adéquat (carton ou caoutchouc mousse) pour éviter d'endommager ou de casser les bouteilles pendant le transport, vêtements de protection.

Vérifier soigneusement l'équipement avant d'aller sur le terrain.
Sélectionner le site d'échantillonnage et repérer l'emplacement sur la carte pour le retrouver facilement.
Si l'échantillonnage s'effectue près de la rive et, en particulier, si l'opérateur doit entrer dans l'eau pour trouver une profondeur suffisante pour immerger la bouteille d'échantillon, éviter d'agiter le lit du cours d'eau ou le fond du lac, car sinon l'échantillon pourrait contenir une quantité disproportionnée de sédiments.
La profondeur à laquelle l'échantillon d'eau est prélevé doit être déterminée à l'avance. Pour l'eau de surface ou de sous-surface, utiliser le dispositif illustré dans la Figure 1. Pour les eaux situées entre 30 cm et 2 m de profondeur environ, utiliser le dispositif illustré dans la Figure 2.
Porter des vêtements de protection si l'échantillonnage est effectué dans une zone traitée avec un pesticide.



1 Bouteille



2

EAU DE SURFACE ET DE SOUS-SURFACE

Méthode

- La profondeur de l'eau détermine la technique à utiliser.
- Dans les eaux très peu profondes, porter des gants de caoutchouc nitrile et remplir la bouteille en la tenant avec l'ouverture juste sous la surface de l'eau.

- Retirer la bouteille de l'eau. Fermer immédiatement cette bouteille avec un bouchon à vis propre et apposer une étiquette présentant clairement les informations relatives à l'échantillonnage.
- Dans des eaux un peu plus profondes, maintenir la bouteille dans une cage lestée et immerger le tout à l'aide d'une corde (figure 1). Cette technique est particulièrement utile pour prélever un échantillon d'un pont ou d'un bateau. Retirer la bouteille de l'eau. Fermer immédiatement cette bouteille avec un bouchon à vis propre.

ÉCHANTILLONNAGE DE L'EAU À PARTIR D'UNE PROFONDEUR DÉFINIE

Méthode

- Utiliser le dispositif illustré dans la Figure 2.
- Immerger ce dispositif dans l'eau à la profondeur requise, puis enlever le bouchon à l'aide de la perche. Laisser la bouteille se remplir.
- La perche peut être utilisée pour remettre le bouchon en place avant de retirer la bouteille de l'eau.
- Fermer la bouteille à l'aide d'un bouchon à vis serré et apposer une étiquette présentant clairement les informations relatives à l'échantillonnage.

Pour toutes les méthodes

- Consigner les détails de l'échantillonnage sur la fiche signalétique (voir page 143) et donner à l'échantillon un numéro de code. Rajouter ce numéro sur l'étiquette de l'échantillon et écrire ce numéro de code sur la surface extérieure de la bouteille à l'aide d'un feutre marqueur indélébile.
- Placer la bouteille dans la boîte d'échantillons, caler avec le bourrage et s'assurer que les bouteilles ne bougeront pas et ne s'entrechoqueront pas pendant le transport.
- Nettoyer le dispositif d'échantillonnage à l'eau et au détergent, rincer soigneusement, puis rincer à l'acétone. Laver la surface extérieure des bouteilles à l'eau propre, sécher puis apposer une étiquette présentant clairement les informations relatives à l'échantillonnage. Laver à l'eau propre la cage métallique ou la perche ou essuyer à l'aide d'un chiffon imbibé d'acétone pour retirer toute contamination qui pourrait souiller l'échantillon suivant. Il n'est pas nécessaire de laver le matériel entre les prises d'échantillons sur un même site, mais uniquement d'un site à l'autre.
- Recommencer l'opération d'échantillonnage pour obtenir un minimum de deux échantillons répétés.

CONSEILS

Prélever d'abord les échantillons dans les zones témoins (non traitées).

S'il est besoin d'entrer dans l'eau pour prélever un échantillon, vérifier la profondeur à l'aide de la jauge et s'assurer que l'opération peut se dérouler sans danger. Prendre garde aux crocodiles et à la bilharziose. Porter des vêtements de protection adaptés pour travailler dans l'eau.

Si en entrant dans l'eau pour prendre l'échantillon, les sédiments ont été agités, il faut les laisser reposer avant de prélever l'échantillon d'eau.

Lors de l'utilisation du dispositif dans la Figure 1 pour l'eau de sous-surface, la bouteille se remplit d'eau dès qu'elle est immergée et l'échantillon est un composite. Lors de l'utilisation du dispositif dans la Figure 2, un bouchon de liège ou de caoutchouc obture le col de la bouteille à la place du bouchon à vis.

La perche en bois ou la cage lestée peuvent également servir à prélever des échantillons de la rive si l'eau est trop profonde pour passer à gué ou si les sédiments sont trop mous (et dangereux) ou facilement soulevés. Si possible, conserver les échantillons dans un réfrigérateur en attendant de les transporter vers un laboratoire d'analyse.

Utiliser une glacière (si disponible) pour transporter les échantillons sur le terrain. Les échantillons prélevés ne doivent en aucun cas être exposés à la lumière directe du soleil ni aux fortes chaleurs.

Quand il est plus facile d'effectuer l'échantillonnage d'un pont ou équivalent, la bouteille doit être fixée à la perche en bois ou mise dans la cage lestée et immergée dans l'eau.

Changer de gants entre chaque site d'échantillonnage pour éviter toute contamination croisée. Mettre les gants usagés dans un sac plastique fermé et étiqueté, jusqu'à ce qu'une mise en décharge correcte soit organisée.

Échantillonnage de sédiments pour la recherche de résidus

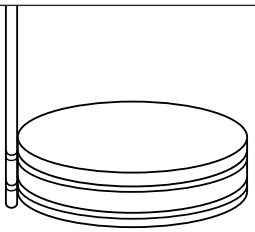
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Planchette à pince (avoir sur soi un sac plastique pour protéger la planchette en cas de pluie), fiches signalétiques pour noter les informations relatives au site d'échantillonnage, papier vierge, crayons taillés, stylos, étiquettes, ficelle, gomme, ciseaux, feutres marqueurs indélébiles, bocaux propres en verre (capacité de 500 ml) avec bouchons à vis recouverts d'aluminium ou sacs de polyéthylène solides 30 x 20 cm (ou équivalent), attaches métalliques recouvertes de plastique pour fermer les sacs, outil d'échantillonnage (écope au bout d'une perche, carottier ou équivalent), mètre pliant, bottes de caoutchouc Wellington ou cuissardes, gants de caoutchouc ou de caoutchouc nitrile, jauge de bois de 2 m, carte du site, boussole, chaîne d'arpenteur, eau propre, détergent, acétone, glacière (si disponible) ou boîte solide pour ranger les échantillons et bourrage adéquat (carton ou caoutchouc mousse) pour éviter d'endommager ou de casser les bocaux pendant le transport.

Vérifier soigneusement l'équipement avant d'aller sur le terrain. Identifier le site d'échantillonnage et repérer l'emplacement sur la carte.
Porter des vêtements de protection si l'échantillonnage est effectué dans une zone traitée avec un pesticide.

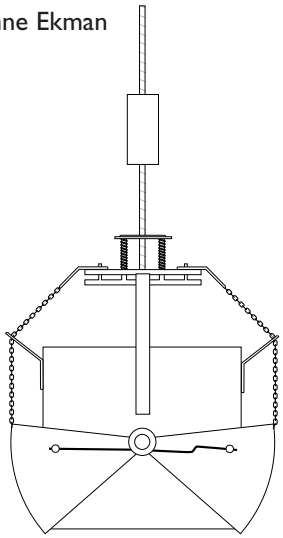
Méthode

- Entrer dans l'eau, vérifier si le niveau n'est pas trop profond à l'aide de la perche et s'assurer que l'opération peut se dérouler sans danger.
- Plonger l'outil d'échantillonnage dans le substrat pour prélever l'échantillon de sédiments. Noter la profondeur des sédiments prélevés à l'aide du mètre pliant (en cas d'utilisation de la benne Ekman, voir fiche méthodologique au chapitre 9).
- Égoutter l'eau prélevée avec l'échantillon, puis transférer l'échantillon, soit dans un bocal en verre, soit dans une feuille d'aluminium puis dans un sac de polyéthylène. La taille minimale de l'échantillon doit permettre de remplir à moitié un bocal de 500 ml. Visser le couvercle du bocal. Si l'échantillon se trouve dans un sac, fermer à l'aide d'une attache métallique. Prélever un minimum de trois échantillons répétés sur chaque point d'échantillonnage.
- Marquer les informations relatives à l'échantillonnage à l'extérieur du sac ou sur le bocal à l'aide d'un feutre marqueur indélébile.
- Placer le sac ou le bocal contenant l'échantillon dans un autre sac. Préparer une étiquette comprenant toutes les informations relatives à l'échantillon et au site et placer cette étiquette dans le sac. Fermer le sac extérieur.
- Recommencer l'opération d'échantillonnage pour obtenir un minimum de deux échantillons répétés pour chaque site identifié.
- Consigner les détails relatifs à l'échantillonnage sur la fiche signalétique (voir page 143).
- Placer le récipient contenant l'échantillon dans la boîte d'échantillons, caler avec le bourrage et s'assurer que les récipients ne bougeront pas et ne s'entrechoqueront pendant le transport.
- Entre chaque échantillon, nettoyer l'outil d'échantillonnage à l'eau et au détergent, puis à l'acétone.



Écope fixée à une perche

Benne Ekman



CONSEILS

Prélever d'abord les échantillons dans les zones témoins (non traitées).

S'il est besoin d'entrer dans l'eau pour prélever un échantillon, vérifier la profondeur à l'aide de la perche et s'assurer que l'opération peut se dérouler sans danger. Prendre garde aux crocodiles et à la bilharziose. Porter des vêtements de protection adaptés pour travailler dans l'eau.

Changer de gants entre chaque site d'échantillonnage pour éviter toute contamination croisée. Mettre les gants usagés dans un sac plastique fermé et étiqueté, jusqu'à ce qu'une mise en décharge correcte soit organisée.

Utiliser une glacière (si disponible) pour transporter les échantillons sur le terrain. Les échantillons prélevés ne doivent en aucun cas être exposés à la lumière directe du soleil ni aux fortes chaleurs.

Si possible, conserver les échantillons dans un réfrigérateur en attendant de les transporter vers un laboratoire d'analyse.

Échantillonnage de la végétation terrestre pour la recherche de résidus

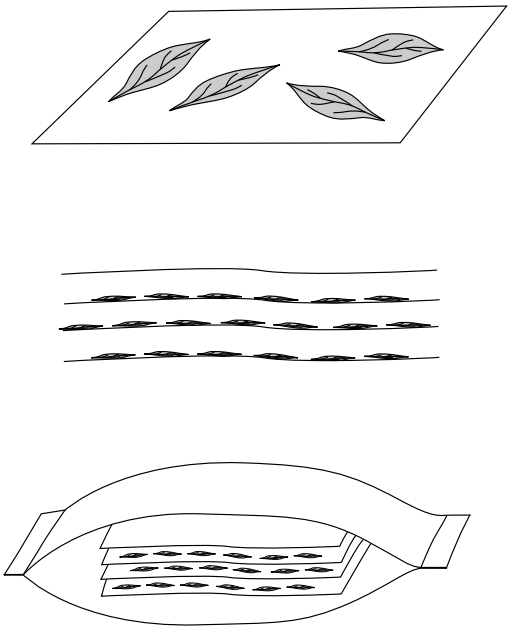
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Planchette à pince (avoir sur soi un sac plastique pour protéger la planchette en cas de pluie), fiches signalétiques pour noter les informations relatives au site d'échantillonnage, papier vierge, crayons taillés, stylos, étiquettes, ficelle, gomme, ciseaux ou canif, feutres marqueurs indélébiles, grands papiers filtres propres ou papier buvard propre, enveloppes en papier, sachets de gel de silice en tissu (à garder dans un récipient fermé avant usage), balance portable de capacité 0-100 g (si les échantillons doivent être pesés sur le terrain), gants jetables, carte du site, boussole, chaîne d'arpenteur, glacière (si disponible).

Vérifier soigneusement l'équipement avant d'aller sur le terrain.
Sélectionner le site d'échantillonnage et repérer le site sur la carte pour le retrouver facilement.
Sélectionner la végétation à échantillonner en fonction du plan d'échantillonnage décidé, il ne s'agit en général que de graminées, de feuilles cueillies sur les arbres et les buissons.
Porter des vêtements de protection si l'échantillonnage est effectué dans une zone traitée avec un pesticide.

Méthode

- Porter des gants jetables, prélever (couper la végétation à l'aide de ciseaux) et, si nécessaire, peser l'échantillon. Noter le poids et recouvrir l'échantillon de papier filtre ou de papier buvard. Il est conseillé de disposer la végétation à plat entre des feuilles de papier plutôt que de l'envelopper.
- Placer avec précaution l'échantillon dans une enveloppe en papier, de préférence sans le plier.
- Préparer une étiquette comprenant toutes les informations relatives à l'échantillon et placer l'étiquette avec l'échantillon dans l'enveloppe.
- Recopier ces informations sur l'enveloppe et sur la fiche signalétique (voir page 143).
- Placer un sachet de gel de silice dans l'enveloppe et fermer l'enveloppe sans la coller en introduisant le rabat de l'enveloppe à l'intérieur de celle-ci.
- Placer l'enveloppe dans une boîte d'échantillons ou un sac en gardant l'enveloppe à l'horizontale, afin que l'échantillon reste bien à plat entre les feuilles de papier.
- Nettoyer les ciseaux à l'eau et au détergent, puis essuyer avec de l'acétone avant de prélever l'échantillon suivant.



Disposition des échantillons

CONSEILS

Ne pas prélever de brindilles ni de branches.

Utiliser une glacière (si disponible) pour transporter les échantillons sur le terrain. Les échantillons prélevés ne doivent en aucun cas être exposés à la lumière directe du soleil ni aux fortes chaleurs.

Si possible, conserver les échantillons dans un réfrigérateur en attendant de les transporter vers un laboratoire d'analyse. À moins que le laboratoire ne l'ait spécifiquement demandé, **ne pas congeler les échantillons**.

Retirer les gants (mettre les gants usagés dans un sac plastique étiqueté et retourner au camp de base pour les jeter). Mettre une nouvelle paire avant de prélever l'échantillon suivant.

Échantillonnage de la végétation aquatique pour la recherche de résidus

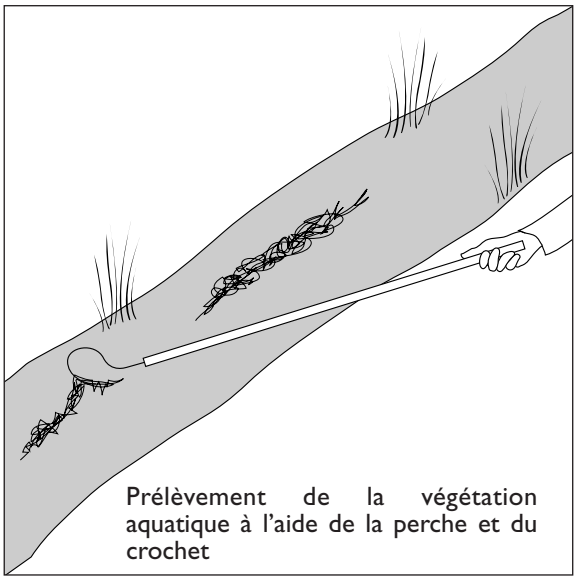
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Planchette à pince (avoir sur soi un sac plastique pour protéger la planchette en cas de pluie), fiches signalétiques pour noter les informations relatives au site d'échantillonnage, papier vierge, crayons taillés, stylos, étiquettes, ficelle, gomme, ciseaux ou canif, feutres marqueurs indélébiles, bocaux propres en verre (capacité de 250 ml) avec bouchons à vis recouverts d'aluminium ou sacs de polyéthylène solides 30 x 20 cm (ou équivalent), attaches métalliques recouvertes de plastique pour fermer les sacs, bottes de caoutchouc, gants de caoutchouc ou de caoutchouc nitrile, carte du site, boussole, chaîne d'arpenteur, perche de bois de 2 m avec un crochet à une extrémité, glacière (si disponible) ou boîte solide pour ranger les échantillons et bourrage adéquat (carton ou caoutchouc mousse) pour éviter d'endommager ou de casser les bocaux pendant le transport.

Vérifier soigneusement l'équipement avant d'aller sur le terrain. Sélectionner le site d'échantillonnage et repérer le site sur la carte pour le retrouver facilement. Porter des vêtements de protection si l'échantillonnage est effectué dans une zone traitée avec un pesticide.

Méthode

- Si la végétation choisie peut être prélevée de la rive, prendre l'échantillon à la main (porter les gants de caoutchouc nitrile) ou à l'aide de la perche et du crochet.
- Envelopper l'échantillon dans du papier filtre propre ou du papier buvard pour absorber l'excès d'eau. Si du papier filtre ou du papier buvard n'est pas disponible, utiliser des serviettes en papier. Des échantillons de celles-ci seront envoyés à un laboratoire pour vérifier si des produits présents pourraient perturber les résultats. Dans la mesure du possible, avant de commencer l'échantillonnage, procéder à une vérification analytique du caractère approprié du matériel.
- Retirer le papier et placer l'échantillon, soit dans un bocal en verre, soit dans une feuille d'aluminium puis dans un sac de polyéthylène. Fermer le bocal à l'aide du bouchon à vis ou fermer le sac à l'aide d'une attache métallique.
- Sécher l'extérieur du récipient et inscrire le numéro de code de l'échantillon.



Prélèvement de la végétation aquatique à l'aide de la perche et du crochet

- Placer le récipient dans un sac de polyéthylène. Préparer une étiquette comprenant toutes les informations relatives à l'échantillon, y compris le code de l'échantillon, et placer l'étiquette dans le sac. Fermer le sac à l'aide d'une attache métallique.
- Consigner les détails relatifs à l'échantillonnage, y compris le code de l'échantillon, sur la fiche signalétique (voir page 143).
- Nettoyer la perche et le crochet à l'eau et au détergent, puis à l'acétone avant de prélever l'échantillon suivant.

CONSEILS

S'il est besoin d'entrer dans l'eau pour prélever un échantillon, vérifier la profondeur à l'aide de la perche et s'assurer que l'opération peut se dérouler sans danger. Prendre garde aux crocodiles et à la bilharziose. Porter des vêtements de protection adaptés pour travailler dans l'eau.

Si en entrant dans l'eau pour prendre l'échantillon, les sédiments ont été agités, il faut les laisser reposer avant de prélever la végétation.

Utiliser une glacière (si disponible) pour transporter les échantillons sur le terrain. Les échantillons prélevés ne doivent en aucun cas être exposés à la lumière directe du soleil ni aux fortes chaleurs.

Si possible, conserver les échantillons dans un réfrigérateur en attendant de les transporter vers un laboratoire d'analyse.

Porter une nouvelle paire de gants propres pour chaque échantillonnage. Mettre les gants usagés dans un sac plastique fermé et étiqueté, jusqu'à ce qu'une mise en décharge correcte soit organisée.

Échantillonnage des poissons pour la recherche de résidus

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Planchette à pince (avoir sur soi un sac plastique pour protéger la planchette en cas de pluie), fiches signalétiques pour noter les informations relatives au site d'échantillonnage, papier vierge, crayons taillés, stylos, étiquettes, ficelle, gomme, ciseaux ou canif, feutres marqueurs indélébiles, bocaux propres en verre (capacité de 100 à 200 ml) avec bouchons à vis recouverts d'aluminium, sacs de polyéthylène 25 x 50 cm (ou équivalent), balance portable de capacité 0 à 100 g ou 0 à 1000 g (si le pesage sur le terrain de l'animal entier ou de ses organes est requis), solution de formol dilué (8 à 9 %) dans un récipient propre, gants de caoutchouc ou de caoutchouc nitrile, gants jetables, pinces métalliques, couteau bien aiguisé ou scalpel, coton hydrophile, feuille d'aluminium, acétone (AnalaR), glacière (si disponible) ou boîte solide pour ranger les échantillons et bourrage adéquat (carton ou caoutchouc mousse) pour éviter d'endommager ou de casser les bocaux pendant le transport.

Vérifier soigneusement l'équipement avant d'aller sur le terrain.
Sélectionner le site d'échantillonnage et repérer le site sur la carte pour le retrouver facilement.
Porter des vêtements de protection si l'échantillonnage est effectué dans une zone traitée avec un pesticide.

Méthode

- Capturer les poissons avec les méthodes appropriées (voir chapitre 10). Les échantillons peuvent également être obtenus auprès des pêcheurs locaux à condition que leurs poissons soient frais et que l'endroit et le moment de la capture soient connus avec certitude.
- Si les poissons sont suffisamment petits pour constituer un échantillon individuel, emballer chaque poisson individuellement dans une feuille d'aluminium et placer le tout dans un sac de polyéthylène. Préparer une étiquette portant toutes les informations relatives à l'échantillon et mettre l'étiquette dans le sac avec l'échantillon. Fermer le sac à l'aide d'une attache métallique (voir également point 6).
- Mettre le sac contenant l'échantillon dans un second sac de polyéthylène. Préparer une étiquette similaire à la première et mettre cette étiquette dans le sac. Fermer le sac à l'aide d'une attache métallique.
- Consigner les détails relatifs à l'échantillon sur la fiche signalétique (voir page 143).
- Emballer les échantillons dans la boîte d'échantillons.
- Si des organes ou tissus musculaires doivent être analysés, il est conseillé de les prélever au camp de base et non sur le terrain. Si la taille du spécimen rend son transport impossible, les organes et les tissus peuvent être prélevés sur le terrain et transportés au camp dans des bocaux en verre contenant une solution de formol. Peser les tissus après leur prélèvement et avant de les plonger dans le formol, consigner leurs poids.
- Les organes et les tissus provenant du même spécimen doivent être stockés dans des bocaux séparés. L'étiquette et la fiche signalétique doivent clairement mentionner ce qui a été fait.
- Fermer les bocaux. Mettre ces bocaux dans des sacs de polyéthylène et fermer les sacs pour éviter toute fuite. Chaque bocal d'échantillon doit contenir une étiquette de papier, écrite au crayon. Le sac de polyéthylène extérieur doit contenir une seconde étiquette, similaire à la première.
- Laver et rincer à l'eau tout l'équipement d'échantillonnage et de dissection. Rincer à l'acétone entre chaque échantillon.

CONSEILS

S'il est besoin d'entrer dans l'eau pour prélever un échantillon, vérifier la profondeur à l'aide de la jauge et s'assurer que l'opération peut se dérouler sans danger. Prendre garde aux crocodiles et à la bilharziose. Porter des vêtements de protection adaptés.

Si une dissection doit être effectuée, il faut s'assurer de l'absence de tout risque de contamination de l'échantillon. La dissection doit être effectuée sur une surface propre, recouverte d'un matériau de protection, comme une feuille d'aluminium. Utiliser une feuille neuve pour chaque dissection. Utiliser des gants jetables neufs pour chaque spécimen. Tous les instruments (pinces, scalpel) utilisés doivent être nettoyés à l'acétone entre chaque utilisation.

Porter des gants jetables pour effectuer la dissection et lors de la manipulation de la solution de formol. Les gants sont à usage unique et, après utilisation, ils doivent être retirés et mis dans un sac plastique fermé et étiqueté, jusqu'à ce qu'une mise en décharge correcte soit organisée.

Utiliser une glacière (si disponible) pour transporter les échantillons sur le terrain. Les échantillons prélevés ne doivent en aucun cas être exposés à la lumière directe du soleil ni aux fortes chaleurs.

Si possible, conserver les échantillons dans un réfrigérateur en attendant de les transporter vers un laboratoire d'analyse.

Échantillonnage des oiseaux et des petits mammifères pour la recherche de résidus

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Planchette à pince (avoir sur soi un sac plastique pour protéger la planchette en cas de pluie), fiches signalétiques pour noter les informations relatives au site d'échantillonnage, papier vierge, crayons taillés, stylos, étiquettes, ficelle, gomme, ciseaux ou canif, feutres marqueurs indélébiles, bocaux propres en verre (capacité de 100 à 500 ml) avec bouchons à vis recouverts d'aluminium, sacs de polyéthylène 25 x 50 cm (ou équivalent), solution de formol dilué (8-9 %) dans un récipient propre, filet pour capturer les oiseaux, filet monté sur manche ou pièges adaptés aux petits mammifères, gants de caoutchouc ou de caoutchouc nitrile, gants jetables, pinces métalliques, couteau bien aiguisé ou scalpel, balance portable de capacité de 0 à 100 g, coton hydrophile, feuille d'aluminium, acétone (AnalaR), glacière (si disponible) ou boîte solide pour ranger les échantillons et bourrage adéquat (carton ou caoutchouc mousse) pour éviter d'endommager ou de casser les bocaux pendant le transport.

Vérifier soigneusement l'équipement avant d'aller sur le terrain. Sélectionner le site d'échantillonnage et repérer le site sur la carte pour le retrouver facilement. Porter des vêtements de protection si l'échantillonnage est effectué dans une zone traitée avec un pesticide.

Méthode

- Capturer les spécimens (voir chapitres 12 et 13) et tuer les animaux avec une méthode appropriée (rapidement et sans souffrances).
- Si les animaux sont suffisamment petits pour constituer un échantillon individuel, emballer chaque spécimen individuellement dans une feuille d'aluminium et placer le tout dans un sac de polyéthylène. Préparer une étiquette portant toutes les informations relatives à l'échantillon (ne pas oublier de mentionner le sexe de l'animal) et mettre l'étiquette dans le sac avec l'échantillon. Fermer le sac à l'aide d'une attache métallique
- Mettre le sac contenant l'échantillon dans un second sac de polyéthylène. Préparer une étiquette similaire à la première et mettre cette étiquette dans le sac (voir aussi point 7).
- Consigner les détails relatifs à l'échantillon sur la fiche signalétique (voir page 143).
- Emballer les échantillons dans la boîte d'échantillons.
- Dans les climats particulièrement chauds et si aucun moyen de réfrigération n'est disponible, pratiquer sur les petits spécimens une incision de la paroi abdominale et plonger le spécimen complet dans un bocal de verre contenant du formol et fermé à l'aide d'un bouchon à vis. Mettre ensuite le bocal dans un sac de polyéthylène fermé à l'aide d'une attache métallique. Chaque bocal d'échantillon doit contenir une étiquette de papier, écrite au crayon. Le sac de polyéthylène extérieur doit contenir une seconde étiquette, similaire à la première. Dans ce cas, peser l'échantillon avant de le plonger dans le formol et consigner soigneusement le poids.
- Si des organes ou tissus musculaires doivent être analysés, il est conseillé de les prélever au camp de base et non sur le terrain. Si la taille du spécimen rend son transport impossible, et particulièrement dans les climats très chauds, les organes et les tissus peuvent être prélevés sur le terrain et transportés au camp dans des bocaux en verre contenant une solution de formol. Peser les organes et les tissus après leur prélèvement et avant de les plonger dans le formol, consigner soigneusement leurs poids
- Si une dissection doit être effectuée, il faut s'assurer de l'absence de tout risque de contamination de l'échantillon. La dissection doit être effectuée sur une surface propre, recouverte d'un matériau de protection, comme une feuille d'aluminium. Utiliser une feuille neuve pour chaque dissection. Utiliser des gants jetables neufs pour chaque spécimen. Tous les instruments (pinces, scalpel) utilisés doivent être nettoyés à l'acétone entre chaque utilisation.
- Les organes et les tissus provenant du même spécimen doivent être stockés dans des bocaux séparés. L'étiquette et la fiche signalétique doivent clairement mentionner ce qui a été fait.
- Fermer les bocaux. Mettre ces bocaux dans des sacs de polyéthylène et fermer les sacs avec une attache métallique pour éviter toute fuite.

CONSEILS

Porter des gants jetables pour effectuer la dissection et lors de la manipulation de la solution de formol. Les gants sont à usage unique. Porter des gants neufs pour manipuler chaque échantillon. Après utilisation, les gants doivent être retirés et mis dans un sac plastique fermé et étiqueté, jusqu'à ce qu'une mise en décharge correcte soit organisée.

Utiliser une glacière (si disponible) pour transporter les échantillons sur le terrain. Les échantillons prélevés ne doivent en aucun cas être exposés à la lumière directe du soleil ni aux fortes chaleurs.

Si possible conserver les échantillons dans un réfrigérateur en attendant de les transporter vers un laboratoire d'analyse.

Échantillonnage des reptiles et des amphibiens pour la recherche de résidus

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Planchette à pince (avoir sur soi un sac plastique pour protéger la planchette en cas de pluie), fiches signalétiques pour noter les informations relatives au site d'échantillonnage, crayons taillés, stylos, étiquettes, ficelle, gomme, ciseaux ou canif, feutres marqueurs indélébiles, bocaux propres en verre (capacité de 100 à 500 ml) avec bouchons à vis recouverts d'aluminium, sacs de polyéthylène suffisamment grands pour contenir le plus grand récipient prévu, attaches métalliques recouvertes de plastique, solution de formol dilué (8 à 9 %) dans un récipient propre, filet avec manche d'1 m, gants de caoutchouc ou de caoutchouc nitrile, gants jetables, pinces métalliques, couteau bien aiguisé ou scalpel, balance portable de capacité de 0 à 100 g, coton hydrophile, feuille d'aluminium, acétone (AnalaR), glacière (si disponible) ou boîte solide pour ranger les échantillons et bourrage adéquat (carton ou caoutchouc mousse) pour éviter d'endommager ou de casser les bocaux pendant le transport.

Vérifier soigneusement l'équipement avant d'aller sur le terrain. Sélectionner le site d'échantillonnage et repérer le site sur la carte pour le retrouver facilement. Porter des vêtements de protection si l'échantillonnage est effectué dans une zone traitée avec un pesticide.

Méthode

- À l'aide du filet ou à la main (porter des gants), capturer et tuer les spécimens en les assommant d'un fort coup au sommet du crâne (pour les lézards, grenouilles, petits serpents ou chéloniens).
- Peser l'échantillon et enregistrer son poids.
- Plonger le spécimen entier dans un bocal ou un récipient d'aluminium de taille appropriée contenant une solution de formol (voir point 10).
- Après 30 minutes, retirer le spécimen à l'aide des pinces métalliques (la solution de formol est dangereuse pour la peau) et inciser la paroi abdominale. Remettre le spécimen dans la solution de formol.
- Préparer une étiquette portant, écrit au crayon, toutes les informations relatives à l'échantillon et mettre l'étiquette dans le récipient. Fermer à l'aide du bouchon à vis et s'assurer de l'absence de fuites.
- Marquer toutes les informations relatives à l'échantillon sur l'extérieur du récipient à l'aide d'un feutre marqueur indélébile.
- Placer le récipient dans un sac de polyéthylène et fermer à l'aide d'une attache métallique (pour éviter toute fuite de formol).
- Consigner les détails relatifs à l'échantillonnage sur la fiche signalétique (voir page 143).
- Emballer le récipient dans la boîte d'échantillons, caler avec le bourrage et s'assurer que les récipients ne bougeront pas et ne s'entrechoqueront pas pendant le transport
- Si des organes doivent être analysés, il est conseillé de les prélever au camp de base et non sur le terrain. Si la taille du spécimen rend son transport impossible, les organes peuvent être prélevés sur le terrain et transportés au camp dans des bocaux en verre. Les organes provenant du même spécimen doivent être stockés dans des bocaux séparés. L'étiquette et la fiche signalétique doivent clairement mentionner ce qui a été fait.
- Si une dissection doit être effectuée, il faut s'assurer de l'absence de tout risque de contamination de l'échantillon. La dissection doit être effectuée sur une surface propre, recouverte d'un matériau de protection, comme une feuille d'aluminium. Utiliser une nouvelle feuille pour chaque dissection. Tous les instruments (pinces, scalpel) utilisés doivent être nettoyés à l'acétone entre chaque utilisation.

CONSEILS

Si le transport doit durer un certain temps ou si l'échantillon est transporté par avion, retirer le spécimen du formol (après une durée minimale de 48 h pour assurer sa conservation) et envelopper le spécimen dans du coton imbibé de formol. Le tout sera emballé dans une feuille d'aluminium, puis dans un sac de polyéthylène. S'assurer que toutes les informations relatives à l'échantillon soient transférées dans ce nouvel emballage. Dans la mesure du possible, utiliser les étiquettes originales. Si leur réutilisation n'est pas possible, vérifier que toutes les informations soient bien recopiées sur les nouvelles étiquettes. *Vérifier de nouveau* pour éviter tout risque d'erreur. Si le transport jusqu'au laboratoire s'effectue sur des routes en bon état et si un transport aérien n'est pas nécessaire, les échantillons peuvent rester dans la solution de formol.

Si une dissection doit être effectuée, il faut s'assurer de l'absence de tout risque de contamination de l'échantillon. La dissection doit être effectuée sur une surface propre, recouverte d'un matériau de protection, comme une feuille d'aluminium. Utiliser une feuille neuve pour chaque dissection. Utiliser des gants jetables neufs pour chaque spécimen. Tous les instruments (pinces, scalpel) utilisés doivent être nettoyés à l'acétone entre chaque utilisation.

Porter des gants jetables pour effectuer la dissection et lors de la manipulation de la solution de formol. Les gants sont à usage unique. Porter des gants neufs pour manipuler chaque échantillon. Après utilisation, les gants doivent être retirés et mis dans un sac plastique fermé et étiqueté, jusqu'à ce qu'une mise en décharge correcte soit organisée.

Échantillonnage des invertébrés pour la recherche de résidus

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Planchette à pince (avoir sur soi un sac plastique pour protéger la planchette en cas de pluie), fiches signalétiques pour noter les informations relatives au site d'échantillonnage, papier vierge, crayons taillés, stylos, étiquettes, ficelle, gomme, ciseaux ou canif, feutres marqueurs indélébiles, bocaux propres en verre (capacité 25 à 100 ml) avec bouchons à vis recouverts d'aluminium (prévoir des bouchons perforés et non perforés), sacs de polyéthylène 25 x 50 cm (ou équivalent), solution de formol dilué (8 à 9 %) dans un récipient propre, gants jetables, pinces métalliques, couteau bien aiguisé ou scalpel, coton hydrophile, glacière (si disponible) ou boîte solide pour ranger les échantillons et bourrage adéquat (carton ou caoutchouc mousse) pour éviter d'endommager ou de casser les bocaux pendant le transport.

Vérifier soigneusement l'équipement avant d'aller sur le terrain.
Sélectionner le site d'échantillonnage et repérer le site sur la carte pour le retrouver facilement.
Porter des vêtements de protection si l'échantillonnage est effectué dans une zone où un pesticide a été pulvérisé.

Méthode

- Capturer les spécimens avec les méthodes appropriées (voir chapitre 8). Placer les spécimens dans des récipients d'aluminium de taille appropriée.
- Préparer une étiquette portant toutes les informations relatives à l'échantillon et mettre l'étiquette dans le récipient avec l'échantillon. Fermer, soit avec un bouchon à vis perforé pour les insectes vivants, soit avec un bouchon à vis non perforé pour les spécimens à conserver dans le formol, à sécher ou à congeler. Étiqueter l'extérieur du récipient avec les informations requises ou le code de l'échantillon.
- Si l'échantillon est conservé dans le formol, placer le récipient contenant l'échantillon dans un sac de polyéthylène. Préparer une étiquette similaire à la première et mettre cette étiquette dans le sac. Fermer le sac à l'aide d'une attache métallique.
- Consigner les détails relatifs à l'échantillon sur la fiche signalétique (voir page 143).
- Emballer les échantillons dans la boîte d'échantillons.
- Dans les climats particulièrement chauds, pratiquer sur les spécimens les plus grands une incision de la paroi abdominale et plonger le spécimen complet dans un bocal de verre contenant du formol et fermé à l'aide d'un bouchon à vis. Placer ensuite le bocal dans un sac de polyéthylène fermé à l'aide d'une attache métallique. Chaque bocal d'échantillon doit contenir une étiquette de papier, écrite au crayon. Le sac de polyéthylène extérieur doit contenir une seconde étiquette, similaire à la première.
- Porter des gants jetables pour manipuler la solution de formol. Les gants sont à usage unique. Porter des gants neufs pour manipuler chaque échantillon
- Nettoyer l'équipement utilisé pour prélever ou manipuler les invertébrés entre chaque échantillonnage. Laver à l'eau et au détergent, rincer soigneusement à l'eau propre, puis à l'acétone.

CONSEILS

Prélever d'abord les échantillons dans les zones témoins, puis dans les zones traitées avec le pesticide.

Utiliser une glacière (si disponible) pour transporter les échantillons sur le terrain. Les échantillons prélevés ne doivent en aucun cas être exposés à la lumière directe du soleil ni aux fortes chaleurs.

Si possible, conserver les échantillons dans un réfrigérateur en attendant de les transporter vers un laboratoire d'analyse.

Mettre les gants usagés dans un sac plastique fermé et étiqueté, jusqu'à ce qu'une mise en décharge correcte soit organisée.

Nitrification des sols

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Bêche, tamis de 2 mm, 50 récipients de plastique à usage alimentaire (capacité de 500 ml) avec couvercles, feuille d'aluminium, sacs plastiques pour les échantillons de sol, entonnoirs de plastique, papiers filtres, balance portable, eau distillée, flacon souple, thermomètre (0-50 ou 100 °C), millivoltmètre, électrode de référence et électrode ionique (de détection des ions nitrate), solutions étalons, solutions tampons, feuille de polyéthylène, crayon et papier, papiers oléosensibles/hydrosensibles, feutre marqueur indélébile.

Il est nécessaire de se procurer un échantillon de sol composite, représentatif de la zone traitée. S'assurer que les types de sol et de couvert végétal soient appariés avant de creuser et de procéder à l'échantillonnage mentionné au point 1. Si plusieurs types de sols distincts se trouvent dans la zone traitée, il est recommandé de choisir le type dominant, ou, à défaut, de décider d'effectuer le test sur plus d'un type de sol.

Méthode

- Prélever 1 kg de sol de surface (à une profondeur de 0 à 5 cm) sur 10 sites de la zone qui sera traitée. Retirer la végétation et les racines avant de passer l'échantillon au tamis de 2 mm. Si l'échantillon est humide, sécher le sol à l'air jusqu'à ce qu'il puisse passer au travers du tamis. Mélanger les échantillons pour produire un échantillon composite.
- Peser des aliquotes de 100 g de sol dans 40 récipients de plastique à usage alimentaire prépesés. Fermer les couvercles. Emballer dans un sac plastique double 1 kg de l'échantillon composite de sol pour effectuer ultérieurement les mesures de texture, de pH et de capacité de rétention d'eau.
- Déterminer l'humidité du sol et sa capacité de rétention d'eau comme décrit dans les fiches méthodologiques du chapitre 5. Calculer 70 % de la capacité de rétention d'eau (capacité de rétention d'eau en g x 0,7).
- Mouiller les échantillons de sol dans les récipients de plastique à l'aide d'une solution de sulfate d'ammonium[1] pour amener un amendement azoté de 100 µg de $N\text{-}NH_4$ par gramme de poids sec de sol et porter l'humidité du sol à 70 % de la capacité sur le terrain. Peser le tout, inscrire sur le récipient le poids trouvé (sol et récipient sans le couvercle) à l'aide d'un feutre marqueur indélébile.
- Peu de temps avant la pulvérisation, placer les 40 récipients sur les sites devant être traités. Ils peuvent être positionnés entre les rangées de culture ou à découvert, si la pulvérisation est aérienne. Il est conseillé de les disposer par groupes de 4, espacés d'1 m, pour faciliter leur manipulation et la logistique de l'opération. Placer également des lames enduites d'oxyde de magnésium ou des papiers oléosensibles/hydrosensibles autour de chaque groupe de récipients.
- Juste avant la pulvérisation, retirer les couvercles de la moitié des récipients (20). Les récipients qui ont conservé leurs couvercles (20) sont les témoins et sont marqués comme tels. En l'absence d'ombre, placer des feuilles d'aluminium sur les couvercles des récipients témoins pour limiter les effets de la chaleur.
- Remettre les couvercles dès que possible après la pulvérisation pour limiter l'évaporation et ramener les échantillons au camp de base ou au laboratoire. Les lames enduites d'oxyde de magnésium et les papiers doivent porter des dépôts de gouttelettes et confirmer ainsi que les sols ont été contaminés par le pesticide (voir chapitre 4 pour le comptage des gouttelettes).
- Placer les récipients sans leurs couvercles dans une boîte en carton solide, tapissée d'une feuille de polyéthylène. Placer quelques récipients contenant de l'eau dans la boîte pour augmenter l'humidité relative. Stocker la ou les boîtes à l'ombre.
- Ajuster l'humidité du sol quotidiennement dans tous les récipients en plaçant les récipients sur une balance et en faisant couler de l'eau uniformément sur le sol jusqu'à obtenir le poids trouvé au point 4.
- Incuber les échantillons de sol pendant 50 jours maximum (en fonction de la température ambiante). Prélever quatre échantillons témoins et quatre échantillons traités à (par exemple) 0, 10, 20, 30 et 40 jours. Plus la température sera basse, plus la durée d'incubation sera longue.
- Avant d'extraire le $N\text{-}NO_3$ des sols, peser le récipient et le sol, puis mélanger à l'aide d'une spatule ou d'une cuillère. Prélever 50 g dans chacun des échantillons répétés, placer cette quantité dans un flacon avec 100 ml d'eau déminéralisée/eau distillée et secouer pendant 30 secondes. Laisser reposer pendant 30 minutes, puis secouer et laisser reposer de nouveau. Secouer et laisser reposer une troisième fois, puis prélever 10 ml du liquide surnageant et mélanger ce liquide à 10 ml de $(NH_4)_2SO_4$ 2M (solution tampon d'ajustement de force ionique ou solution ISAB[2]).Cet échantillon sera mesuré à l'aide de l'électrode ionique. S'assurer que tous les échantillons soient bien étiquetés lors de toutes les étapes.

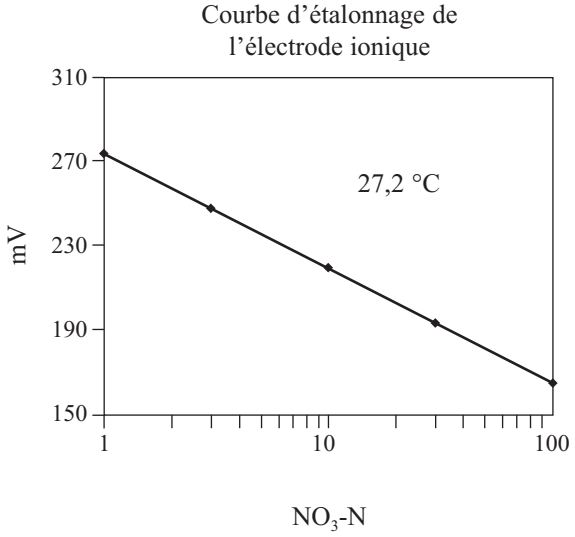
- Préparer un jeu de solutions étalons de $N\text{-}NO_3$ (de 1 à 100 ppm) pour étalonner l'électrode ionique de détection du NO_3 couplée à une électrode de référence à double jonction. Prélever 10 ml de chaque solution étalon et ajouter 10 ml de solution ISAB avant l'étalonnage. Les solutions étalons et les échantillons doivent être à la même température lors de la mesure en millivolts (si la mesure s'effectue sur le terrain, stocker les échantillons et les solutions étalons dans un bol d'eau). Lire la mesure en millivolts et tracer les résultats en mV en fonction de la concentration des solutions étalons, puis calculer le nitrate présent dans les échantillons en µg de $N\text{-}NO_3$/g de sol sec. Laver l'électrode entre chaque échantillon avec de l'eau distillée. Peu importe si la mesure diffère lors du prochain échantillonnage, qui peut se situer 10 jours plus tard, dans la mesure où *tous* les échantillons et toutes les solutions étalons sont à la même température lors des mesures.
- Refaire l'étalonnage de l'électrode pour chaque période d'échantillonnage et jeter les solutions étalons après usage, sauf si elles ont été conservées au froid.
- Faire une moyenne des résultats obtenus pour les sols témoins et les sols traités pour chaque période. Tracer sur un graphique, pour les témoins et pour les échantillons traités, la quantité cumulée de $N\text{-}NO_3$/g de sol sec en fonction du temps en jours (sur l'axe des *x*).

Note

[1] Sulfate d'ammonium pour amendement azoté: dissoudre 4,716 g de $(NH_4)_2SO_4$ sec dans 1 litre d'eau. Si 10 ml d'eau sont nécessaires pour amener 100 g d'échantillon de sol à 70 % de la capacité sur le terrain (point 3), mouiller le sol avec 10 ml de la solution de $(NH_4)_2SO_4$ procurera 47,16 mg de $(NH_4)_2SO_4$, soit 10 mg de $N\text{-}NH_4$ ou 100 µg de $N\text{-}NH_4$/g de sol.

[2] Solution ISAB: $(NH_4)_2SO_4$ 2M. Dissoudre 264 g de $(NH_4)_2SO_4$ dans 1 litre d'eau.

[3] Solution étalon de $N\text{-}NO_3$: 100 µg de $N\text{-}NO_3$ par millilitre. Peser 0,722 g de KNO_3 pur et sec puis dissoudre cette quantité dans de l'eau déminéralisée et porter la dilution à 1 litre dans une fiole jaugée. Réfrigérer (peut se garder 1 mois), sinon refaire une solution fraîche. Constituer des solutions étalons de 1, 5, 10 et 50 µg de $N\text{-}NO_3$: pipeter 0,5 ; 2,5 ; 5 et 25 ml de la solution étalon, mettre cette quantité dans des fioles jaugées de 50 ml (étiqueter les fioles), puis compléter au volume. Prendre 10 ml de chaque solution étalon, ajouter 10 ml de solution ISAB et mesurer le potentiel en mV. Tracer les résultats obtenus sur un papier millimétré à échelle semi-logarithmique pour obtenir une ligne plus ou moins droite.



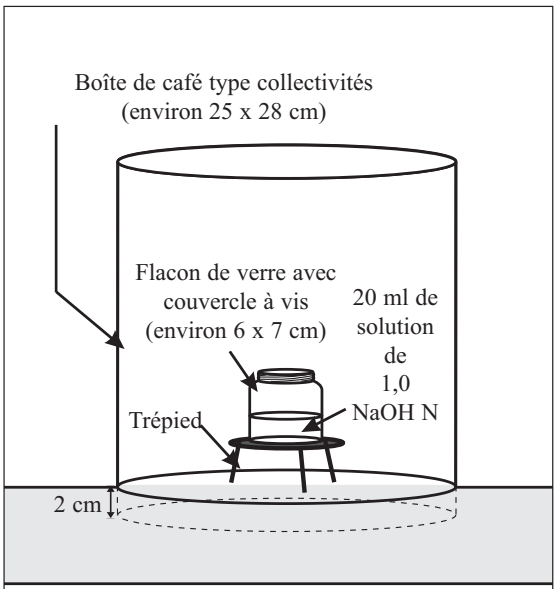
Respiration du sol (à long terme et sur le terrain)

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Sacs plastiques pour les échantillons de sol, eau distillée, flacon souple, thermomètre, boîtes de café type collectivités (environ 25 x 28 cm), bocaux en verre avec couvercles à vis étanches (6 x 7 cm), trépied métallique, hachette, feuille d'aluminium, boîtes de carton, carnet de notes, feutre marqueur indélébile, NaOH 1N.

Le chlorure de baryum est un poison, ne pas pipeter à la bouche.
Dans la mesure du possible, apparier les sites en termes de type de sol, végétation environnante et couvert végétal (voir chapitres 1 et 7).

Méthode



Mesure du CO_2

- Sélectionner, dans les zones traitées et dans les zones non traitées, 5 à 10 sites appariés pour la mesure à long terme de la respiration du sol[1].
- Une fois sur le terrain (jamais à l'avance), pipeter avec soin (utiliser une poire de prélèvement) 20 ml de NaOH 1N dans un flacon en verre placé sur un trépied métallique isolant le flacon du sol d'environ 2 cm (voir schéma). Recouvrir le flacon avec la boîte de café et enfoncer la boîte dans le sol d'environ 2 cm. Si l'emplacement est exposé à la lumière directe du soleil, prévoir un abri de branches et de feuillages ou placer sur la boîte de café un carton recouvert d'une feuille d'aluminium. Noter l'heure et donner au site un numéro. Consigner ces informations dans un carnet de notes.
- Au même moment, placer deux flacons contenant du NaOH dans des boîtes de café identiques, mais fermées (les couvercles en plastique sont en général suffisants mais une meilleure étanchéité peut être obtenue en formant un cordon de graisse silicone sur le bord des couvercles). Exposer ces récipients aux mêmes conditions: ils serviront de témoins lors de la mesure du dioxyde de carbone dégagé en indiquant la quantité de CO2 présente initialement dans les boîtes.
- Au bout de 24 h, soulever avec précaution les boîtes du sol et récupérer le flacon contenant le NaOH. Fermer à l'aide d'un couvercle étanche et numéroter le flacon (pas le couvercle) à l'aide d'un feutre marqueur indélébile. Consigner le temps d'exposition. Ranger les récipients pour les transporter au camp de base ou au laboratoire.
- Réinstaller le dispositif de mesure à une courte distance des sites précédents pour poursuivre le suivi sur une période déterminée, par exemple 1, 2, 3, 5, 10, 20 et 30 jours après la pulvérisation.
- À l'aide d'une pipette Pasteur, ajouter une quantité suffisante de $BaCl_2$ 3N à la solution de NaOH pour précipiter le $BaCO_3$ (précipité blanc), puis ajouter quelques gouttes de phénolphtaléine (indicateur coloré). Titrer lentement le NaOH avec le HCl 1N tout en agitant *doucement* le récipient. Prendre garde à ce que les gouttes d'acide ne touchent pas le précipité (le précipité de $BaCO_3$ ne doit pas se dissoudre). Noter le point de titrage quand l'indicateur change de couleur.
- Calculer le dioxyde de carbone dégagé par le sol à l'aide de la formule suivante:

$$\text{mg } CO_2 = \frac{\text{(ml de HCl titré dans les boîtes fermées - ml de HCl titré dans les boîtes exposées au sol)}}{\text{1 (normalité de l'acide) x 22 (poids équivalent de } CO_2\text{)}}$$

$$\text{Puis convertir en mg de } CO_2 \text{ m}^{-2} \text{ h}^{-1} = \frac{\text{mg de } CO_2 \text{ x 10,000 cm}^2}{\text{superficie de sol couverte par la boîte (cm}^2\text{) x heures d'exposition}}$$

- Calculer le taux moyen de respiration (+/-SE) pour les échantillons répétés et tracer la quantité de dioxyde de carbone dégagé en fonction du temps (*axe des x*).

CONSEILS

[1] Lors du choix des sites, s'assurer de bien prendre des zones de terrain similaires, dépourvues de racines d'arbres, de graminées ou autre végétation (dans les zones cultivées, se placer entre les plants), de termitières ou de fourmilières. Ne pas répéter l'échantillonnage au même endroit dans un intervalle de temps réduit.

Réactifs:

NaOH N: Dissoudre 40 g de NaOH dans 500 ml d'H_2O et diluer pour obtenir 1 litre

HCl N: Dissoudre 83 ml d'HCl concentré (37 %) dans 1 litre d'H_2O

$BaCl_2$ 3N (poison): Dissoudre 31 g de $BaCl_2$ anhydre dans 100 ml d'H_2O

Phénolphtaléine: 1 g dans 100 ml d'éthanol à 95 %.

Transporter tous les réactifs dans des récipients offrant toutes les conditions de sécurité (le plastique est recommandé). Vérifier les couvercles!

Respiration du sol (méthode semi-continue)

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Bêche, tamis de 2 mm, 50 récipients de plastique à usage alimentaire (capacité de 500 ml) et couvercles, feuille d'aluminium, sacs plastiques pour les échantillons de sol, balance portable (200 g), eau distillée, flacon souple, thermomètre, tamis de 0,5 mm ou paille prépesée, tubes de Dräger (0,02 à 0,3 % CO_2) et soufflet, couvercle modifié pour les mesures, feutre marqueur indélébile, chronomètre ou montre chronomètre.

Il est nécessaire de se procurer un échantillon de sol composite, représentatif de la zone traitée. S'assurer que les types de sol et de couvert végétal soient appariés avant de creuser et de procéder à l'échantillonnage mentionné au point 1. Si plusieurs types de sols distincts se trouvent dans la zone traitée, soit choisir le type dominant, soit décider d'effectuer le test sur plus d'un type de sol.

Méthode

- Prélever 1 kg de sol de surface (à une profondeur de 0 à 5 cm) sur 10 sites de la zone qui sera traitée. Mélanger les échantillons et retirer la végétation et les racines avant de passer l'échantillon au tamis de 2 mm. Si l'échantillon est humide, sécher le sol à l'air jusqu'à ce qu'il puisse passer au travers du tamis.
- Peser des aliquotes de 100 g de sol dans 40 récipients de plastique à usage alimentaire prépesés. Fermer les couvercles.
- Emballer dans un sac plastique double 1 kg de sol pour effectuer ultérieurement les mesures de texture et de pH (voir fiches méthodologiques au chapitre 5) soit sur le terrain, soit au laboratoire.
- Déterminer l'humidité du sol et la capacité de rétention d'eau comme indiqué dans les fiches méthodologiques au chapitre 5. Calculer 70 % de la capacité de rétention d'eau (capacité de rétention d'eau en g x 0,7).
- Ajouter à chaque aliquote de sol 0,5 g d'amendement organique sec (par exemple de l'herbe sèche – voir page 154, chapitre 7) broyé pour passer au travers d'un tamis de 0,5 mm. Mélanger soigneusement.
- Amener l'humidité du sol à 70 % de la capacité sur le terrain en versant doucement de l'eau distillée. Peser le tout, inscrire sur le récipient (pas sur le couvercle) le poids trouvé (sol et récipient) à l'aide d'un feutre marqueur indélébile.
- Peu de temps avant la pulvérisation, placer les 40 récipients sur les sites devant être traités. Ils peuvent être disposés par groupes de 4 ou répartis sur la zone à traiter. Placer des papiers oléosensibles/hydrosensibles autour de chaque récipient pour estimer le dépôt de pesticide. Juste avant la pulvérisation, retirer les couvercles de la moitié des récipients. Les récipients avec un couvercle sont les témoins. Si les récipients sont en plein soleil, placer une feuille d'aluminium sur les couvercles des témoins pour limiter les effets de la chaleur.
- Remettre les couvercles dès que possible après la pulvérisation pour limiter l'évaporation et inscrire « traité » sur les récipients soumis à la pulvérisation. Transporter les échantillons au camp de base ou au laboratoire.
- Prélever les papiers oléosensibles/hydrosensibles sans toucher leur surfaces (voir au chapitre 4 la méthode de comptage des gouttelettes).
- Ouvrir ou retirer les couvercles (pour permettre les échanges d'air), puis placer les récipients dans une boîte de carton solide tapissée d'une feuille de polyéthylène pour réduire l'évaporation (incubateur). Placer quelques récipients contenant de l'eau dans la boîte pour augmenter l'humidité relative. Stocker la ou les boîtes à l'ombre.
- Ajuster l'humidité du sol dans tous les récipients tous les deux jours en plaçant les récipients sur une balance et en faisant couler de l'eau uniformément sur le sol jusqu'à obtenir le poids trouvé au point 6. Incuber les échantillons de sol pendant 30 jours maximum et mesurer, à la même heure chaque jour, le dioxyde de carbone dégagé après 1, 5, 10, 20 et 30 jours (environ).
- Pour mesurer le dioxyde de carbone, sortir un récipient de l'incubateur, peser le récipient pour calculer son taux d'humidité et fixer un couvercle percé d'ouvertures (voir schéma) permettant de mesurer la température du sol et d'aspirer l'air à la surface du sol dans un tube Dräger d'analyse de gaz. Fixer le tube de plastique sur le soufflet et pomper 1 litre d'air (10 impulsions) avant de casser l'embout de verre (soigneusement) d'un tube Dräger à 0,02-0,3 % de dioxyde de carbone. Fixer le tube de plastique sur l'extrémité cassée du tube Dräger et l'autre extrémité sur le soufflet. **Astuce:** *Il est possible de relier deux récipients à l'aide d'un T en verre si deux couvercles modifiés ont été préparés. Cette manipulation permet d'augmenter les concentrations de dioxyde de carbone quand le taux de respiration du sol est faible naturellement.*
- Faire passer l'air dans le tube en comprimant *à fond* le soufflet 20 fois et en le relâchant à fond 20 fois (2 litres), à l'aide du chronomètre, noter la durée entre le début et la fin de l'expérience et lire le pourcentage de dioxyde de carbone en fonction de la couleur relevée sur le tube. Remettre à zéro le compteur de la pompe, remettre le tube en place et procéder de même avec les autres récipients.

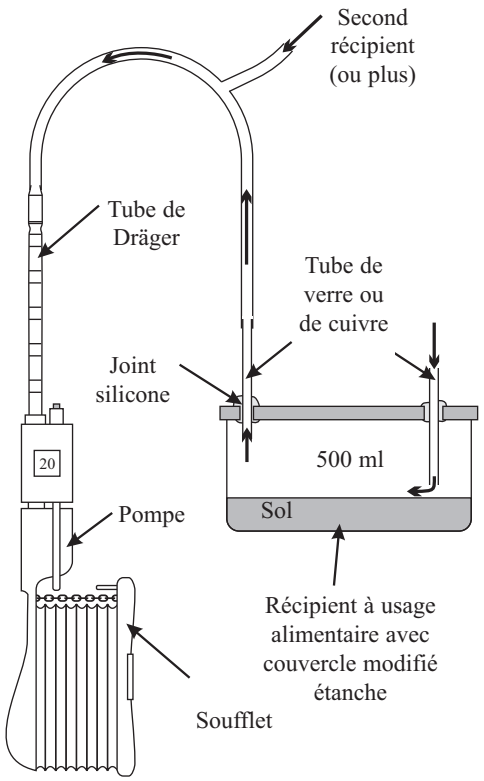
- Tous les deux ou trois échantillons, ajuster un nouveau tube Dräger et mesurer la concentration ambiante en dioxyde de carbone et la température de l'air (à environ 1 m de hauteur). Mesurés à cette fréquence, l'air ambiant et l'air aspiré sont sensiblement à la même température.
- Calculer le taux de respiration du sol dans chaque récipient à l'aide de la formule:

$$\frac{\%\text{ en volume de } CO_2 \text{ dans l'échantillon} - \%\text{ en volume de } CO_2 \text{ dans l'air} \times \text{volume d'air aspiré} \times 3600}{100 \times \text{temps nécessaire pour aspirer l'air (s)} \times \text{g de sol sec}} = \text{ml } CO_2 \text{ g de sol sec}^{-1} h^{-1}$$

- Effectuer les corrections pour la température et la pression:

$$\frac{\text{ml } CO_2 \text{ g de poids}^{-1}\ h^{-1} \times 101{,}3 \times 273}{101{,}3 \times (273 - \text{température du sol})}$$

- Une fois les corrections de température et de volume effectuées, multiplier par 1,96 pour obtenir le taux de respiration en mg^{-1} de CO_2 g de sol sec h^{-1}.
- Calculer, pour chaque période de mesure de la respiration, le taux moyen de respiration et l'erreur type pour quatre échantillons traités et quatre échantillons non traités (échantillons répétés). Tracer les résultats en fonction du temps (axe des *x*).



Mesure de la respiration du sol (méthode semi-continue)

Estimation de l'activité des lombrics

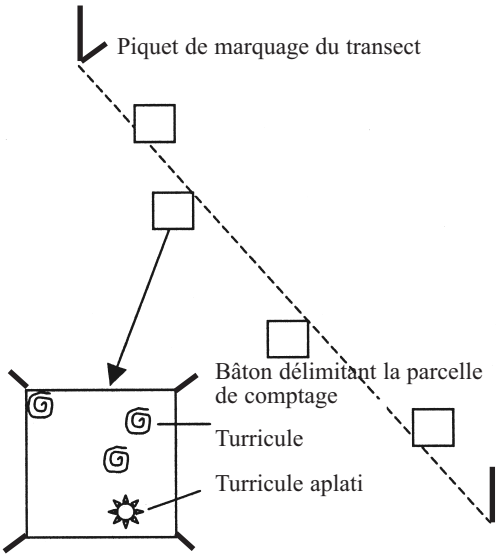
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Déplantoir ou bêche, chaîne d'arpenteur, ficelle (50 m), crayon et papier, sacs plastiques, flacons de plastique, table de nombres aléatoires ou machine à calculer.
Standardiser les heures pendant lesquelles sont effectués les comptages.

MÉTHODE DU TRANSECT

Méthode

- Identifier les transects possibles dans les zones traitées et non traitées, en considérant la facilité d'accès, les zones de végétation similaire, la pente et les habitats pour obtenir des transects appariés. Les longueurs des transects sont déterminées par la superficie des zones de culture, mais une longueur de 10 à 20 m est en général acceptable en zone cultivée.
- À l'aide de la chaîne d'arpenteur ou de la ficelle, tracer une ligne droite, en choisissant au hasard le départ des transects.
- Sélectionner, à des intervalles aléatoires le long du transect, 5 à 10 parcelles d'1 m^2 pour compter les turricules de lombrics (excréments rejetés à la surface et formant de petits tas). Utiliser la table de nombres aléatoires ou une machine à calculer. Ensuite, mesurer et délimiter clairement les zones d'échantillonnage à côté du transect à l'aide de ficelle ou de bâtons (pour éviter de marcher dessus).
- Compter le nombre de turricules dans la zone d'échantillonnage et, si différents types de turricules sont identifiables, compter le type de turricule. Noter les chiffres obtenus en fonction de leur position le long du transect. Consigner également l'heure et les conditions météorologiques.
- Retirer ou aplatir les turricules à l'aide du déplantoir après les avoir comptés.
- Compter de nouveau les turricules à des intervalles allant de tous les 2 jours à toutes les semaines.
- Après les dénombrements, prélever de petits échantillons de sol (200 g) des parcelles. Garder ces échantillons dans des sacs plastiques fermés et étiquetés pour effectuer ultérieurement des mesures de pH et d'humidité.



Transect (le schéma n'est pas à l'échelle)
Disposition des quadrats d'1 m^2 le long d'un transect de 10 à 20 m

MÉTHODE DES QUADRATS

Méthode

- Si la végétation ou l'espacement des cultures le permettent, tirer à pile ou face l'emplacement de 10 quadrats de 0,25 ou 0,5 m^2 dans les zones traitées et non traitées. Puis suivre la même procédure à partir du point 4 de la méthode du transect.

CONSEILS

Option: s'il est prévu d'effectuer une longue série d'observations (par exemple, pendant une saison complète), prélever et peser les turricules (poids sec du sol) pour déterminer le taux de renouvellement du sol.

Déterminer les intervalles d'échantillonnage en fonction de l'acuité relative de l'effet du pesticide sur les turricules.

Exprimer les résultats sous forme de la moyenne des turricules avec erreur type par m^2 et par jour (ou autre intervalle de temps adapté). Effectuer des tests statistiques pour comparer les différences enregistrées entre les sites contaminés (traités) et les sites non contaminés (non traités).

Tracer sur le même graphique le nombre de turricules en fonction du temps et de l'humidité du sol en pourcent.

Estimation de la population de lombrics

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Tarière, déplantoir ou bêche, chaîne d'arpenteur, formol à 40 %, crayon et papier, gants de caoutchouc, sacs plastiques, flacons de plastique.

Consulter le chapitre 3 sur la manière de manipuler le formol en toute sécurité.

ARROSAGE AU FORMOL

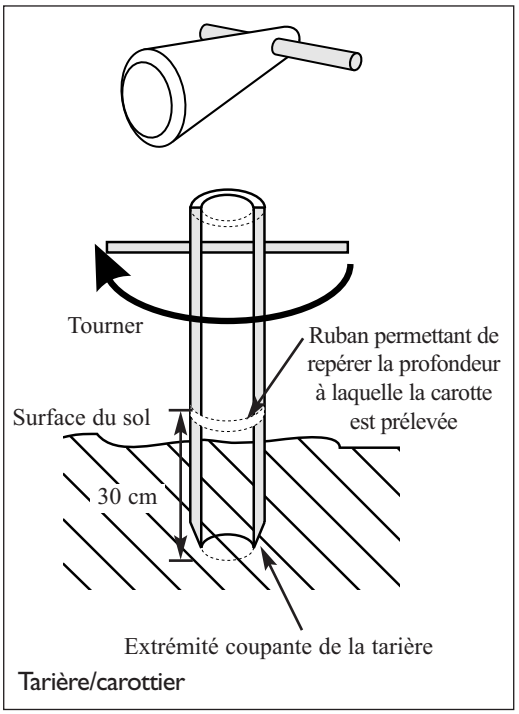
Méthode

- Délimiter entre 5 et 10 parcelles d'échantillonnage dans les zones traitées et non traitées. La taille de ces parcelles doit être d'environ 0,05 m^2: la taille n'est pas un facteur critique, mais il est capital de standardiser cette taille d'une parcelle à l'autre. Il est possible d'utiliser un cylindre de section similaire à la superficie de la parcelle pour marquer le sol aux endroits choisis. Dans chaque zone à échantillonner, prélever environ 200 g de sol à l'aide du déplantoir, emballer ce sol dans un sac plastique pour en déterminer le pH et l'humidité, soit sur le terrain, soit ultérieurement au laboratoire.
- Préparer la solution de formol en prenant toutes les précautions requises (porter des gants de caoutchouc et ne pas éclabousser le produit sur la peau). Verser 20 ml de formol à 40 % dans 4 litres d'eau (ou 25 ml dans 5 litres, 50 dans 10 litres, etc.), puis mélanger. Prélever 300 ml de cette solution à l'aide d'une boîte de conserve ou d'une éprouvette graduée et verser le formol dilué de manière uniforme sur chaque parcelle délimitée.
- Prélever les lombrics qui sortent de la terre. Le temps mis par les vers pour sortir de terre varie avec l'humidité du sol, la densité en lombrics et leur proximité de la surface: prélever à des intervalles réguliers (ex: 15 à 30 min dans les sols humides et riches en matières organiques). Mettre les lombrics dans un flacon de plastique étiqueté avec le nom du site et le numéro d'échantillon, puis ajouter quelques millilitres de la solution de formol pour les conserver, si la suite des opérations n'est pas effectuée sur le terrain.
- Répéter l'arrosage après que les lombrics ont cessé de sortir pour prélever ceux enfouis plus profondément dans le sol, particulièrement dans les sols secs. Effectuer l'échantillonnage des populations de lombrics tous les 10 à 14 jours, particulièrement si le suivi concerne des pesticides rémanents, comme le DDT, ou des produits entraînant la stérilisation de sol. Éviter d'effectuer l'arrosage sur des endroits qui ont déjà subi ce type d'échantillonnage.
- Trier et compter les lombrics par morpho-espèces (demander ultérieurement l'aide d'un taxonomiste). Mettre en correspondance les dénombrements et la superficie échantillonnée.

CAROTTAGES DE SOL

Méthode

- Effectuer à l'aide d'une tarière en acier, dans les zones traitées et non traitées, 15 à 20 carottages de sol à une profondeur d'environ 30 cm. Prélever les carottes aléatoires dans un site d'échantillonnage.
- Sortir l'échantillon de la tarière pour le mettre dans un sac plastique si le tri ne s'effectue pas sur le terrain. Mettre dans le sac une étiquette en papier écrite au crayon et portant le nom du site, le numéro de la carotte, la date, etc.
- Trier l'échantillon de sol à l'œil nu après l'avoir mis sur un plateau: trier les lombrics par morpho-espèces avant de les compter ou de les peser. Mettre en correspondance les dénombrements et le volume (densité) de sol échantillonné.
- Répéter les estimations de population tous les 10 à 14 jours.



Tarière/carottier

CREUSAGE DE TROUS

Méthode

- Creuser des trous est une alternative au carottage. Délimiter 10 parcelles aléatoires de 25 x 25 cm dans chaque zone traitée et non traitée et creuser le sol à l'aide d'un déplantoir ou d'une bêche à une profondeur de 30 cm (ou comme nécessaire). Mettre le sol ainsi prélevé dans des sacs plastiques. Étiqueter comme indiqué au point 3 de la méthode par arrosage au formol.

- Trier l'échantillon de sol à l'œil nu après l'avoir mis sur un plateau blanc. Compter les lombrics en fonction de leur type. Exprimer le résultat sous forme de la densité (volume de sol ou surface).
- Déterminer le pH et l'humidité du sol sur l'un des échantillons mis en sac.
- Répéter les estimations de population tous les 10 à 14 jours.

CONSEILS

Il est possible de fabriquer une tarière à partir d'un tuyau en acier de 4 à 6 cm en aiguisant la partie destinée à pénétrer le sol. Cependant, une tarière d'un diamètre supérieur (+ de 10 cm) est préférable.

L'arrosage au formol tue la végétation, cette méthode est à utiliser avec précaution entre les cultures.

Ne pas jeter le reste de la solution au formol dans les mares ou les cours d'eau.

Quand les sols sont secs, il est nécessaire de traiter des superficies plus grandes (1 m^2) avec 10 litres de solution. Peu après l'échantillonnage (dans les 1 à 2 jours), déterminer le pH et la teneur en humidité du sol sur l'un des échantillons mis en sac.

Couvert algal

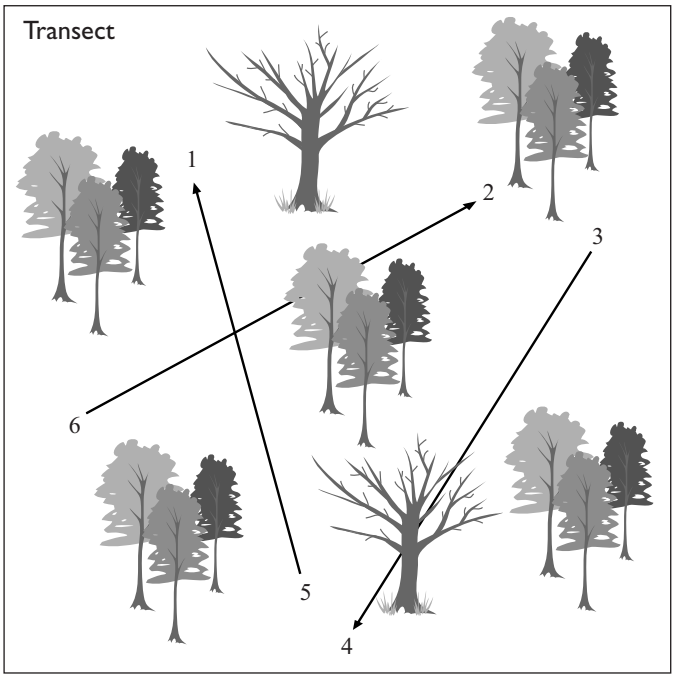
À RETENIR

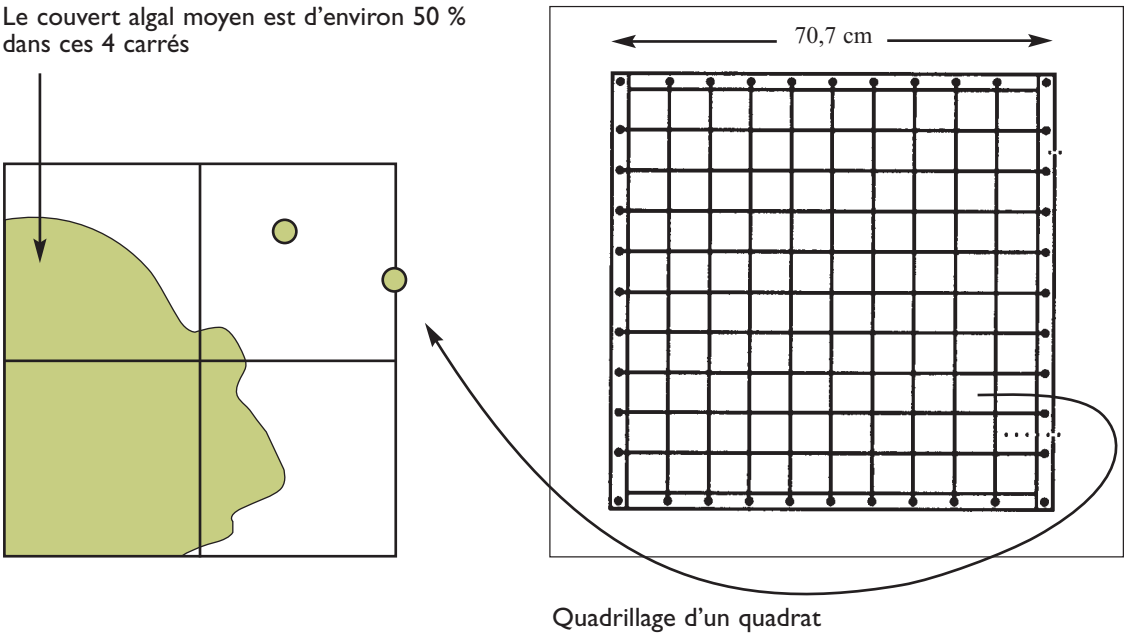
ÉQUIPEMENT: Quadrat, chaîne d'arpenteur, ficelle (50 m), crayon et papier, sacs plastiques.

Transects: numéroter les extrémités des transects (il peut y en avoir plus que les 3 mentionnés sur le schéma).
À l'aide de la table de nombres aléatoires ou en tirant des numéros dans un sac, déterminer par quel transect et par quelle extrémité commencer. Les points d'arrêt peuvent également être choisis de façon aléatoire à l'aide de la table, en affectant une distance en mètres à parcourir à pied entre les points.

Méthode

- Identifier les transects possibles dans les zones traitées et non traitées, en considérant la facilité d'accès, les zones de végétation similaire, l'ombrage et les habitats. Une distance de 20 à 100 m est généralement admise pour les transects en zones boisées et les herbages. Numéroter quelques points de départ et sélectionner l'emplacement où commencer l'opération avec la table de nombres aléatoires. À l'aide de la chaîne d'arpenteur ou de la ficelle, tracer une ligne droite et marquer le trajet avec des bâtons (si la ficelle est plus courte que le transect).
- Marcher le long du transect en s'arrêtant à 10 intervalles choisis de façon aléatoire pour positionner un quadrat d'1 m ou de 0,5 m^2 à droite du transect. Idéalement, diviser le quadrat en 100 carrés à l'aide de bâtons et de fils de nylon (voir schéma).





Quadrillage d'un quadrat

- Estimer et consigner les superficies relatives des parties à découvert et des zones ombragées par la canopée et les buissons sur les transects (voir fiches méthodologiques au chapitre 5).
- Estimer le couvert algal sur le sol à l'aide de la grille : sur les sols sableux, les algues forment des zones vert foncé ou noires. En savane herbacée découverte, les algues poussent juste en dessous de la surface des sols sableux, révélées par des taches brun clair ou brun foncé.
- Exprimer les résultats du pourcentage de couvert sous forme d'histogrammes.
- Ramener des échantillons au laboratoire dans un sac plastique pour confirmer la présence d'algues après examen au microscope. Mouiller et laisser l'échantillon à la lumière pendant un jour ou deux avant de préparer une lame d'observation. Étaler une mince couche d'algue sur une lame, poser dessus une lamelle et observer sous un microscope à fort grossissement. Si les algues ne peuvent être facilement identifiées, demander l'aide d'un botaniste ou d'un microbiologiste spécialiste du sol. Il n'est pas nécessaire d'identifier les espèces.

Décomposition microbienne – Méthode des sacs de débris végétaux

À RETENIR

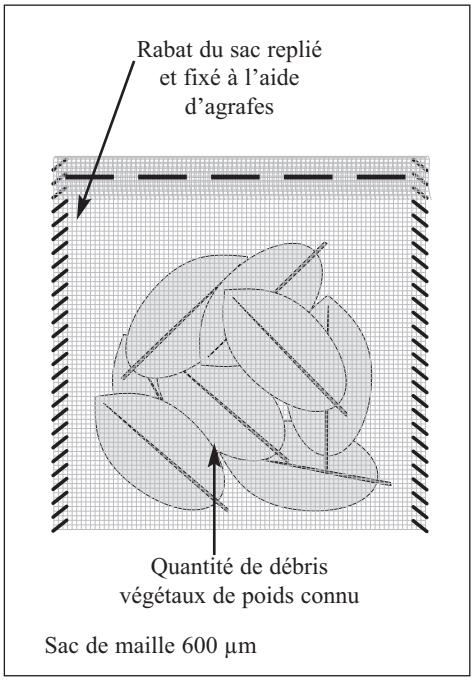
ÉQUIPEMENT: Sacs de débris végétaux, fil de fer, pinces, bêche, pioche, carnet de notes, crayon, étiquettes, sacs plastiques épais, chaîne d'arpenteur, feutre marqueur indélébile, peinture et pinceau, fanions ou piquets pour le balisage.

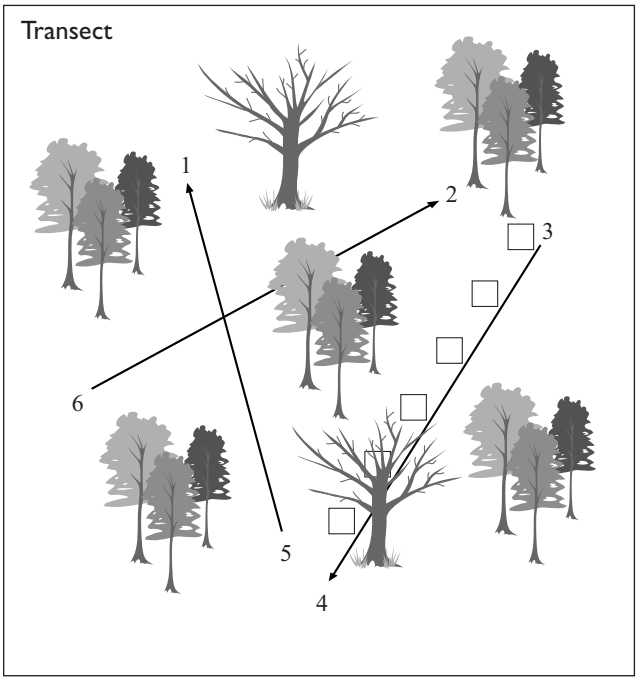
AVANT L'OPÉRATION DE SUIVI

- Coudre un jeu de sacs plastiques en mailles (50 exemplaires par taille de maille, voir schéma) en laissant une extrémité ouverte. Sélectionner les mailles pour correspondre aux gammes décrites au paragraphe « Sacs de débris végétaux » (voir chapitre 8), soit environ 4 mm, 600 µm et 10 µm.
- Prélever de la litière de feuilles fraîchement tombées (si disponible) dans une zone non traitée, après s'être assuré que la végétation est représentative de celle trouvée en zone traitée. Sécher les feuilles à l'air ou à l'étuve (60 °C) jusqu'à obtenir un poids constant. Retirer les tiges et mettre dans les sacs en mailles 3 g de feuilles sèches. (Si la durée entre l'alerte et le suivi est trop courte, il est possible d'utiliser des feuilles fraîches et de mesurer plus tard le poids sec.) Remplir au moins 20 sacs de chaque taille de mailles pour chaque zone traitée et non traitée. Coudre ou agrafer le côté ouvert.

Méthode

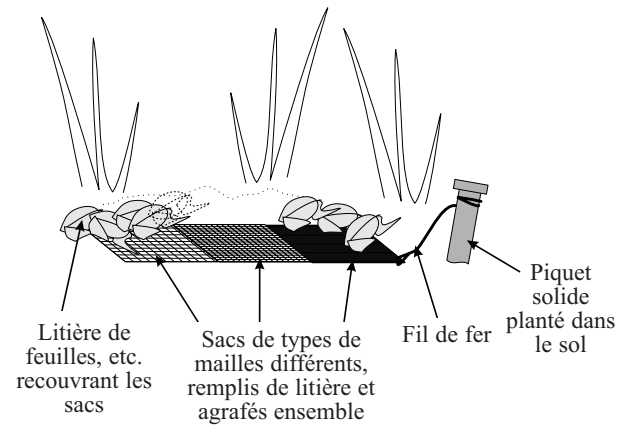
- Sélectionner 5 sites pour positionner les sacs dans les zones traitées et 5 sites dans les zones non traitées, en appariant grossièrement les types de végétation. Utiliser la table de nombres aléatoires pour choisir les emplacements où enfouir horizontalement sur chaque site 4 sacs de chaque taille de mailles, à une profondeur de 1 à 3 cm. Disposer les sacs assez proches les uns des autres mais sans les faire se chevaucher (total de 120 sacs). Remettre le sol au-dessus des sacs. Il est également possible de former des fentes dans le sol avec la bêche, d'insérer les sacs verticalement dans ces fentes, puis de tasser le sol par-dessus. Pour estimer le taux de décomposition, enterrer des sacs supplémentaires à proximité, mais non dans les mêmes trous ou fentes que les autres sacs pour éviter de les déranger lorsque les sacs témoins seront déterrés (voir ci-dessous).
- Repérer soigneusement la position des sacs dans le sol: à l'aide d'une chaîne d'arpenteur, mesurer la distance entre chaque sac et un repère naturel (marquer les rochers ou les arbres à la peinture). Dans les zones d'herbages découverts, planter des piquets ou former des piles de cailloux (mais ils risquent d'être enlevés), un GPS permettra de retrouver facilement les emplacements.
- Laisser les sacs de débris végétaux en place pendant 2 à 3 mois dans les zones humides et cultivées (ou lors de la saison des pluies) et pendant 2 ans dans les environnements semi-arides. **Astuce:** *Déterrer quelques-uns des sacs de débris végétaux supplémentaires à des intervalles de temps définis pour estimer le taux de décomposition.*





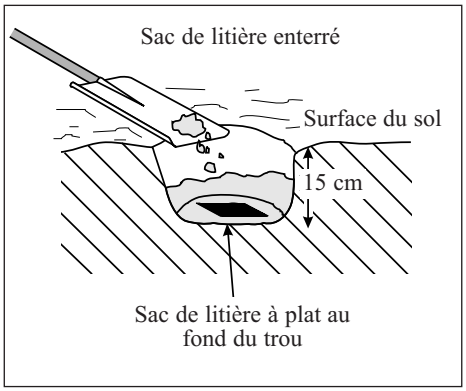
- À des moments définis, localiser les emplacements et creuser une tranchée peu profonde autour de la zone, laissant suffisamment d'espace autour des sacs enterrés pour éviter de les endommager avec la bêche ou la pioche. Enlever le sol avec précaution, jusqu'à ce que le sac apparaisse. Retirer les sacs du sol (aussi vite que possible, si cette étape comprend également une étude des invertébrés) pour les mettre dans un sac plastique étiqueté et fermé par un nœud ou une attache métallique. Indiquer sur chaque sac plastique le numéro du site, le numéro du sac de litière, la taille des mailles et la date du prélèvement. Mettre également à l'intérieur du sac une étiquette écrite au crayon portant les mêmes informations.

Sacs de litière fixés à un piquet



- Traiter les sacs de litière dès que possible. Essuyer le sol adhérant à l'extérieur des sacs de litière, puis sécher le contenu des sacs au soleil jusqu'à obtenir un poids constant (si l'opération se déroule au camp de base, prévoir un jour en plein soleil) avant de remettre les débris végétaux dans leurs sacs respectifs. Ne pas mélanger les étiquettes. Si l'opération se déroule au laboratoire, sécher à l'étuve à 60 °C jusqu'à obtenir un poids constant, puis passer le contenu des sacs au tamis de 0,5 mm pour séparer les matières organiques restantes. Retirer et jeter les racines qui ont pu pousser dans les sacs. Secouer la litière dans le tamis sans appuyer, car les fins débris organiques passent facilement au travers du tamis. Sécher à l'étuve la matière organique retenue par le tamis à 105 °C pendant 12 h pour enlever toute trace d'humidité. Faire refroidir, passer au dessiccateur et peser la litière. Procéder de la même manière avec la litière séchée au soleil.
- Soustraire le poids sec de matière organique obtenu du poids sec de matière à l'origine et exprimer la différence en pourcentage de matière dégradée.

Sac de litière enterré



CONSEILS

Si des sacs à grandes mailles sont utilisés (>10 µm), consulter le paragraphe Sacs de débris végétaux au chapitre 8 pour prendre en compte l'activité des invertébrés.

Filet-fauchoir

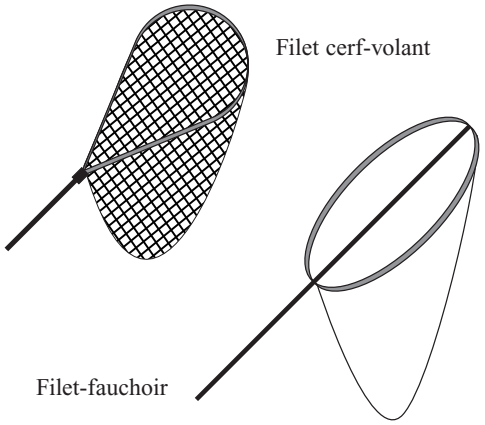
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Filet-fauchoir ou filet à papillons, sacs de réserve pour le filet; montre ou montre-chrono; sacs plastique; feutre marqueur indélébile; seau, boîte ou panier; fanions repères; insecticide pyréthrinoïde en bombe; carnet.

Vérifier que le filet ne soit ni troué ni déchiré, et le réparer avant de partir sur le terrain. Parcourir les transects à heures fixes dans la journée (par ex: de 10h00 à 12h00).
Balayer avec le filet un minimum de 10 transects par zone de traitement. Sélectionner les sites d'échantillonnage à l'aide de tables de nombres aléatoires.

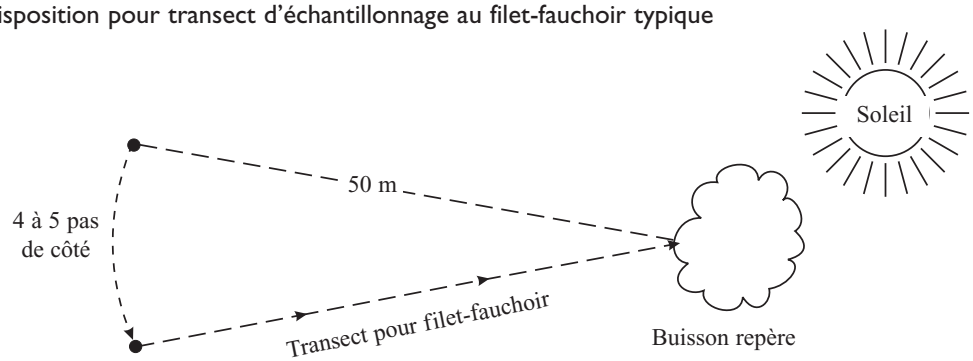
Méthode

- Inscrire sur le sac en plastique le nom du site et/ou son numéro, la date et l'heure et le nom de l'échantillonneur à l'aide d'un feutre indélébile.
- Sur le site, s'assurer qu'il n'y a pas de trous ni de déchirures dans le filet, et que les joints du cadre sont correctement serrés.
- Choisir un repère convenable. (par ex. un buisson ou une termitière) ou enfoncer un bâton ou un fanion dans le sol et parcourir une distance déterminée à partir du repère (par ex. 50 m). Sinon, respecter une durée de fauchage fixe (par ex. 3 min) ou un nombre fixe de fauchages (par ex. 50 ou 100).
- Faire 4 ou 5 pas d'un côté avant de retourner vers le repère, tout en balayant avec le filet en avançant.
- Marcher à une vitesse constante et régulière, en passant plusieurs fois le filet d'un côté et de l'autre dans la végétation (de façon à lui faire parcourir environ 1 m de chaque côté) jusqu'à ce que vous atteigniez le repère. Rester constant en ce qui concerne la hauteur de vos passages dans la végétation, leur force et leur vitesse dans tout le transect.
- Au bout de chaque transect, refermer le filet sur lui-même pour empêcher toute évasion et/ou fermer avec une pince aussi près du cadre que possible pour laisser aux prises toute liberté de mouvement dans le reste du sac.
- Il faudra transvaser les prises dans un sac plastique et le nouer pour conserver les prises jusqu'à ce qu'elles puissent être triées, identifiées et comptées. **A noter:** *un petit peu d'insecticide pyréthrinoïde en bombe pourra être utilisé pour assommer les captures et permettre un transfert aisé à un sac plastique.*
- Noter toute information importante: conditions météorologiques inhabituelles, (vent de forte vitesse, pluie, etc), une période d'échantillonnage plus longue, type de végétation, etc. pour faciliter l'interprétation des résultats par la suite.



Filets adaptés à l'échantillonnage par fauchage

Disposition pour transect d'échantillonnage au filet-fauchoir typique





Échantillonnage au filet-fauchoir

On peut aussi utiliser cette méthode sur les arbres et les buissons, mais il faut alors se servir d'un filet à mailles plus résistantes. On brosse le feuillage plusieurs fois soit pendant une durée déterminée (par ex. 3 min.), soit en définissant à l'avance un nombre de fauchages (par ex. 50)

CONSEILS

N'utiliser le filet-fauchoir que par temps sec.

S'efforcer de déployer toujours la même force dans le geste de fauchage, car cela a une incidence sur le type de faune capturée.

La hauteur à laquelle on passe le filet doit aussi rester constante. Cela peut de nouveau affecter la composition des prises.

Lorsqu'on décide dans quelle direction avancer, toujours s'efforcer de travailler au soleil. Votre ombre reste derrière vous et les invertébrés volants ne s'enfuient pas à votre approche.

La distance balayée avec le filet peut varier en fonction de la végétation et de la faune étudiée.

Si on utilise un insecticide pour assommer les prises, il faudra veiller à ce qu'il n'en tombe pas sur la zone d'échantillonnage, en mettant toujours le filet dans un sac en plastique avant d'en pulvériser le contenu. Si les échantillons sont destinés à l'analyse de résidus, il **ne faut pas** utiliser d'insecticide.

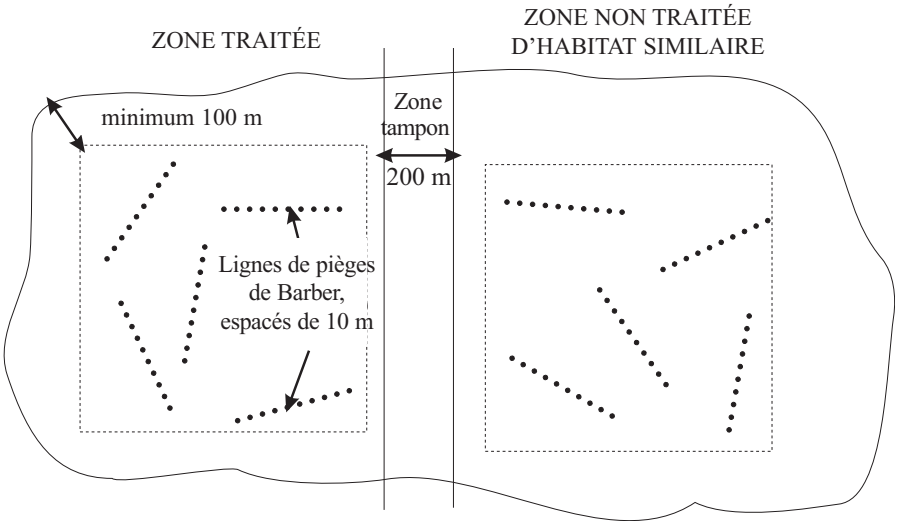
Cette méthode est contre-indiquée pour échantillonner la végétation épineuse quelle qu'elle soit. Passer le filet la nuit est avantageux pour certains groupes, les sauterelles, par ex. **Attention aux serpents!**

Pièges de Barber

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Feutre marqueur indélébile; fanions repères; tuyau de PVC; récipients de piégeage (plus d'autres en réserve); couvercle pour récipients de piégeage; liquide de conservation; déplantoir; protections pour les pièges; pinces; pinceau; carnet; boîte pour transporter les pièges; crayon à papier; papier.

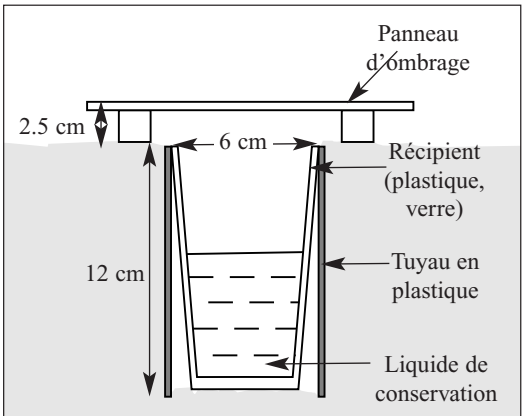
La taille et le type des pièges doit être les mêmes pour tous les sites d'échantillonnage, de même que le liquide de conservation et son degré de dilution.
La période de piégeage doit se poursuivre pendant la même durée sur tous les sites d'échantillonnage. Enfouir les pièges pour qu'ils soient au niveau du sol. Installer un minimum de 20 pièges par zone de traitement; l'idéal est 50. Choisir les sites d'échantillonnage à l'aide de tables de nombres aléatoires.



Disposition typique de pièges de Barber pour effectuer le suivi des parties traitées et non-traitées du même habitat

Méthode

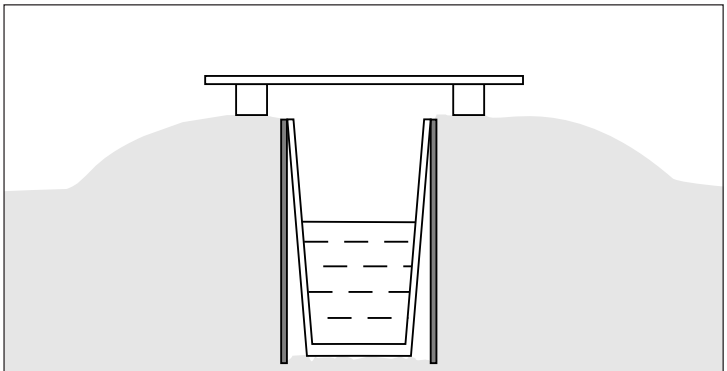
- Creuser un trou dans le sol avec un déplantoir ou une pelle et enfoncer le tuyau de PVC verticalement de manière à ce que le dessus soit juste sous la surface et bien tasser.
- Inscrire sur l'extérieur du récipient le n° du site, le numéro du piège et la date. Glisser le récipient dans le tuyau et remplir à moitié de liquide de conservation. Lisser la terre autour de l'embouchure du piège de manière à créer une petite pente jusqu'au piège et faire en sorte qu'il n'y ait pas d'obstacles (dans l'embouchure, etc.) empêchant les invertébrés d'y tomber. Marquer l'emplacement du piège avec un fanion placé tout près ou noter un repère proche (termitière, buisson, arbre, etc.). **Astuce:** *si c'est la saison des pluies, il pourra être nécessaire de poser le piège en haut d'un petit monticule (de construction artificielle, si nécessaire), mais toujours avec une pente jusqu'à l'entrée, pour empêcher l'eau de ruisseler dans le piège et de l'inonder.*



Coupe du piège en place

Note: les dimensions ne sont données qu'à titre indicatif et peuvent varier, à condition qu'elles soient les mêmes pour tous les pièges utilisés dans l'étude.

- Laisser le piège en place en le protégeant de l'ombre avec un panneau d'ombrage pendant une durée déterminée (1 jour, 5 jours, 1 semaine, etc). **Astuce:** *Au départ, inspecter souvent le piège pour vous assurer que l'agent de conservation ne s'évapore pas.*
- Lors des visites suivantes, enlever le récipient contenant les prises et placer une étiquette à l'intérieur en inscrivant au crayon à papier le n° du site, le n° du piège, ses dates d'installation et de relève. Mettre un couvercle. Tracer une ligne repère sur le nouveau récipient (comme ci-dessus) et remplir à moitié avec le liquide de conservation. Remettre dans le tuyau de PVC et laisser pour une période fixe, comme avant.



Piège de Barber sur léger monticule de fabrication humaine destiné à un usage à la saison des pluies pour éviter que le piège soit inondé

- Au moment de vider le piège et de le remettre en place, noter toutes les informations importantes, par ex. si l'entrée du piège est bloquée par des feuilles, s'il a été dérangé par des animaux, si les grosses pluies l'ont inondé, si le liquide a séché, etc. Cela facilitera l'interprétation des résultats par la suite.
- Noter la végétation qui pousse autour du piège.

CONSEILS

Éviter d'enlever la végétation autour de l'emplacement du piège, sauf en cas d'absolue nécessité.

La végétation/l'habitat des sites d'échantillonnage doit être la même, car cela a une incidence sur les prises, même de la même espèce.

Si on utilise des pièges sans conservateur, il faut les vider chaque jour ou plus souvent: même dans ce cas, les petits animaux peuvent servir de proies et cela doit être pris en compte dans l'interprétation des résultats.

Si le travail a lieu par temps extrêmement humide, il peut être nécessaire de pratiquer de petits trous dans le piège pour empêcher qu'il ne soit inondé. Bien sûr, ceci n'est possible que lorsque le piégeage se fait sans agent conservateur et que les animaux sont assez gros.

Le nombre, la disposition et la distance entre les pièges ont une influence sur la taille des échantillons et il faudra y penser à l'avance pour garantir une bonne prise des invertébrés que l'on étudie. Il faut normaliser ces paramètres d'un site à l'autre.

Faites attention à l'effet de la perturbation. Aussitôt après la mise en place des pièges, des prises très importantes sont courantes, ce qui rend les résultats de la première semaine souvent trompeurs. C'est une bonne méthode d'échantillonnage de certains invertébrés mais presque inapplicable à d'autres, et il faut donc interpréter les résultats avec prudence.

Appâts alimentaires pour les fourmis

À RETENIR

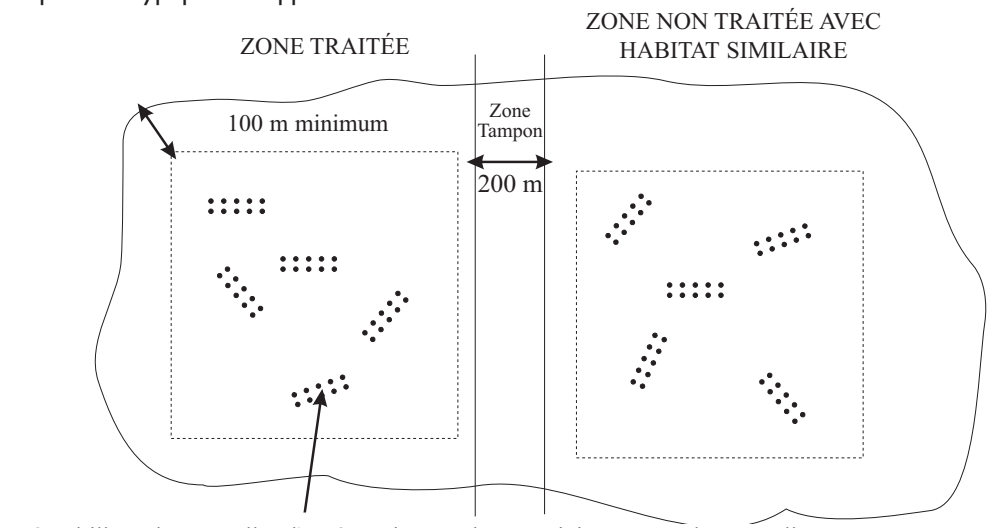
ÉQUIPEMENT: feutre marqueur indélébile; fanions repères; boîtes de Pétri; appâts alimentaires; petite cuiller; loupe; pinces; aspirateur; flacons d'échantillonnage adaptables à l'aspirateur; pinceau; carnet; crayon à papier; papier; grillage; plastique transparent; épingles à linge.

Les types d'appâts et leur quantité doivent être les mêmes pour tous les sites d'échantillonnage. Les périodes d'échantillonnage doivent être les mêmes pour toutes les zones de traitement. Installer un minimum de 5 quadrillages de 10 pièges (donc 50 appâts) par zone de traitement. Couvrir les appâts avec du grillage pour empêcher que d'autres animaux les consomment.
Pendant les pluies, il pourra être nécessaire d'ajouter une protection sur les coupelles d'appât, par ex. du plastique transparent, pour éviter qu'elles soient inondées.
Choisir soigneusement les sites d'échantillonnage, pour les apparier le mieux possible d'une zone de traitement à une autre.

Méthode

- Choisir un habitat de même étendue dans chaque zone de traitement
- Installer plusieurs quadrillages de coupelles et déposer des quantités égales de nourriture sur chaque coupelle. Un espacement de 5 m entre les appâts, avec 10 m entre les rangées est idéal. **Astuce:** *Déranger le moins possible la végétation environnante lors de la mise en place des coupelles d'appâts. Si c'est la saison des pluies, éviter de mettre des appâts dans des creux du sol, qui risquent d'être inondés.*

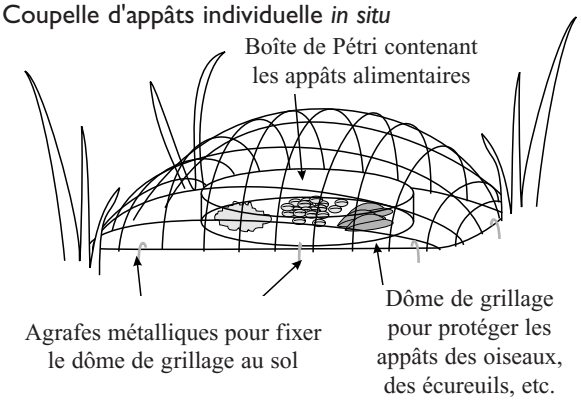
Disposition typique des appâts alimentaires



Quadrillage des coupelles d'appâts. Distance de 5 m minimum entre les coupelles, de 15 m minimum entre les quadrillages

- Pâte de poisson, beurre de cacahuète, miel, céréales du petit déjeuner peuvent tous être utilisés soit isolément, soit en tas séparés sur la coupelle. Mettre au moins une cuillerée d'appât sur chacune.
- Recouvrir chaque coupelle d'un morceau de grillage recourbé pour former un dôme et l'arrimer au sol à l'aide d'agrafes de fil de fer en arceaux. **Astuce:** *Si c'est la saison des pluies, recouvrir le dessus du grillage d'un film de plastique transparent maintenu par des épingles à linge ou d'une planche en bois sur pieds, pour empêcher que la pluie inonde les coupelles d'appât.*

Coupelle d'appâts individuelle *in situ*



- Laisser en place sans y toucher pendant des durées déterminées à l'avance (par ex.. 30 min, 2 h, 5 h, 7 h et 24 h) après la mise en place.
- Inspecter les quadrillages de pièges dans le même ordre que celui dans lequel ils ont été disposés. Compter les individus que vous avez réellement trouvés dans les coupelles à appâts (s'il y en a de grandes quantités, faites une estimation du total) et identifier les espèces à l'aide d'une loupe. A l'aide d'un aspirateur ou d'un pinceau, récolter tout ce qui ne peut pas être identifié immédiatement et le mettre dans un flacon à échantillon muni d'une étiquette écrite au crayon portant le numéro du site, le numéro de l'appât et les dates d'installation et de relève. Remplir d'alcool et mettre un couvercle sur le récipient. Ne pas dépasser un certain temps (par ex. 3 min) pour examiner chaque appât.
- Noter la quantité d'appât (en %) qui reste à chaque inspection ainsi que toutes les informations importantes, par ex. si des animaux ont dérangé les appâts, etc. Cela aidera à interpréter les résultats par la suite.
- Noter la végétation qui pousse autour de chaque quadrillage d'appâts.

CONSEILS

Éviter d'enlever la végétation autour des appâts sauf en cas d'absolue nécessité.

La végétation/l'habitat des sites d'échantillonnage doit être partout la même, car cela peut avoir une incidence sur la facilité avec laquelle les appâts sont trouvés, même par une même espèce.

La quantité de fourmilières et la distance entre elles joue un rôle dans la vitesse à laquelle les appâts sont trouvés et consommés. On notera donc toutes les fourmilières ainsi que leur position par rapport aux appâts pour faciliter l'interprétation des résultats.

Toutes les observations ayant trait à des conflits interspécifiques ou entre les membres de différentes colonies seront notées également.

On déposera des appâts avant et à intervalles réguliers, par ex. 1 semaine, 2 semaines, 1 mois et 2 mois après les traitements. Laisser les appâts pendant des durées normalisées (par ex. 24 h) à chacun de ces intervalles d'échantillonnage.

Appâtage des termites

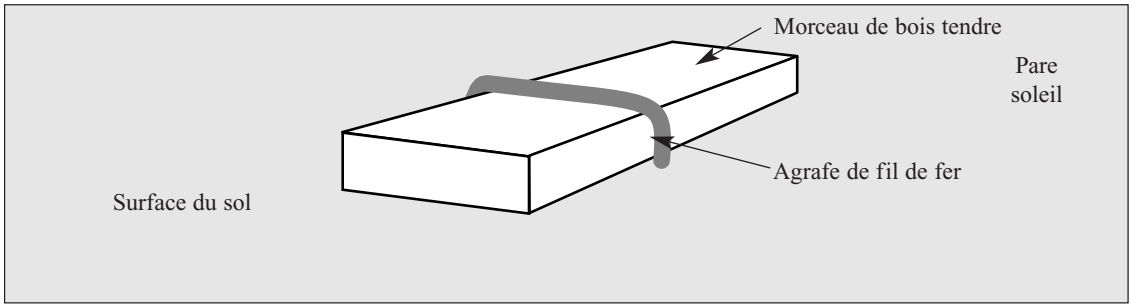
À RETENIR

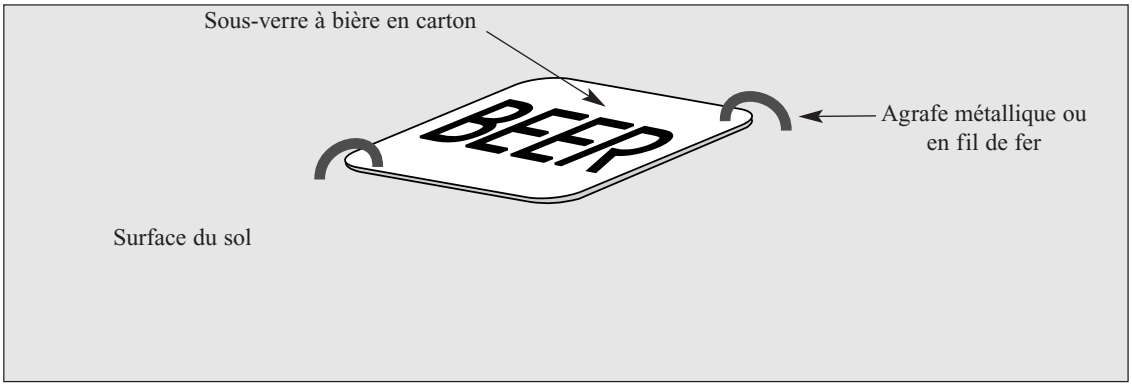
ÉQUIPEMENT: feutre marqueur indélébile; fanions repères; appâts de bois tendre; loupe; pinces; aspirateur; flacons d'échantillonnage adaptables à l'aspirateur; pinceau; carnet; crayon à papier; papier.

Le type d'appât et leur quantité doivent être les mêmes pour tous les sites d'échantillonnage.
Si on utilise des appâts de bois, on les numérotera et on les pèsera un par un et on enregistrera le poids de départ sur une feuille de calculs.
La période d'échantillonnage doit être la même pour toutes les zones de traitement.
Installer un minimum de 5 quadrillages de 10 pièges (donc 50 appâts) par zone de traitement.
Arrimer soigneusement les appâts pour éviter qu'ils soient emportés par d'autres animaux ou par la pluie.
Choisir soigneusement les sites d'échantillonnage, pour les apparier le mieux possible d'une zone de traitement à une autre.

Méthode

- Choisir une étendue d'habitat identique pour chaque zone de traitement.
- Installer plusieurs grilles de plaques d'appâts. Fixer les appâts au sol au moyen de grosses agrafes de fil de fer pour éviter qu'ils soient déplacés trop facilement. **Astuce:** *Déranger la végétation alentours le moins possible lorsque vous installez les plaques et remettez en place tous les végétaux autour, feuilles mortes etc., qui ont été écartés, pour procurer un abri autour de la plaque. Si c'est la saison des pluies, éviter d'installer les plaques dans des creux ou autres, qui pourraient être inondés.*
- Laisser les appâts pendant des périodes fixées à l'avance (par ex. 1 semaine, 1 mois). Inspecter fréquemment. **Astuce:** *Si des appâts de carton sont utilisés, les inspections devront être plus fréquentes (tous les 2 à 3 jours ou toutes les semaines). De même, pendant la saison des pluies, les appâts devront être inspectés plus souvent que pendant la saison sèche.*
- Au cours des visites suivantes, observer les quadrillages d'appâts dans le même ordre que celui dans lequel ils ont été disposés. Compter le nombre d'appâts trouvés par les termites, le nombre d'appâts entamés, et le pourcentage de dégâts. Dénombrer et identifier les espèces de tous les individus effectivement présents sur les appâts à l'aide d'une loupe. S'il y en a en grandes quantités, faire une estimation du total. A l'aide d'un aspirateur ou d'un pinceau, récolter ceux qui ne peuvent être identifiés aussitôt et les mettre dans un flacon à échantillon portant une étiquette sur laquelle vous inscrirez au crayon à papier le numéro du site, le numéro de la planche et les dates d'installation et de relève. Remplir d'alcool et mettre un couvercle sur le récipient. Ne pas dépasser un certain temps (par ex. 3 min) pour examiner chaque appât.
- A chaque inspection, noter toutes les informations importantes, par ex. les appâts dérangés par les animaux, ou autres. Cela facilitera l'interprétation des résultats par la suite.





- Lors de la dernière visite, enlever l'appât. Étiqueter avec un numéro, la zone de traitement et la date. Placer dans un sac plastique étiqueté. Envoyer au laboratoire et évaluer les dégâts en pourcentage. Peser l'appât et enregistrer le poids final sur une feuille d'analyse.
- Noter la végétation qui pousse autour de chaque quadrillage d'appât.

CONSEILS

Éviter d'enlever la végétation autour des appâts sauf en cas d'absolue nécessité.

La végétation/l'habitat des sites d'échantillonnage doit être partout la même, car cela peut avoir une incidence sur la facilité avec laquelle les appâts sont trouvés, même par une même espèce.

La quantité de fourmilières et la distance entre elles joue un rôle dans la vitesse à laquelle les appâts sont trouvés et consommés. On notera donc toutes les fourmilières ainsi que leur position par rapport aux appâts pour aider à l'interprétation des résultats.

Toutes les observations ayant trait à des conflits interspécifiques ou entre les membres de différentes colonies seront notées également.

Piège Malaise

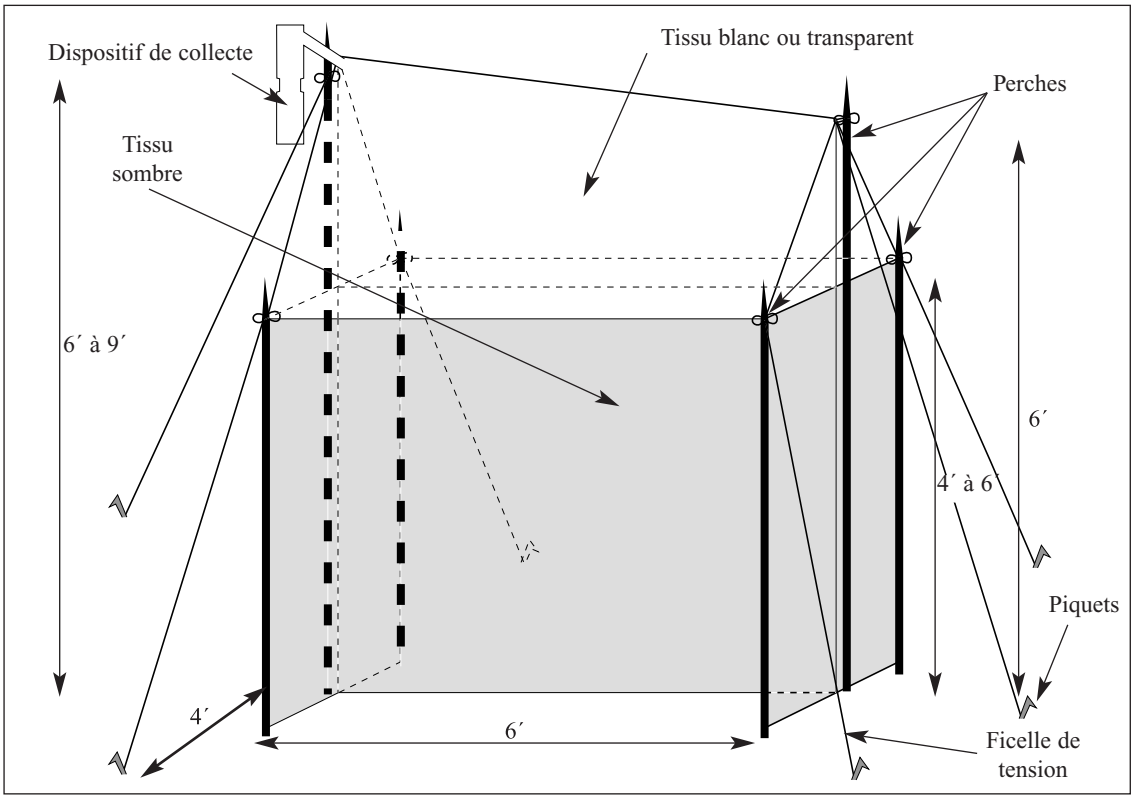
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Maille nylon pour piège Malaise; 6 longues perches; piquets de tente; ficelles de tension; maillet; flacon de collecte et ensemble support; flacon de collecte de rechange; fil et aiguille; ruban adhésif; feutre marqueur indélébile; carnet; papier; crayon à papier.

Vérifier le tissu du piège pour voir s'il n'est pas troué ou déchiré, et faire les réparations. Tendre au moins 3 pièges par zone d'échantillonnage.
Normaliser votre sélection (apparier) des sites de piégeage dans les différentes zones de traitements ou utiliser des tables de nombre aléatoires si les sites d'échantillonnage sont homogènes.

Méthode

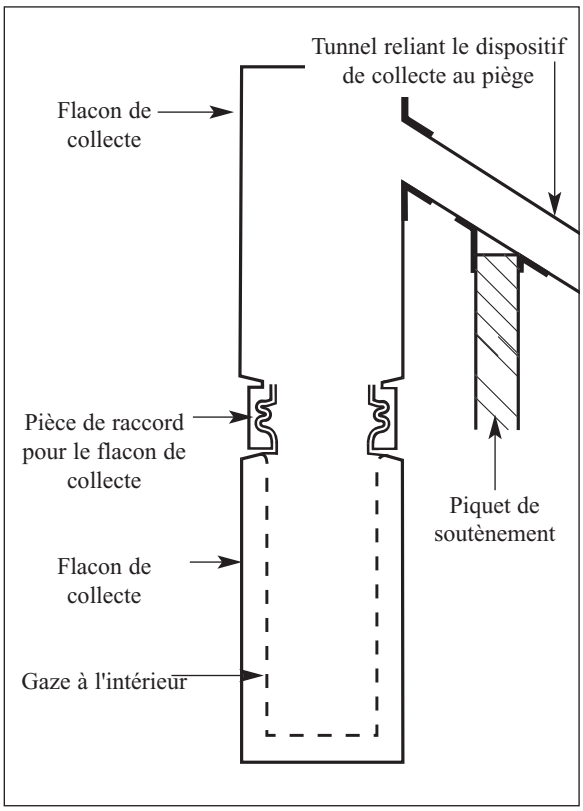
- Les pièges doivent être installés dans les endroits fréquentés par de grandes quantités des insectes à échantillonner. Par ex. pour les Hymenoptères, les lisières ou les layons des zones arborées, et le long des haies constituent de bons sites, tandis que pour les Diptères, les bords de ruisseaux, de cours d'eau ou de rigoles sont aussi des emplacements appropriés.
- Ériger le piège en installant son point le plus élevé (là où est situé le dispositif de collecte) près de la lumière (c.-à.d. face au sud ou en direction d'une ouverture dans les arbres ou d'une végétation moins dense. S'assurer que le tissu du piège soit bien tendu et que les ficelles de tension remplissent correctement leur rôle.
- Indiquer à l'aide d'un feutre sur le flacon de collecte le nom du site et/ou son numéro, la date et l'heure, ainsi que le nom de l'échantillonneur, remplir 1/3 du flacon avec de l'alcool à 70% et le relier au dispositif de collecte. **Astuce:** *On peut mettre des pièges à eau le long du bas de la paroi centrale du piège pour augmenter les prises.*
- A chaque inspection suivante, vérifier les mailles des pièges et réparer si nécessaire en cas de trous ou de déchirure à l'aide de fil et d'une aiguille ou de ruban adhésif.



N.B.: Les dimensions sont purement indicatives, ′ = un pied, 1 pied = 30 cm.

(Adapté de la figure 15 de *A Dipterist's Handbook. The Amateur Entomologist* 15 (1978) publié par The Amateur Entomologists' Society.)

- Les pièges doivent être entretenus régulièrement. Il faut ôter les toiles d'araignées qui pourraient être tissées à l'entrée du flacon de collecte. Dévisser le couvercle, insérer une étiquette dans le flacon sur laquelle sont inscrits au crayon à papier le numéro du site, la date, etc et remettre le couvercle. Remplacer avec un nouveau flacon.
- Noter toutes les informations importantes, par ex. la présence de toiles d'araignées interférant avec la collecte des prises, des conditions météorologiques inhabituelles, des changements dans la direction du vent, une période d'échantillonnage plus longue, le type de végétation alentour, les changements dans la végétation, par ex. l'apparition de fleurs à proximité, etc. pour faciliter l'interprétation des résultats.



CONSEILS

Immédiatement avant l'application d'insecticide sur la zone d'échantillonnage, on recouvrira entièrement les pièges de grandes bâches plastiques et on ôtera les flacons de collecte pour que les insectes qui pénètrent dans le piège puissent s'échapper. On fera de même avec les pièges de la zone non traitée. Une fois la pulvérisation terminée, on ôtera les bâches et on installera de nouveaux flacons.

Pour chaque période de collecte, il faut toujours récolter les prises à la même heure. Cette période de collecte pourra être de 1 jour, 2 jours, 5 jours ou 7 jours en fonction du volume des prises. Les changements dans la végétation alentour peuvent modifier la composition des prises, par ex. si un dense tapis de fleurs apparaît près d'un piège. On ne peut pas faire grand chose dans ce cas, mais il faut noter tous les changements intervenus et les prendre en compte dans l'interprétation des données.

Pièges à eau

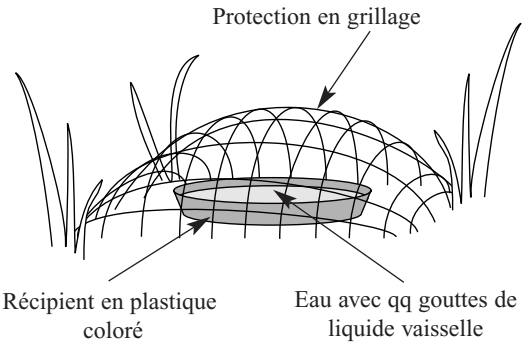
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Feutre marqueur indélébile; fanions repères; saladiers ou récipients en plastique jaune; pots pour la collecte; eau; glycérol; liquide de conservation; maille mousseline/nylon étirable; pinces; pinceau; carnet; boîtes pour transporter les pièges; crayon à papier; papier; piquets de bois; planches de bois ou moules à tarte.

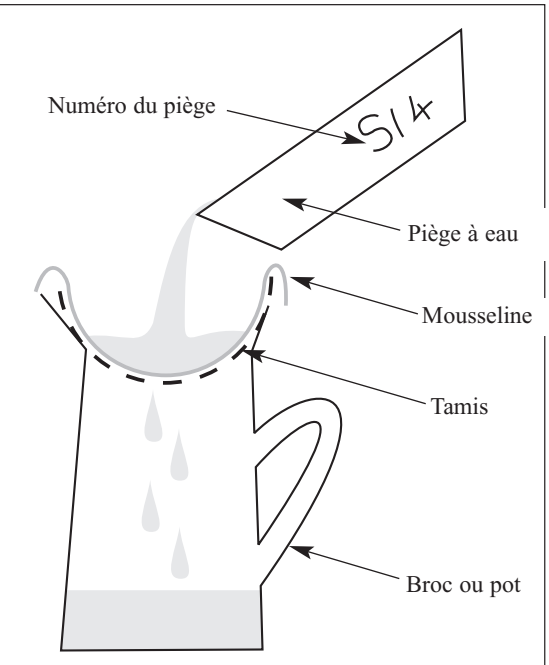
La taille, le type et la couleur des pièges doivent être les mêmes pour tous les sites d'échantillonnage.
La période de piégeage doit être la même pour tous les sites d'échantillonnage.
Installer un minimum de 20 pièges par zone de traitement; 50 est l'idéal. Choisir les sites d'échantillonnage à l'aide de tables de nombres aléatoires.

Méthode

- Placer les pièges sur un quadrillage ou le long d'une ligne de transect, en fonction de l'habitat et de la taille de la zone à échantillonner. Leur espacement doit être d'au moins 10 m. Indiquer l'emplacement du piège avec un fanion repère placé à proximité ou noter un repère à proximité (termitière, buisson, etc.).
- Sur le site d'échantillonnage, poser le piège sur le sol sans enlever la végétation autour si possible. Remplir d'eau et ajouter quelques gouttes de glycérol ou de liquide vaisselle. **Astuce:** *S'il faut laisser passer plus de 3 jours avant de vider le piège, ajouter quelques gouttes de formol.* **Astuce:** *Si la végétation est haute voire dense, installer le piège sur une planche ou un moule à tarte surélevé sur un piquet de bois pour dépasser de la végétation (voir ci-après).*
- Couvrir le piège avec du grillage ou un dôme de grillage.
- Laisser pendant la durée fixée (1 jour est conseillé, mais on peut aller jusqu'à 1 semaine). **Astuce:** *Si c'est la saison des pluies, il pourra être nécessaire de moins remplir les pièges et de les inspecter régulièrement pour empêcher qu'ils débordent.*
- Lors du vidage, inscrire au crayon sur une étiquette à l'extérieur du pot de collecte le n° du site et celui du piège et la date. Mettre une autre étiquette à l'intérieur avec les mêmes données et remplir d'alcool à 70%.
- Vider l'eau du piège à travers un fin tamis de nylon ou un morceau de mousseline dans un autre récipient ou broc pour garder l'eau, que l'on réutilisera.
- Recueillir soigneusement les insectes à l'aide de pinces ou d'un pinceau et les déposer dans le pot de collecte étiqueté. Une autre méthode est de laver les prises à l'aide d'alcool.
- Remplir le piège avec de l'eau et ajouter du liquide de conservation et quelques gouttes de glycérol si nécessaire. Remettre le piège dans la position initiale et recouvrir avec le grillage.

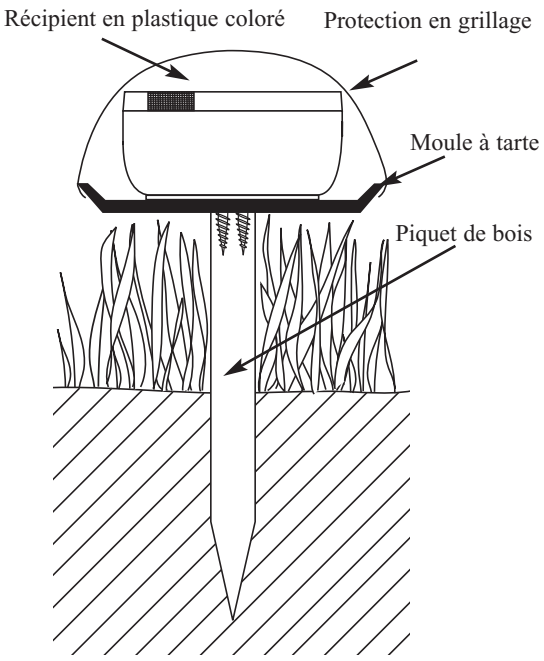


Piège à eau en position sur le sol



Méthode pour vider les prises du piège

- Lors du vidage et du changement du piège, noter les informations importantes, par ex. des feuilles obstruant l'entrée du piège, si des bêtes l'ont dérangé, si de fortes pluies ont inondé les pièges, si le liquide s'est évaporé, etc. Cela aidera à l'interprétation des résultats par la suite.
- Noter la végétation autour de chaque piège.



Autre possibilité d'installation si la végétation est haute ou dense

(Adapté de la figure 11 *de A Dipterist's Handbook. The Amateur Entomologist* 15 (1978) publié par The Amateur Entomologists' Society.)

CONSEILS

Évitez d'enlever la végétation autour du site du piège sauf en cas d'absolue nécessité.

La végétation/habitat des sites d'échantillonnage doit être la même, car cela peut avoir une incidence sur les prises, même de la même espèce.

Si on utilise des pièges sans formol ou un autre conservateur, il faut les vider chaque jour ou plus souvent.

On peut utiliser d'autre couleurs pour le récipient du piège mais il faut éviter le blanc pour garantir de bonnes prises de la faune insecte étudiée. On harmonisera la couleur entre les divers sites d'échantillonnage.

Transects à papillons

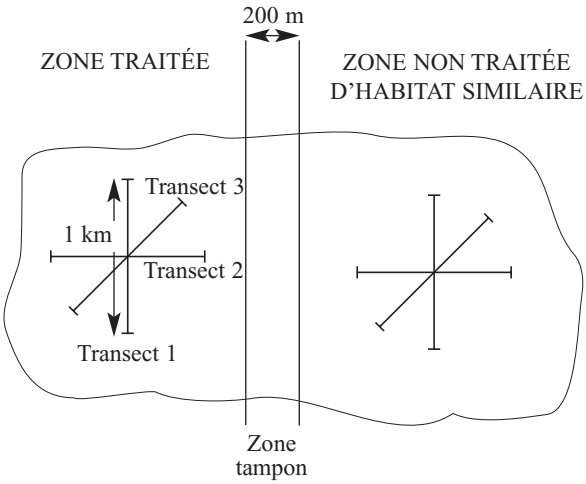
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Filet à papillons, sacs pour le filet; montre ou montre chrono; stylo; fanions repères; carnet; fiches d'enregistrement sur transect; flacons d'échantillonnage; flacon à tuer; thermomètre. Vérifier s'il y a des trous ou des déchirures dans les filets et les réparer.

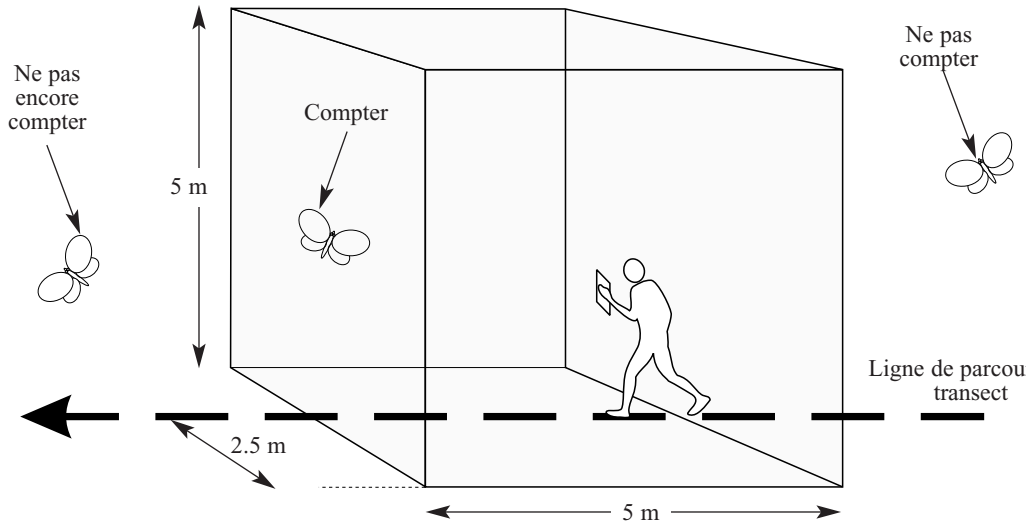
Travailler sur les transects à heures fixes de la journée, en commençant entre 10h00 et 15h30 et JAMAIS plus tôt ni plus tard.
Remplir la fiche sur les caractéristiques du site de transect et les conditions environnementales avant de commencer.
Ne parcourir les transects que lorsqu'il fait beau ou, s'il y a des nuages, si la température est supérieure à 18 °C. La vitesse du vent ne doit pas dépasser 6 sur l'échelle de Beaufort (voir chapitre 5 sur les paramètres environnementaux).

Méthode

- Choisir de vastes zones constituées d'un mélange similaire de types d'habitat à l'intérieur de la zone de traitements. Elles doivent comporter des ensembles de végétation de type et de topographie générale similaires.
- Trois trajets de transects doivent être choisis dans chacune de ces zones pour, encore une fois, couvrir de préférence une gamme de micro-habitats similaires. Ceux-ci joueront le rôle de transects de pseudorépétition et devront faire environ 1 à 2 km de long. Il faudra parcourir chacun pour les diviser en 15 sections, qui représenteront les petites différences dans le type de végétation (ou, si les zones sont extrêmement homogènes, les sections seront de longueurs similaires). On utilisera des piquets repères ou des repères naturels pour indiquer le début de chaque section.



Exemple de disposition de transects sur une zone d'étude



«Boîte» d'échantillonnage imaginaire autour de l'échantillonneur

- Une fois que les trajets sont déterminés, il faudra les parcourir régulièrement (par ex. toutes les semaines), et il faudra compter les quantités de chaque espèce de papillon qui pénètrent dans une « boîte » imaginaire. Cette boîte fait 5 m de côté sur le devant, 2,5 m de chaque côté et 5 m de haut. Il faut noter tous les papillons, en vol ou posés. Si on ne peut identifier les espèces en vol, il faut les attraper pour permettre leur identification. On ne se résoudra à tuer le papillon que s'il ne peut pas être identifié lorsqu'on l'a examiné après sa capture. Dans ce cas, attribuez-lui un chiffre ou un pseudonyme sur la fiche d'enregistrement de données. Tous les papillons qui ne peuvent pas être identifiés et les captures de ceux qui se sont échappés ne doivent PAS être enregistrés. On veillera à ne pas enregistrer deux fois le même papillon.
- S'il est nécessaire de capturer un spécimen, il faut recommencer l'enregistrement à partir du point où a commencé sa poursuite.
- Il faut avancer sur le transect à pas lents et réguliers et ne faire des pauses que pour permettre à l'identification d'être confirmée. Les enregistrements cessent si on doit s'arrêter, et recommencent une fois que l'on se remet à marcher.
- A la fin de chaque section du transect, le nombre total de chaque espèce de papillon vu doit être noté sur la fiche d'enregistrement, et on indiquera s'il y a du soleil ou des nuages. **Astuce:** *Pour soleil écrire 's', pour nuages 'n' et pour un mélange des deux, 's/n'.* Si possible, on notera aussi la température et la vitesse du vent à la fin de chaque partie de transect.
- A la fin du transect, la température à la fin et la vitesse du vent à la fin (sur l'échelle de Beaufort) seront notées et on calculera le pourcentage d'ensoleillement pendant la durée du parcours des transects.
- Noter toutes les informations importantes, par ex. des conditions météorologiques inhabituelles, une période d'échantillonnage plus longue, le type de végétation, etc. pour aider à interpréter les résultats par la suite.
- On s'efforcera de parcourir au moins un transect sur chaque zone de traitement pendant la même journée.

CONSEILS

Ayez toujours avec vous de petits flacons ou de petits pots pour permettre l'identification de tous les papillons attrapés. L'expérience montre qu'il vaut mieux parcourir le transect à deux, à la queue leu-leu. Le premier (l'observateur) fait toutes les observations, les captures, etc et crie à voix haute les papillons qu'il a vus (leur identité et leur nombre). Le second enregistre tout ce qui a été vu sur la fiche d'enregistrement. Ce scripte reste immobile à tous les endroits où l'observateur doit laisser le transect pour identifier ou capturer un papillon. Puis l'enregistrement recommence à partir de la position du scripte. Lorsque ce dernier voit un papillon, il ne le mentionne pas et il ne l'enregistre pas, il note juste ceux qu'a vus l'observateur. S'il n'y a qu'une seule personne, elle devra observer les papillons et les enregistrer. Ne **jamais** varier le nombre de personnes. Si le programme d'échantillonnage a démarré avec 1 personne, alors cela doit toujours être 1 personne qui effectue le transect. Si le programme a débuté avec 2 personnes, ce nombre devra rester le même pour tout le programme sur transects. En outre, l'observateur et le scripte ne doivent jamais intervertir leurs rôles.

Il faudra parcourir la totalité des trajets de transects spécifiquement pour noter le type de végétaux sur chacun de ces transects: identifier les plantes au niveau des espèces dans la mesure du possible. La topographie et d'autres caractéristiques physiques doivent aussi être soigneusement notées. Cela facilitera l'interprétation des résultats. Tous les changements qui surviennent pendant le programme d'échantillonnage (par ex. les fleurs qui apparaissent à des époques données) doivent aussi être notés.

FICHE D'ENREGISTREMENT DE DONNÉES – TRANSECT À PAPILLONS

Site	Date	Heure de début
Nom du chargé d'étude	Température init:	Heure de fin
Vitesse du vent final / % d'ensoleillement	Température fin:	

Nom du papillon	**Sections du transect**										
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	Total
Total											
Couv. nuageuse											
Vitesse du vent											

Remarques

PHOTOCOPIEZ CETTE FICHE POUR L'UTILISER SUR LE TERRAIN

Piégeage sur tronc

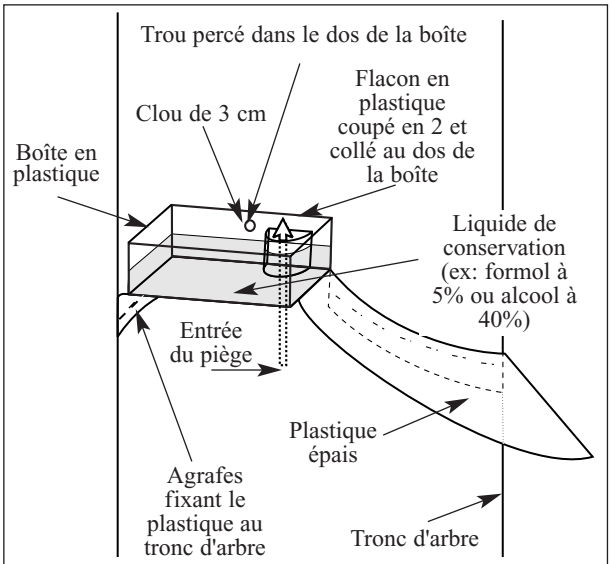
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: feutre marqueur indélébile; fanions repères ou peinture; récipients de piégeage (plus d'autres en réserve); couvercle pour récipient de piégeage; film plastique résistant; ciseaux; ruban adhésif; pots à échantillons; pompe aspirante; liquide de conservation; pinces; pinceau; carnet; boîte pour le transport des pots; crayon; papier; élastiques.

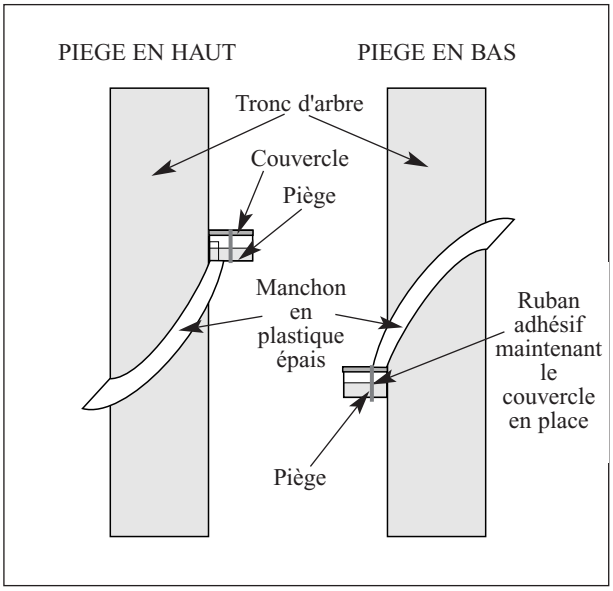
La taille des pièges et leur type doivent être identiques pour tous les sites d'échantillonnage ainsi que le liquide de conservation et son degré de dilution.
La durée du piégeage doit être la même pour tous les sites d'échantillonnage.
Installez un minimum de 20 pièges par zone de traitement; 50 serait idéal.
Choisissez les sites d'échantillonnage à l'aide de tables de nombres aléatoires ou d'un programme stratifié.

Méthode

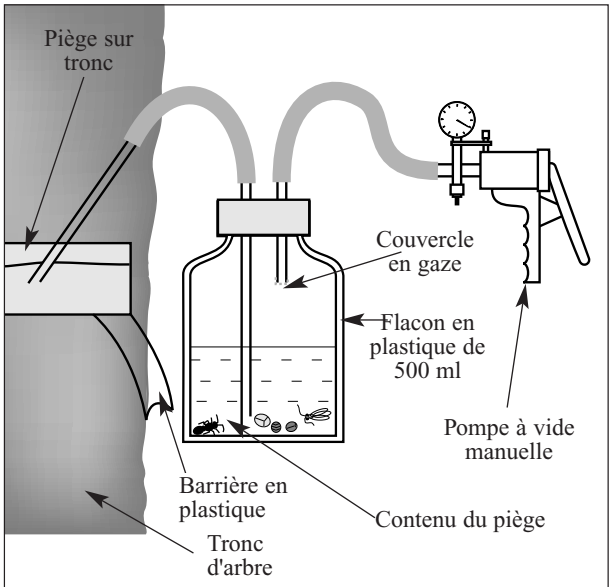
- Sur l'arbre d'échantillonnage choisi, enfoncer un clou de 3 cm dans le tronc à environ 1 à 1,5 cm du sol. Accrocher le récipient du piège au clou et mettre le manchon en plastique autour du tronc en mettant son point inférieur du côté opposé au piège et son point le plus élevé appuyé contre le bas du conteneur du piège (utiliser du ruban adhésif pour le maintenir en place si nécessaire).
- Replier le plastique de manière à ce qu'il soit aplati contre le tronc sur environ 1,5 cm et que les 3 à 4 cm restants pointent vers le bas à angle aigu. Agrafer les bouts de plastique ensemble le plus loin possible de l'entrée du piège pour qu'il soit collé le plus près possible contre le tronc et se maintienne en position au bon angle. Couper le plastique qui dépasse avec des ciseaux. S'il s'agit d'un arbre à écorce rugueuse, boucher tous les creux entre le tronc et le collet de plastique avec de la boue liquide (bien argileuse!), ou sinon, utiliser de la pâte à modeler ou du coton.
- Inscrire au feutre indélébile à l'extérieur du récipient de piégeage le numéro du site, le numéro du piège et la date. Faire également un repère à la peinture sur l'arbre ou planter un fanion repère pour qu'on puisse l'identifier de loin. Remplir le piège de liquide de conservation jusqu'à 2 cm. Fermer le récipient de piégeage avec le couvercle et fixer en place avec un élastique. **Astuce:** *Selon la température, quelques gouttes de glycérine pourront aider à empêcher l'évaporation.*
- Laisser le piège en position pendant une durée déterminée (5 jours, 1 semaine, etc.)



Piège sur tronc en place sur l'arbre



- Lors des visites suivantes, ôter le couvercle, pomper le liquide, et le vider dans un pot à échantillons étiqueté avec le n° du site, le n° du piège et la date d'installation et de relève, à la fois à l'intérieur (au crayon sur du papier) et à l'extérieur du pot (au feutre indélébile). Vérifier que vous avez bien réussi à enlever tous les invertébrés ou récupérer ceux qui restent avec des pinces). Remplir de nouveau le piège avec du liquide de conservation. Remettre le couvercle. Vérifier que l'argile etc. est toujours en place et que les invertébrés ne peuvent pas s'échapper à travers l'interstice entre le tronc et le plastique.
- Lors du vidage du piège, noter toutes les informations importantes, par ex. si l'entrée du piège est bouchée par des feuilles, si le couvercle a été enlevé, etc. Cela aidera à interpréter les résultats par la suite.
- Noter le genre d'arbre sur lequel les pièges sont accrochés et la végétation qui pousse autour.



Pompe pour vider le piège

CONSEILS

Choisir un endroit de l'arbre dépourvu de brindilles, de branches, etc. et éviter de les enlever vous-même à moins que vous ne puissiez pas faire autrement.

Une fois que vous avez décidé de la hauteur du piège au-dessus du niveau du sol, il faudra garder la même pour tous les arbres que vous utiliserez.

Le type d'arbre/de végétation/d'habitat dans les sites d'échantillonnage doit être le même, car cela peut affecter les prises, même de la même espèce d'invertébré.

Inspecter régulièrement les pièges, d'abord pour observer la quantité de liquide de conservation qui s'est évaporée. Si besoin est, en ajouter. Le nombre de pièges, leur disposition et la distance qui les sépare ont une incidence sur la taille des échantillons et il faudra en tenir compte à l'avance pour garantir une bonne prise des invertébrés étudiés. Il faudra standardiser ces paramètres sur tous les sites d'échantillonnage.

On peut aussi installer ces pièges pour attraper des invertébrés qui descendent des arbres, si nécessaire. Voir l'illustration du piège en bas du tronc.

C'est une bonne méthode d'échantillonnage pour certains invertébrés, mais qui ne donne pratiquement aucun résultat pour d'autres, donc il faut interpréter les résultats avec prudence.

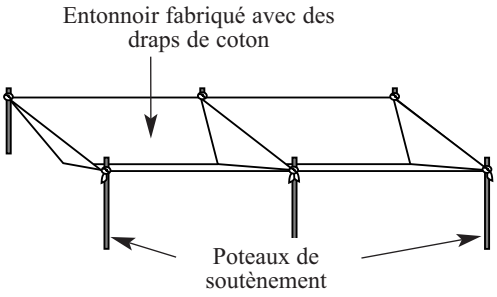
Pièges en entonnoir ou de drap

À RETENIR

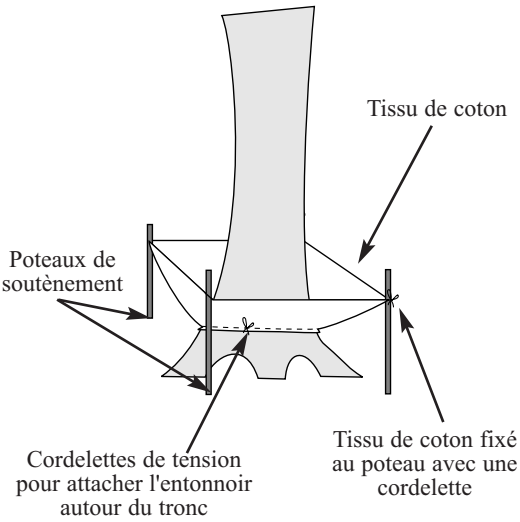
ÉQUIPEMENT: tissu de coton, lin ou nylon pour le piège; poteaux de soutènement; piquets de tente; cordelettes de tension; maillet; alcool à 70%; flacons d'échantillonnage; aspirateur; feutre marqueur indélébile; carnet; crayon papier.

Vérifier que le tissu n'est pas troué ou déchiré, et le réparer.
Installer au moins 3 pièges par zone d'échantillonnage; idéalement, 5, si on dispose d'assez de personnel.
Standardiser le choix des sites d'échantillonnage ou utiliser des tables de nombres aléatoires ou un échantillon stratifié.

Méthode



Piège en entonnoir à utiliser dans les clairières dans les bois



Piège en entonnoir autour du tronc d'un arbre

- Vérifier qu'il n'y a pas de trous dans le tissu du piège, ni de déchirure et les réparer.
- Piège de drap: il comporte un simple drap de tissu blanc (coton de préférence) étendu sur le sol sous des arbres, dans la zone d'étude. Les coins seront retenus au sol par des piquets de tente (ou par des pierres).
- Piège en entonnoir: ce type de piège peut être fabriqué à l'aide d'un drap de tissu blanc (coton de préférence) étendu sur un cadre simple pour former un entonnoir. **Astuce:** *Mettre des pierres dans le fond pour éviter que le vent retourne le piège.* Sinon, des pièges en métal déjà tout prêts peuvent être achetés ou fabriqués sur place. Le piège sera disposé sur le sol sous des arbres de la zone d'étude. **Astuce:** *Ce type de piège peut aussi être adapté et installé autour d'un tronc d'arbre pour observer les résultats d'un traitement direct des troncs.*
- Installer au minimum 3 pièges par zone de traitement (le mieux est 5 ou davantage).
- Inspecter les pièges tous les jours à heures fixes avant le traitement, mais dans un ordre aléatoire par zone de traitement. Après le traitement, les pièges seront visités plusieurs fois par jour, le nombre et l'heure des inspections dépendant du nombre de zones où ils sont étalés, et des zones elles-mêmes. **Astuce:** *L'effet de choc intervient en général rapidement après un traitement aérien ou par brumisation et il faut donc tout faire pour inspecter tous les pièges sitôt après application, dans la mesure du possible. On aura besoin de plusieurs employés pour observer simultanément les sites traités et les sites témoins.*
- Lors de chaque inspection, inscrire au feutre sur un flacon d'échantillonnage le nom du site ou/et son numéro, la date et l'heure ainsi que le nom de la personne qui procède à l'échantillonnage, et remplir le flacon d'un tiers d'alcool à 70%. Pour les pièges de drap ou en entonnoir de 'tissu', utiliser un aspirateur pour prélever les invertébrés qui s'y trouvent, ou des pinces et les mettre dans un flacon étiqueté. Faire une estimation de la proportion des prises qui se sont rétablies ou qui bougent et la noter (si possible en indiquant aussi de quels taxons il s'agit). **Astuce:** *Après une application de pesticide,* ***ne pas*** *utiliser un aspirateur à bouche. Il faut utiliser un aspirateur à pompe à vide.*
- Il existe des pièges en entonnoir fabriqués spécialement qui ont un récipient de récupération relié au bas de l'entonnoir. Il faut le remplir d'alcool à 70% et, lors de l'inspection des pièges, tous les invertébrés qui ne sont pas tombés dedans doivent y être poussés à l'aide d'un pinceau, ou récupérés avec un aspirateur.
- Noter toutes les informations importantes, des conditions météorologiques inhabituelles, une période d'échantillonnage plus longue, le type de végétation, etc. pour aider à interpréter les résultats par la suite.

CONSEILS

Il faudra peut-être ôter la végétation au sol et tout ce qui fait obstruction pour permettre aux pièges de drap d'être bien à plat sur le sol.

Il est très important d'apparier les sites d'échantillonnage, car le type d'arbres, l'espace, la hauteur de la canopée, la densité de la végétation environnante, etc. auront une influence sur les prises.

Bien réfléchir à ce que vous pouvez faire pour empêcher des prédateurs de soustraire du drap ou du piège des invertébrés qui s'y sont laissés prendre.

Si on se sert de draps ou de pièges imprégnés d'insecticides pour permettre de noter comment les prises se rétablissent de l'effet de choc sur des draps ou des pièges non traités, il faudra procéder à l'imprégnation loin du site d'étude pour éviter la contamination. Les draps imprégnés devront également être étendus sur du film plastique propre pour empêcher l'insecticide de rentrer en contact avec le sol, les feuilles mortes, etc.

Prélèvements de carottes de sol

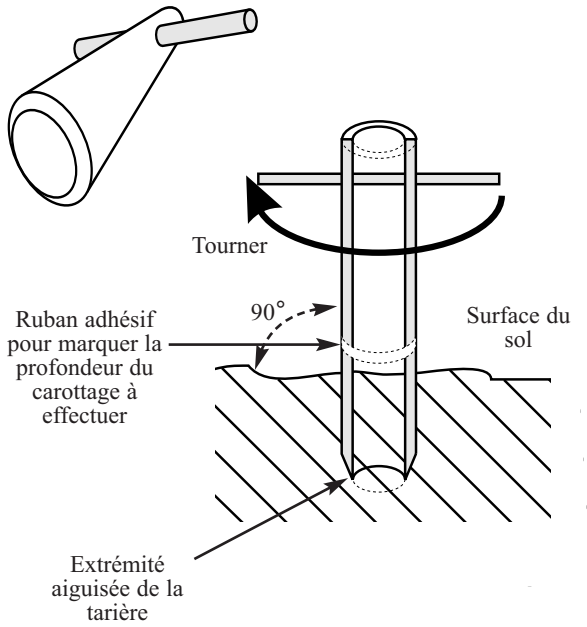
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: feutre marqueur indélébile; fanions repères; déplantoir; tarière; sacs en plastique résistant; pinces; acétone ou autre solvant; carnet; boîte pour le transport des échantillons; élastiques ou attaches métalliques; crayon à papier; papier.

Lire le chapitre 3 sur les précautions d'emploi des solvants avant d'aller mettre cette méthode en pratique sur le terrain. Le prélèvement des échantillons de sol devra se faire le même jour pour tous les sites d'échantillonnage. Prélevez un minimum de 20 carottes par zone de traitement.
Choisissez les sites d'échantillonnage à l'aide de tables de nombres aléatoires. Utilisée avec de petits entonnoirs Tulgren, une tarière tubulaire de 3,8 cm est idéale, si c'est la méthode retenue pour extraire les invertébrés des carottes. Sinon, utilisez une tarière dont la taille corresponde à vos besoins.

Méthode

- Inscrire à l'extérieur du sac plastique le numéro du site et la date et mettre également une étiquette écrite au crayon à l'intérieur du sac.
- Sur le site d'échantillonnage retenu, enfoncer la tarière dans le sol à la profondeur voulue. Tourner et soulever la carotte et la vider dans le sac en plastique. Bien fermer le sac à l'aide d'une attache métallique ou d'un élastique. **Astuce:** *Si on ne dispose pas d'une tarière, on pourra faire les prélèvements avec un déplantoir, à condition de faire très attention à standardiser la quantité de terre prélevée.*
- Marquer l'emplacement avec un fanion ou noter une caractéristique constante qui pourra servir à le retrouver par la suite.
- Entre chaque carottage, bien rincer la tarière (ou le déplantoir) au solvant. **Astuce:** *L'acétone ou tout autre solvant chimique doit être manipulé avec prudence. Les conserver dans un récipient muni d'un couvercle hermétique. On pourra utiliser le solvant pour rincer la tarière plusieurs fois dans l'enceinte de la zone de traitement, mais sur une nouvelle zone, il faudra le changer avant l'échantillonnage.*
- Noter la végétation qui pousse autour du site d'échantillonnage pour aider à interpréter les résultats par la suite.
- Rassembler toutes les carottes nécessaires le plus rapidement possible et les rapporter au laboratoire, où l'extraction des invertébrés à l'aide d'entonnoirs de Tulgren doit commencer aussitôt (voir Fiche méthodologique sur les entonnoirs de Tulgren). Une extraction par flottage (voir fiche méthodologique sur l'extraction par flottage) est moins urgente, mais doit commencer dès que possible.



Prélèvement d'une carotte de sol avec une tarière tubulaire en acier

CONSEILS

Les carottes de sol doivent être prélevées à intervalles réguliers, avant et après le traitement. Il faut prévoir un calendrier qui tient compte du temps nécessaire à procéder au traitement des échantillons.

Si besoin est, on peut diviser les carottes de sol de manière à ce que la faune qui y vit à différentes profondeurs soit extraite séparément. Si c'est le cas, il faut soigneusement standardiser la procédure et étiqueter correctement les sous-échantillons.

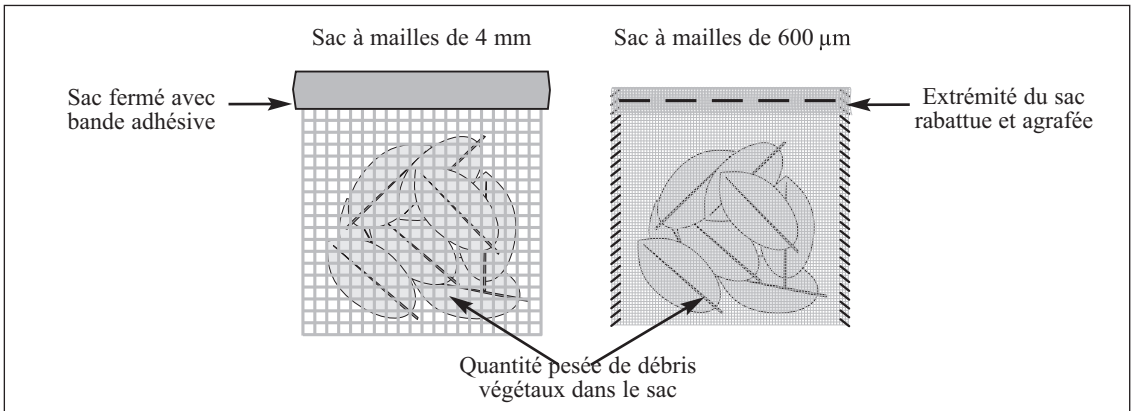
Pour des études écotoxicologiques, il sera rarement nécessaire d'échantillonner la faune du sol à des profondeurs supérieures à 15 cm. C'est une méthode qui peut servir à obtenir des estimations exactes de la densité de population d'invertébrés, mais on aura sans doute besoin d'énormément de carottes pour en obtenir des quantités suffisantes de nombreux groupes de méso- et macroinvertébrés.

Sacs à débris végétaux pour la faune du sol

À RETENIR

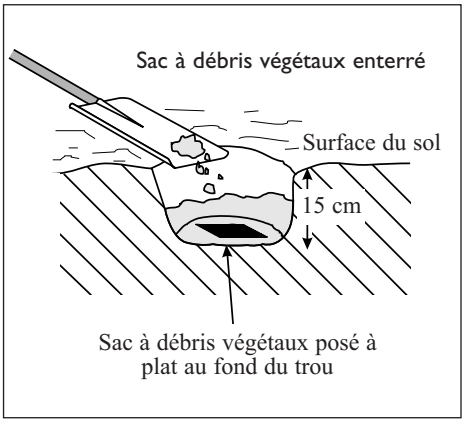
ÉQUIPEMENT: feutres marqueurs indélébiles; fanions repères; sacs à débris végétaux; déplantoir; pelle; sacs plastique résistants; pinces; carnet; boîte pour le transport des échantillons; élastiques ou attaches métalliques; crayon à papier; papier.

Préparer les sacs à débris végétaux avant d'aller sur le terrain. Peser (aussi précisément que possible) la quantité de feuilles mortes nécessaire (par ex. 3g ou 5g). Il faut qu'elle soit exactement la même dans tous les sacs, sur toutes les zones de traitement. Bourrer les sacs et les fermer à l'aide d'agrafes ou de fermetures plastiques.
Installer un minimum de 20 sacs par zone de traitement (de préférence 4 sacs rapprochés sur 5 sites différents).
Choisir les sites d'échantillonnage dans la zone de traitement à l'aide d'une table de nombres aléatoires. Assortir soigneusement ces sites à d'autres sites similaires dans la zone traitée.



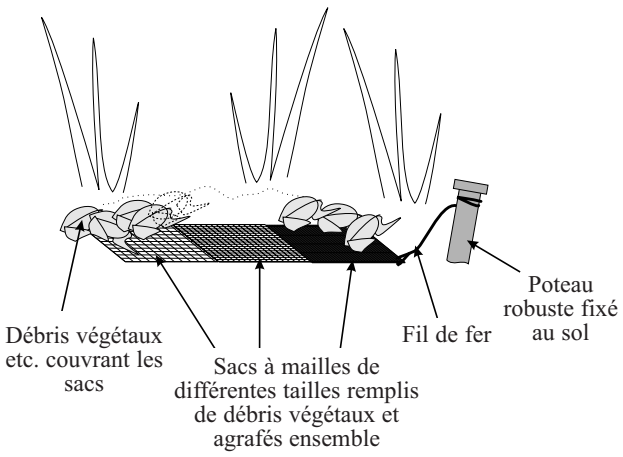
Exemples de sac à débris végétaux à mailles de différentes tailles

Méthode



- Marquer le site choisi avec un fanion ou noter une caractéristique qui peut servir à l'identifier par la suite. Creuser un trou d'environ 15 cm de profondeur avec une pelle et vérifier que le fond est bien meuble et permet aux invertébrés de se mouvoir facilement. Disposer les sacs de débris à plat sur le fond. Recouvrir avec la terre et tasser mais PAS TROP. **Astuce:** *Si vous utilisez des sacs à mailles de différentes tailles, vous pouvez les mettre dans le même trou.*
- Si vous utilisez des sacs fichés en terre, ils pourront être installés au même endroit. Enfoncer un piquet dans le sol et enrouler du fil de fer autour. Relier le fil de fer au grillage des sacs à débris. Enlever de la surface du sol toutes les feuilles mortes ou autres objets. Poser les sacs à plat sur le sol et remettre les feuilles mortes par dessus. Éviter de remuer la végétation sauf si nécessaire.
- Sur votre carnet, bien prendre note des détails qui permettront de retrouver le site: sa distance des arbres et des buissons alentour, et leur position par rapport aux sacs enterrés. Si besoin, peindre le numéro du site sur un arbre ou un rocher voisins. Sinon, utiliser des fanions de repère marqués.
- Laisser les sacs à débris sans y toucher pendant au moins 3 mois et au plus 18 mois avant de revenir les ramasser.
- Lorsque vous les récupérerez, inscrire sur l'extérieur d'un sac en plastique épais le numéro du site et le numéro du sac, la taille des mailles et la date et mettre également une étiquette écrite au crayon à papier à l'intérieur du sac portant les mêmes indications.

- Il faut d'abord ramasser les sacs attachés. Enlever simplement les sacs fixés au piquet et les mettre aussi vite que possible dans des sacs en plastique correctement étiquetés.
- Pour les sacs enterrés, repérer le site d'échantillonnage et creuser une rigole autour de la zone en laissant un espace suffisant autour des sacs enterrés. Ne pas perdre de temps et creuser soigneusement jusqu'à ce que vous retrouviez les sacs. Une fois trouvés, les retirer de la terre aussi vite que possible et mettre le sac à débris végétaux dans un sac plastique portant toutes les inscriptions nécessaires. Bien fermer le sac à l'aide d'une attache métallique. **Astuce:** *Vous pouvez laisser la terre qui colle au sac tant qu'il n'y en a pas trop. Tenter d'en laisser autant sur chacun!*
- Si des sacs avec des tailles de mailles différentes ont été utilisés, il faudra récupérer chacun dans un sac en plastique différent, correctement étiqueté.



- Les sacs doivent être ramassés sur tous les sites aussi rapidement que possible et rapportés au laboratoire. Chaque sac sera ensuite traité séparément. Ouvrir le sac en plastique et le secouer pour faire tomber toute la terre et les débris sur la surface du sac à débris végétaux, en le tapant bien fort pour déloger toute matière collée aux mailles ou à l'intérieur. Refermer à nouveau le sac en plastique et le mettre de côté pour l'extraction des invertébrés par flottage. Ouvrir le sac à débris végétaux et vider les débris qui restent dans une cuvette d'eau et agiter pour bien faire tomber toute matière qui resterait collée aux feuilles. Oter les débris de feuilles propres qui restent, peser chaque échantillon et noter le poids après le numéro de chaque sac.
- Garder l'eau et les débris qui restent après le lavage des feuilles mortes et les mélanger à la terre et aux débris extraits dans le sac plastique pendant l'extraction par flottage (voir fiche méthodologique Extraction par flottage).

CONSEILS

Les études de pré et de post-traitement ne sont généralement pas possibles avec des sacs à débris végétaux, et il est donc très important de choisir soigneusement des zones traitées et non traitées qui soient appariées.

Le calendrier de mise en place et de relève des pièges de sac à débris végétaux doit être établi avec soin en fonction du calendrier du traitement et de la saison. A la saison sèche, il n'y a pas autant d'invertébrés actifs et il est nécessaire de laisser les sacs plus longtemps en place.

On peut utiliser des mailles de tailles différentes pour évaluer l'impact sur différentes composantes de la faune du sol. Dans ce cas, la faune sera extraite de ces sacs séparément les uns des autres.

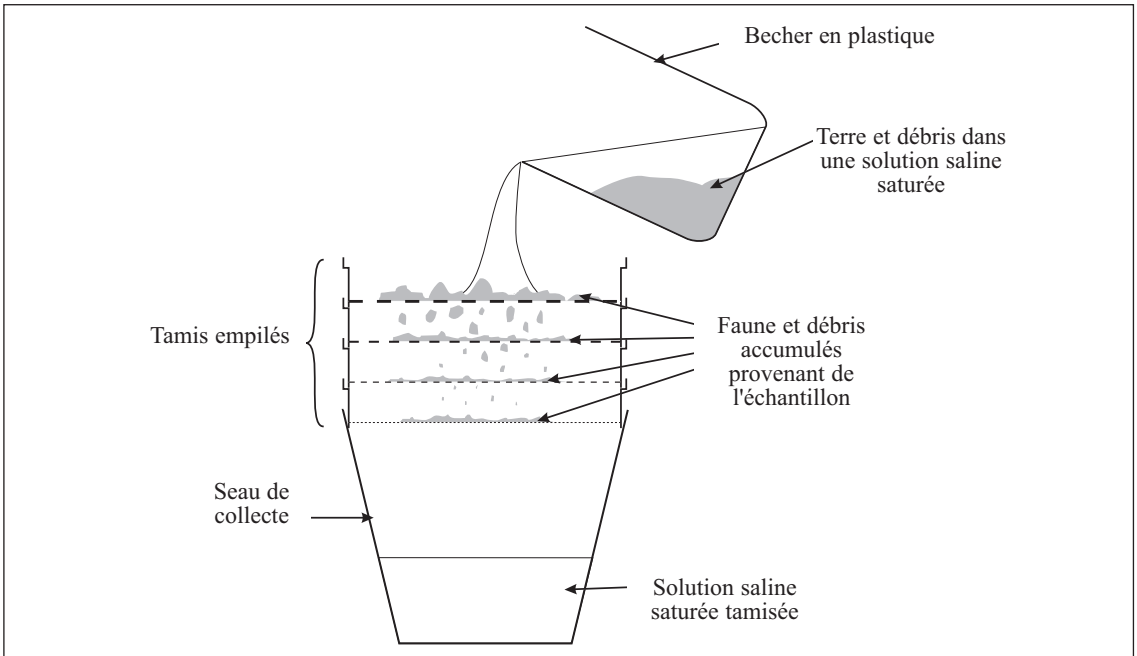
Extraction des invertébrés de carottes de sol par flottage

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: 3 seaux; grandes quantités d'eau propre; tamis à terre de différentes tailles de maille (selon la faune étudiée), par ex. 4 mm, 1 mm, 300 µm et 100 µm; sel; flacons d'échantillonnage; alcool à 70%; pince; spatule ou cuiller; grands Bechers (1 litre et 2 litres); arrosoir; 2 pissettes.

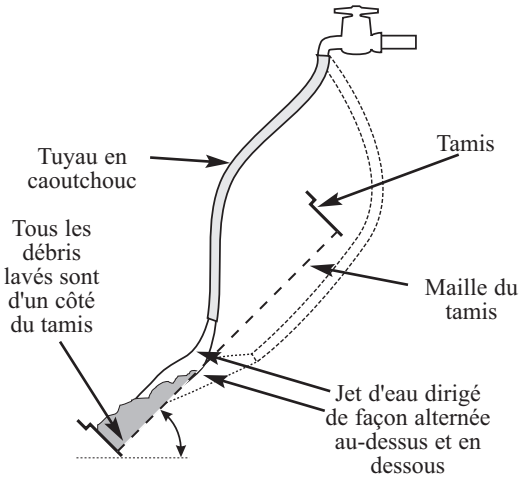
Méthode

- Préparer 2 litres de solution saline saturée dans un grand Becher (en plastique) en dissolvant du sel dans l'eau jusqu'à ce qu'on ne puisse plus en dissoudre.
- Vider la terre du sac d'échantillonnage en plastique dans un Becher d'un litre, ajouter 750 ml de solution saline saturée et bien remuer. Laisser reposer pendant environ 15 minutes.
- Vider ce qui surnage à travers des tamis empilés, ceux dont les mailles sont les plus larges se trouvant en haut. Récupérer la solution saline dans un autre Becher, verser de nouveau sur la terre restante (en ajouter pour atteindre 750 ml au besoin) et bien remuer. Laisser reposer pendant 5 minutes.
- Répéter la procédure ci-dessus et laisser reposer encore 5 minutes.
- Passer la solution au tamis en récupérant la solution saline comme précédemment.
- Rincer à fond les débris laissés au fond des tamis à l'eau claire. L'opération peut se faire avec un arrosoir (d'au moins 10 litres), si on ne dispose pas d'un robinet.
- Rejeter les gros morceaux de matière organique du tamis le plus gros, en ayant vérifié au préalable qu'aucun invertébré n'y était collé. Tamiser soigneusement les résidus et ramasser les éventuels invertébrés, que vous mettrez ensuite dans un flacon d'alcool à 70%.
- Rincer les matières résiduelles dans les deux tamis à maille plus fine sur un côté du tamis, à l'aide d'un jet d'eau du robinet ou d'une pissette. **Astuce:** *Mettre le tamis à un angle de 45° et passer à la fois le dessus et le dessous du tamis sous le jet d'eau l'un après l'autre pour déloger tous les petits invertébrés de la grille.*
- Enfin, rincer les résidus dans un flacon de récupération à l'aide d'alcool à 70% versé d'une bouteille de rinçage. S'assurer que tout ce qu'il y a dans le tamis a bien été récupéré. **Astuce:** *On peut au besoin mélanger les résidus des tamis fins, pour réduire la quantité de flacons à utiliser.*



Tamisage du sol après un flottage dans une solution saline saturée

- Vider la récolte dans une boîte de Pétri (ou dans un grand verre de montre) et examiner sous un microscope binoculaire. S'assurer d'avoir bien étiqueté l'échantillon avec les mêmes données que celles que portait le sac plastique d'échantillonnage d'origine.



Lavage des débris provenant du tamisage

CONSEILS

Il s'agit là d'une technique d'extraction en laboratoire, qui peut néanmoins être facilement adaptée à une utilisation sur le terrain, à condition qu'on dispose d'eau sans problème.

Il n'est pas nécessaire que la faune soit vivante pour l'extraire des carottes de sol à l'aide du flottage et du tamisage, mais l'extraction doit se faire dans les 2 à 3 jours qui suivent la collecte d'échantillons.

C'est un procédé qui demande de grandes quantités d'eau, surtout quand il y a beaucoup d'échantillons.

Si on ne dispose pas d'espace en laboratoire et qu'il faille procéder à l'extraction sur le terrain, il faudra veiller à ce que les extractions des carottes prélevées dans la zone traitée avec un pesticide ne soient pas effectués dans une zone non traitée, sinon cela provoquera une contamination.

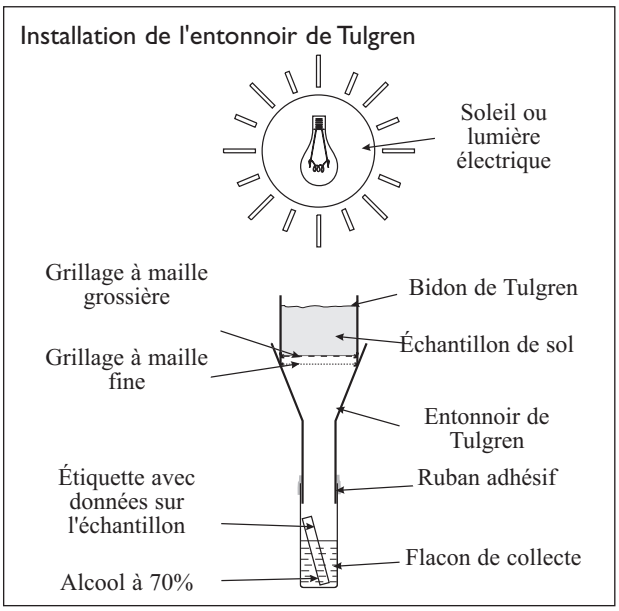
Entonnoirs de Tulgren pour l'extraction des invertébrés de carottes de sol

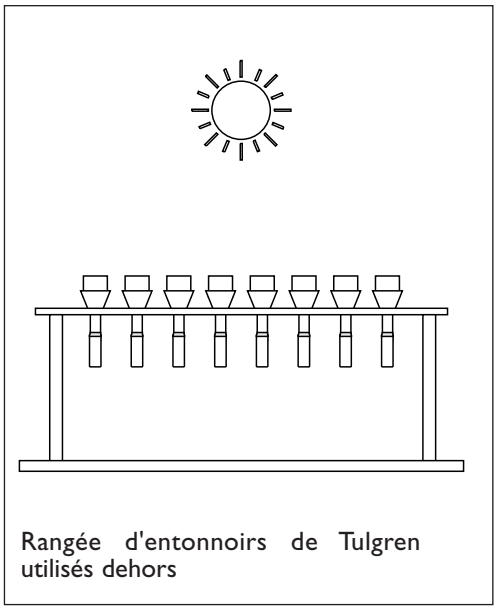
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Entonnoirs de Tulgren: bidons de Tulgren; morceaux de grillage; échantillons de sol; flacons d'échantillonnage; alcool à 70%; glycérol; ruban adhésif ou d'isolation; feutre marqueur indélébile; crayon à papier; papier; carnet; hotte de Tulgren; ampoules électriques.

Méthode

- Installer le dispositif Tulgren comme indiqué, le bidon reposant dans l'entonnoir, le grillage fin (maximum 600 µm) au fond et le grillage grossier (par ex. de 2 mm) sur le dessus.
- Insérer un flacon de plastique, étiqueté à l'extérieur et portant le numéro et la date du site, au bas du premier entonnoir du casier. Déverser la terre du sac d'échantillons approprié dans le bidon placé au dessus de l'entonnoir. **Astuce:** *Si une croûte s'est formée à la surface du sol, il faut l'ôter et la mettre à l'envers sur le dessus de l'échantillon de terre. Cela permettra aux invertébrés qui s'y trouvent de redescendre dans le flacon de récupération et empêchera les autres animaux de l'échantillon de remonter à la surface.*
- Bien taper le côté du bidon, 10 à 15 fois. Toutes les matières ainsi délogées retombent au fond du flacon. Enlever ce flacon et le remplacer par un autre étiqueté à l'intérieur comme à l'extérieur et à moitié rempli d'alcool à 70% et de quelques gouttes de glycérol. Remettre les matières délogées en haut de l'entonnoir.
- Procéder de même avec les autres échantillons des bidons Tulgren restants. Si vous avez accès à des installations de laboratoire, allumer les lumières au-dessus des entonnoirs et attendre 3 à 5 jours pour que tous les invertébrés sortent de la carotte. Sinon, mettre les entonnoirs de Tulgren sur leur support en plein soleil et les laisser pendant 5 à 10 jours.
- A la fin de la période d'extraction, ôter les flacons un par un et mettre un couvercle dessus. Noter la date à laquelle vous avez enlevé les flacons au marqueur indélébile.
- Examinez le contenu de chaque flacon un par un. Verser le contenu sur une boîte de Pétri et examiner sous un microscope binoculaire. Trier, dénombrer et identifier la faune extraite.




Rangée d'entonnoirs de Tulgren utilisés dehors

CONSEILS

Seuls seront extraits avec cette technique les invertébrés dont la taille passe par le grillage le plus étroit utilisé à la base du bidon d'aluminium en haut du dispositif de Tulgren. Choisir la taille du grillage correctement.

Veillez à ce que les indications de l'échantillon de sol correspondent à celles portées sur l'étiquette du flacon.

Estimation de la santé de la colonie de termites

À RETENIR

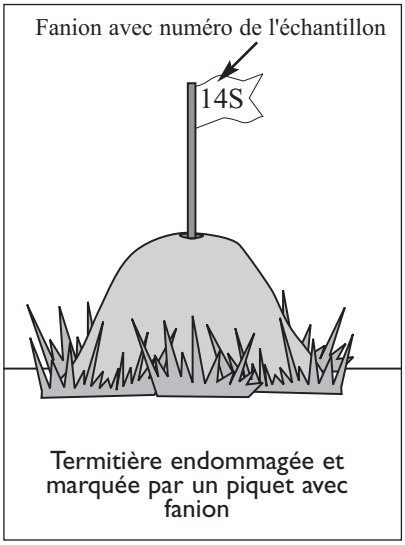
ÉQUIPEMENT: feutre marqueur indélébile; fanions repères; perches ou piquets; loupe; pinces; aspirateur; flacons d'échantillonnage; carnet; crayon; papier.

Choisir un minimum de 50 monticules pour chaque type différent par zone de traitement. Sélectionner avec soin des sites d'échantillonnage pour les apparier le mieux possible entre les zones de traitement.

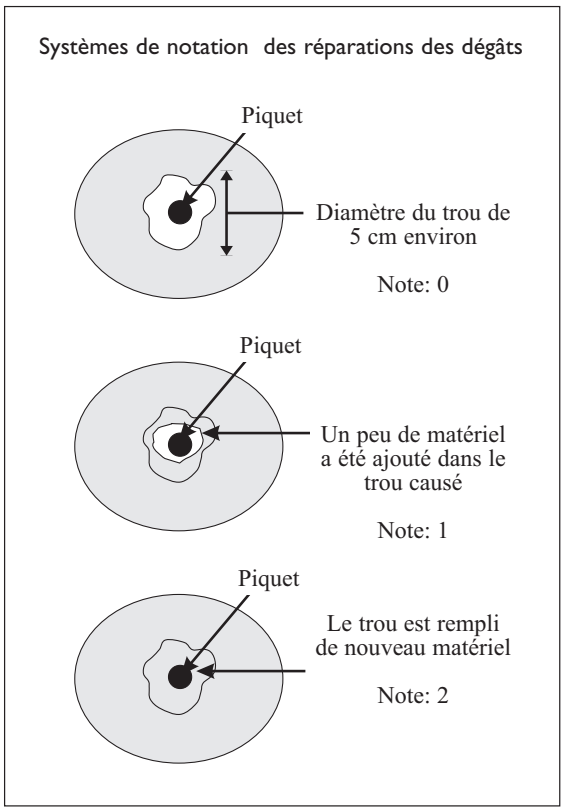
Méthode

- Commencer par faire une étude de la zone pour déterminer la densité des termitières et de types de monticules (y a-t-il des monticules de formes différentes, de taille plus ou moins différente?) Si c'est le cas, il pourra y avoir plusieurs espèces de termites présentes.
- Choisir (au hasard) 50 monticules par zone de traitement de chaque type de monticule commun à toutes les zones.[1]
- "Endommager" chaque monticule (sélectionné) en y enfonçant au sommet un piquet de bois ou une perche surmontés d'un fanion numéroté. Si besoin, élargir le trou à l'aide du piquet ou de la perche jusqu'à ce qu'il fasse 5 cm environ. **Astuce:** *Si le monticule est trop haut pour atteindre facilement le sommet, choisir un endroit commode sur le flanc mais garder toujours le même sur chaque monticule endommagé.*
- Examiner la zone endommagée et guetter les signes d'une activité chez les termites pour la noter dans un carnet en utilisant les signes + ou –. Ramasser des échantillons de termites pour les faire identifier par un taxonome. Les mettre dans un flacon d'échantillonnage en y aposant une étiquette rédigée au crayon portant le nom ou le numéro du site, le numéro du monticule et la date. Remplir d'alcool à 70% et mettre un couvercle sur le récipient.
- Attendre au moins 2 min entre le moment où vous infligerez des dégâts et celui où vous commencez à noter l'activité des termites.
- Noter la végétation autour de chaque monticule.
- Passer à la termitière sélectionnée suivante et répéter l'opération ci-dessus. Continuer de cette façon jusqu'à ce que tous les monticules choisis soient endommagés.
- Décider de la fréquence à laquelle vous viendrez observer les réparations. **Astuce:** *Une première inspection au bout de 2 jours est recommandée, puis une par semaine. Les inspections se poursuivront sur 6 semaines, suivies par des inspections mensuelles.*

[1] Sauf là où une forme de traitement sélectif a été utilisée, par ex. un traitement en barrières contre les acridiens ou un traitement au sol contre les mouches tsé-tsé. Dans ces cas, les données sur les monticules dans les zones soumises à différents degrés de traitement doivent être conservées à part.



Termitière endommagée et marquée par un piquet avec fanion



- Lors des inspections suivantes, noter l'étendue des réparations accomplies par les termites au trou de chaque monticule, en attribuant à la réparation une valeur de 0 à 2 (0 = nulle; 1 = partielle; 2 = terminée). Si la réparation du trou est achevée, le noter, mais endommager à nouveau le monticule (en suivant la même procédure que décrit ci-dessus).
- Ramasser tous les termites que vous voyez (en particulier, les soldats ou les ailés) pour identifier les espèces ultérieurement.

CONSEILS

Lorsque plusieurs types de monticules différents auront été repérés au cours de l'étude initiale, noter l'activité des termites et la réparation des monticules séparément selon la catégorie à laquelle ils appartiennent.

Il faudra commencer l'observation 3 semaines au moins avant le traitement avec un pesticide (le mieux serait 6 semaines). Quel que soit l'état des réparations, il faudra réinfliger des dégâts aux monticules le jour du traitement, le plus tôt possible après l'application du pesticide.

Procéder aux observations sur les dégâts et les réparations à la même heure du jour sur chaque zone de traitement au cas où des régularités diurnes auraient un effet sur l'activité des termites concernés.

Éviter d'enlever la végétation autour des monticules quand vous les endommagez, sauf si c'est indispensable.

Il faudra apparier la végétation/l'habitat des sites d'échantillonnage.

Noter tous les autres facteurs susceptibles d'influencer la santé de la colonie: sécheresse, saturation d'eau, invasion de la colonie par les fourmis, dégâts perpétrés par des oryctéropes ou autres prédateurs, etc.

Dans la mesure du possible, procéder à des observations supplémentaires sur l'activité de la colonie, comme la périodicité des excursions de recherche de nourriture à partir du monticule, les heures auxquelles elles ont lieu, leur nombre, etc.

Toutes les observations relatives à des conflits interspécifiques ou entre des membres de différentes colonies doivent aussi être notées.

Échantillonnage par coups de pied

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Filet à manche, flacons à échantillons en plastique, bottes, feutre marqueur indélébile, formol à 40 % (ou méthanol à 70 %).

Manipuler le formol avec précaution (voir chapitre 3).

Méthode

- Marquer le flacon avec un code (ex: numéro du site et de l'échantillon) à l'aide d'un feutre indélébile épais.
- Choisir un cours d'eau où effectuer l'échantillonnage. Normaliser le substrat échantillonné sur chaque site. Il est conseillé d'échantillonner dans des zones de courant caillouteuses, mais tout type de substrat est acceptable, dans la mesure où l'eau est courante.
- Faire face à l'aval et tenir le filet devant soi de manière à ce que l'eau pénètre dans le filet.
- Agiter le substrat pendant 30 secondes pour déloger les organismes en donnant des coups de talon tout en marchant lentement à reculons sur une courte distance (1 à 2 m).
- Sortir le filet de l'eau et faire tomber au fond du flacon les organismes et les débris pris sur les parois du filet (faire passer de l'eau sur le filet).
- Décrocher le flacon du filet. Boucher le flacon et mettre en place le flacon suivant. Il est également possible de vider le flacon dans un autre récipient étiqueté pour le transport.



Substrats artificiels

- Ajouter du méthanol ou du formol, sauf si les échantillons sont traités dans les heures qui suivent leur prélèvement. Vider environ 25 % d'eau (au travers d'une mousseline pour éviter toute perte d'échantillon) et remplacer par une quantité équivalente de formol à 40 % ou de méthanol à 70 %.
- Répéter cette opération au moins deux fois de plus dans chaque station d'échantillonnage pour augmenter la quantité d'espèces piégées, tout en prenant garde à ne pas effectuer les prélèvements à l'endroit où les autres membres de l'équipe sont déjà passés. Si la station d'échantillonnage possède deux types de substrat, stratifier l'échantillonnage en fonction de leurs surfaces respectives: si le lit est composé de 60 % de cailloux et 40 % de gravier avec un peu de sable, prélever trois échantillons de plus petite taille sur les cailloux (ajuster la durée d'échantillonnage ou la surface agitée par coup de pied) et deux sur le gravier.
- Traitement: verser le contenu du flacon sur un plateau blanc et séparer à l'œil nu les organismes du sable, du limon et des débris, puis utiliser des pinces ou des pipettes Pasteur pour les plus petits organismes. Mettre les organismes dans des flacons contenant de l'alcool à 70 %, procéder au comptage et à l'identification.

CONSEILS

Ajuster la durée d'échantillonnage en fonction du substrat pour éviter de boucher le filet (échantillonnage inefficace) et de compliquer l'opération de tri. Dans les zones de courant, compter 30 secondes et 15 secondes dans les sédiments. S'il est nécessaire d'augmenter le nombre d'échantillons, réduire le temps mis à donner des coups de pied ou la distance échantillonnée. Cette technique est utile pour observer, immédiatement après la pulvérisation, les organismes vivants et ceux qui sont morts, dans la mesure où aucun liquide de conservation n'est ajouté après le prélèvement: trier le contenu du flacon sur un plateau blanc avant de procéder à la conservation.

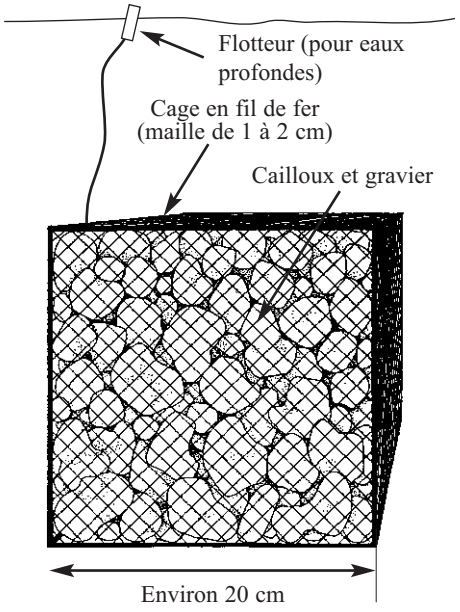
Substrats artificiels

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Échantillonneurs, fil de fer, piquets, toile en mailles, flotteurs (liège), papier et crayons, flacons à échantillons, pinceau de 2 pouces, sacs plastiques, seau, stylo marqueur indélébile, formol à 40 %.

Manipuler le formol avec précaution (voir chapitre 3).

Méthode



Substrats artificiels

- Choisir une zone de lac ou de cours d'eau à échantillonner (le substrat se compose normalement de limon, de boue ou de roche apparente). Normaliser pour chaque site le positionnement de l'échantillonneur (ex: à la même distance de la végétation et de la berge ou, pour les cours d'eau, dans des courants de même force) et son exposition (ex: position sur la roche apparente, le sable ou les sédiments).
- Placer 4 à 6 échantillonneurs sur chaque site. Dans les eaux stagnantes ou à faible courant, poser l'échantillonneur sur le substrat et noter précisément sa position (tracer une carte et utiliser un flotteur pour les eaux profondes). Dans les eaux vives, amarrer l'échantillonneur à la roche apparente à l'aide de fil de fer fixé sur des piquets plantés dans des fissures.
- Laisser les échantillonneurs pendant au moins 2 semaines avant de les récupérer. Normaliser la durée pour chaque site.
- Lors de la récupération, envelopper rapidement, mais avec soin, l'échantillonneur dans un sac en mailles (mailles de 1 mm) avant de le sortir de l'eau. Cette précaution permet de récupérer les organismes délogés lors de l'opération.
- Mettre le sac contenant l'échantillonneur dans un seau d'eau, retirer le sac après l'avoir passé à l'eau, secouer l'échantillonneur, puis retirer les cailloux de la cage en fil de fer (si ce type est utilisé). Brosser le substrat à l'aide d'un pinceau pour s'assurer de prélever tous les organismes.
- Vider l'eau du seau comme requis pour atteindre le volume du flacon à échantillon. Verser l'échantillon dans un flacon étiqueté et assurer sa conservation en ajoutant du formol à 40 % (4 ml pour 100 ml d'échantillon).
- Trier et identifier les invertébrés. Combiner les résultats des substrats répétés pour chaque station d'échantillonnage et entrer les données dans un logiciel de traitement statistique. Tracer la courbe des moyennes avec l'erreur type.

CONSEILS

L'échantillonnage des substrats artificiels est une méthode destructive (biologiquement), mais les échantillonneurs peuvent être remis en place s'il est besoin d'effectuer un suivi en continu. On doit cependant les laisser immergés pendant 2 semaines pour permettre leur recolonisation.

Troubleau (aquatique)

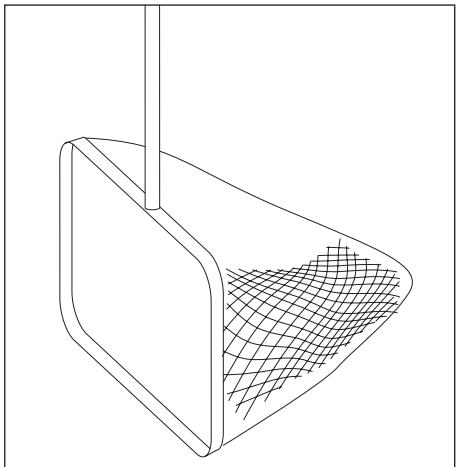
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Troubleau, 20 flacons à échantillons, 3 seaux, feutre marqueur indélébile, 20 sacs plastiques, formol à 40 %, mousseline.

Manipuler le formol avec précaution (voir chapitre 3).
Normaliser le temps mis pour échantillonner la végétation sur tous les sites.

VÉGÉTATION ENRACINÉE

Méthode



Troubleau sans flacon collecteur

- Marquer le flacon avec un code (ex: numéro du site et de l'échantillon) à l'aide d'un feutre indélébile.
- Choisir une zone de végétation où effectuer l'échantillonnage. Normaliser le substrat échantillonné sur chaque site. Exemple: papyrus et *Vossia*, pour 80 % de papyrus et 20 % de *Vossia*, prélever 4 échantillons sur papyrus et 1 sur *Vossia*.
- Tenir le troubleau à deux mains, racler les tiges submergées avec le cadre métallique du filet, puis balayer la zone entre les tiges et autour des racines en formant des huit, ce qui empêche les organismes de s'échapper du filet.
- Continuer cette opération pendant un temps défini, par exemple pendant 1 minute. Sortir le filet de l'eau et faire tomber au fond les organismes et les débris pris sur les parois (en faisant passer de l'eau sur les parois du filet).
- Décrocher le flacon à échantillon (si mis en place) et verser son contenu dans un autre flacon à échantillon étiqueté ou retourner le filet dans un seau d'eau pour y faire tomber les organismes. Vider l'eau (à travers une mousseline) comme requis pour atteindre le volume du flacon à échantillon. Verser l'échantillon dans un flacon étiqueté et assurer sa conservation en ajoutant du formol à 40 % (4 ml pour 100 ml d'échantillon).
- Répéter l'échantillonnage 3 à 4 fois sur chaque site.

HERBES FLOTTANTES

Méthode

- Prélever les herbes flottantes en entier en les faisant entrer rapidement dans le filet (ne pas passer le filet lentement, car les organismes détectent les mouvements et se laisseront tomber).
- Retourner le filet dans un seau d'eau contenant quelques gouttes de formol et laisser la végétation tremper pendant quelques minutes pour détacher tous les organismes.
- Secouer la végétation soigneusement avant de la mettre dans un sac plastique étiqueté. Transférer l'échantillon principal (l'eau restant dans le seau) dans un flacon étiqueté et assurer sa conservation comme décrit ci-dessus.
- Prélever 5 ou 6 échantillons de végétation flottante pour estimer la variation de l'échantillon. Il est intéressant d'exprimer la densité de la faune sur la végétation flottante (par opposition à la végétation enracinée) en fonction du poids sec de la végétation ou, encore mieux, en fonction du poids ou du volume des racines: cela diminue les biais dûs à la biomasse située au-dessus de la surface, qui est variable tout au long de l'année.
- De retour au camp de base ou au laboratoire, trier la végétation pour prélever tous les organismes y adhérant. Consolider ces résultats avec ceux de l'échantillon principal.

CONSEILS

Les troubleaux peuvent aussi servir à capturer les insectes vivant à la surface des eaux ou autour de la végétation.

Échantillonnage par cylindre ou boîte

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Cylindre, boîte ou échantillonneur Surber, 2 filets (dont 1 de rechange), flacons à échantillons, feutre marqueur indélébile, formol.

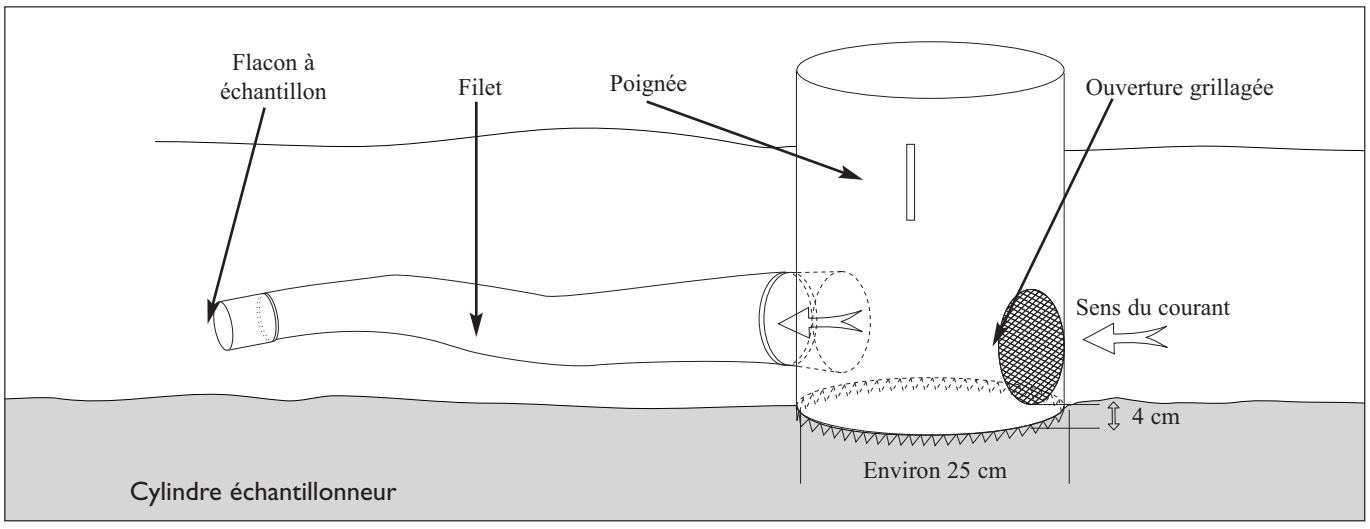
Manipuler le formol avec précaution (voir chapitre 3).

Méthode

- Choisir une zone du cours d'eau où effectuer l'échantillonnage. Les points clés à retenir sont: normalisation du substrat échantillonné sur chaque site (les zones de courant sont de bons endroits) et stratification de l'échantillonnage s'il existe une différence marquée entre les types de substrat.
- Faire face à l'amont du cours d'eau et enfoncer l'échantillonneur d'environ 5 cm dans le substrat (par mouvements rotatifs de va-et-vient): l'eau doit entrer par l'ouverture du cylindre ou de la boîte et le filet doit flotter vers l'aval. Ne pas échantillonner l'emplacement piétiné.
- Soulever les grandes pierres se trouvant dans le cylindre et détacher à la main les animaux accrochés (par exemple, les mollusques). Remuer le substrat dans l'échantillonneur pendant 1 à 2 minutes pour déloger les organismes qui seront alors entraînés par le courant dans le filet.
- Sortir l'échantillonneur de l'eau en faisant pendre le filet. Faire tomber au fond du flacon les organismes et les débris pris sur les parois (faire passer de l'eau sur les parois du filet).
- Décrocher le flacon du filet. Boucher le flacon (ou vider son contenu dans un autre récipient étiqueté pour le transport).
- Marquer le bouchon du flacon à échantillon avec un code (ex: numéro du site et de l'échantillon) à l'aide d'un feutre marqueur indélébile.
- Ajouter du méthanol ou du formol.

Astuce: *Vider un peu d'eau et remplacer par une quantité équivalente de solution de conservation.*

- Répéter l'échantillonnage 4 à 8 fois pour obtenir des statistiques fiables. Trier les échantillons sur un plateau blanc contenant un peu d'eau. Combiner les résultats des échantillons répétés pour chaque station d'échantillonnage et entrer les données dans un logiciel de traitement statistique.



CONSEILS

Les cylindres échantillonneurs peuvent être utilisés dans les sédiments dans la mesure où le courant qui traverse l'échantillonneur est suffisamment fort pour entraîner les organismes dans le filet.

Échantillonnage de la dérive

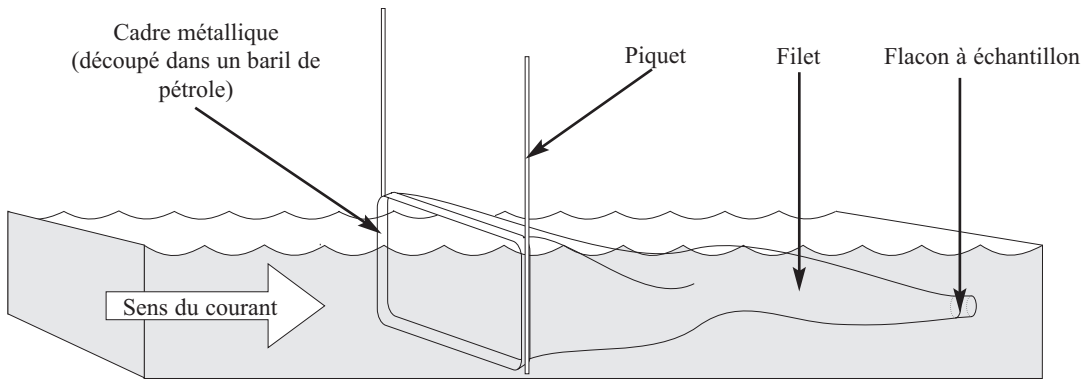
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Filets dérivants, marteau et piquets, chaîne d'arpenteur, fil de fer ou ficelle, flacons avec bouchons à vis, orange ou bouchon de liège, feutre marqueur indélébile, mousseline, formol à 40 %, débitmètre.

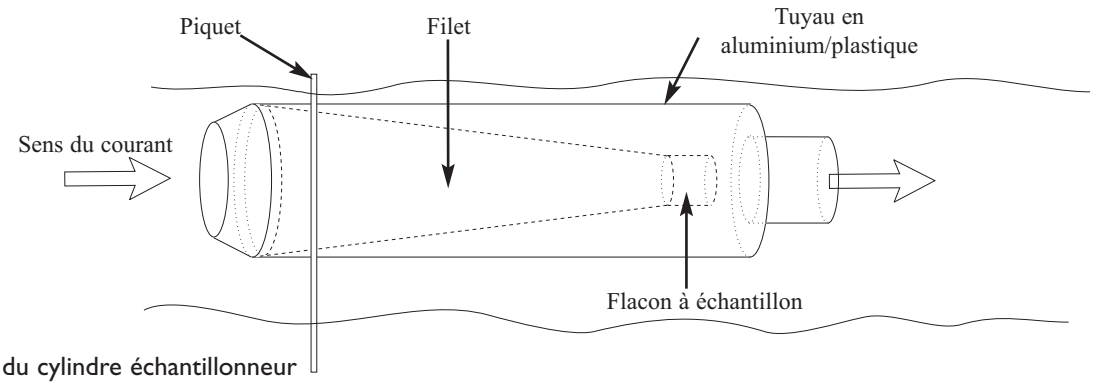
Cette opération nécessite deux personnes.
Manipuler le formol avec précaution (voir chapitre 3).

Méthode

- Installer le filet dérivant dans une partie du cours d'eau où il est possible de passer à gué: quand le courant est fort, cette opération nécessite deux personnes. Planter les piquets dans le substrat et fixer le cadre du filet aux piquets à l'aide de fil de fer: l'ouverture doit être submergée et tournée vers l'amont. Les fers à béton font d'excellents piquets. Idéalement, placer 2 à 3 filets en amont et en aval de la pulvérisation.
- Mettre en place le flacon à échantillon et noter l'heure. Positionner les filets à la même distance du lit du cours d'eau et dans des courants de force similaire dans tous les sites. Mesurer le courant à l'aide d'un débitmètre placé dans l'ouverture du filet.
- Vider le filet périodiquement, par exemple toutes les 24 h. En cas de forte pluie ou de pulvérisation d'insecticide, raccourcir l'intervalle entre les prélèvements (par exemple, toutes les 2 à 4 heures). Tapoter l'extérieur du filet pour faire tomber au fond du flacon les organismes et les débris pris sur les parois.
- Noter les signes d'encrassement du filet: remous ou reflux. Consigner ces faits dans un carnet avec le numéro de l'échantillon, l'heure, etc. Dans ce cas, vider le filet plus souvent.
- Marquer le flacon avec un code (ex: numéro de l'échantillon et durée du prélèvement) à l'aide d'un feutre marqueur indélébile.
- Le flacon étant rempli d'eau, appliquer une mousseline sur l'ouverture pour éviter de perdre des spécimens et vider un peu d'eau (environ 25 %). Remplir le flacon de formol à 40 %, sauf si le traitement s'effectue dans les heures qui suivent le prélèvement. Calculer la densité de la dérive en prenant en compte la superficie de l'ouverture du filet (ou la superficie partielle si le filet n'était pas complètement immergé), le débit et le nombre d'animaux capturés pendant une période donnée. Si, lors de la durée d'échantillonnage, un volume de 20,1 m^3 d'eau est passé au travers du filet et si le flacon à échantillon contient 102 Nematocera, exprimer le résultat en nombre d'individus par m^3, c'est-à-dire 102/20,1 = 5 Nematocera/m^3.



Filet échantillonneur rectangulaire



MESURE DU COURANT

Il est possible d'estimer approximativement le débit qui traverse le filet à partir du débit du cours d'eau, dans la mesure où le filet n'est pas encrassé et qu'il ne gêne pas le courant. Consulter la fiche méthodologique traitant de la mesure du courant avec un objet flottant (chapitre 5). La mesure sera cependant plus précise avec un débitmètre étalonné, placé dans le tuyau de sortie d'un cylindre échantillonneur. Consulter la fiche méthodologique pour le calcul du débit.

CONSEILS

Les dimensions du filet dérivant ne sont pas imposées. Une dimension courante pour les rivières est une ouverture de 30 x 30 cm et de 30 cm x 15 cm (de haut) pour les ruisseaux.

Dans le limon ou la boue, les piquets doivent être suffisamment longs pour maintenir le filet en place. Dans les substrats rocheux, il est possible d'enfoncer des piquets métalliques dans le lit du cours d'eau ou d'attacher le filet à des arbres ou des piquets sur la rive.

Noter les phases de la lune, c'est-à-dire, pleine lune, nouvelle lune, etc. pendant l'échantillonnage. La dérive des invertébrés est plus importante juste après le coucher du soleil, mais la clarté de la lune modifie cette tendance et donc les prises.

Pièges à émergence

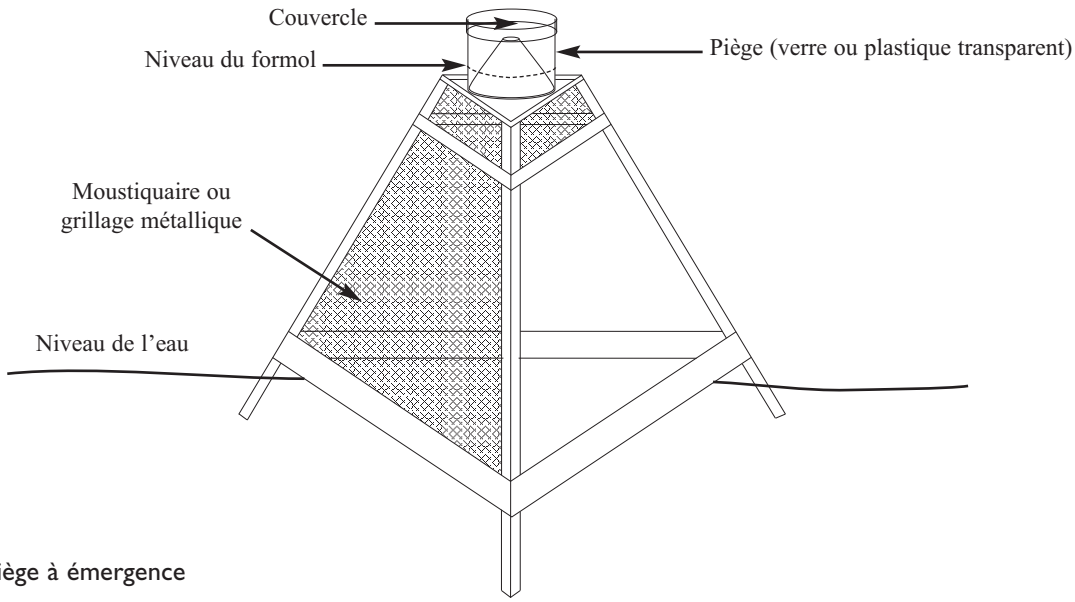
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Pièges à émergence avec entonnoirs de collecte, ficelle, élastiques, couteau, pierres, flacons à échantillons, feutre marqueur indélébile, formol.

Manipuler le formol avec précaution (voir chapitre 3).

Méthode

- Choisir, pour effectuer l'échantillonnage, une zone de cours d'eau ou de lagon accessible et pas trop profonde: la profondeur est déterminée par la longueur des pieds du piège. Normaliser le substrat échantillonné sur chaque site (ex: dans les herbes, sur la végétation ou les sédiments, etc.). Équiper les pièges à émergence de flotteurs pour effectuer l'échantillonnage dans les eaux profondes.
- Éviter de piétiner la zone où installer le piège et placer l'échantillonneur dans l'eau, de manière à ce que la base des côtés du piège ou du cône soit juste sous l'eau. Mettre le piège à niveau à l'aide de pierres ou accroître la hauteur des pieds.



Piège à émergence

- Placer l'entonnoir de collecte au sommet en le fixant à l'aide de ficelle ou d'élastiques. Remplir à moitié le récipient de formol et mettre le couvercle. Positionner 3 à 4 autres pièges à proximité en normalisant le substrat échantillonné sur le site. Laisser les pièges en position pendant au moins 2 semaines et visiter le piège tous les 2 jours pour vider le récipient de collecte.
- Pour vider le piège, aspirer les spécimens à l'aide d'une pipette Pasteur ou utiliser une pince. Transférer les insectes adultes (imagos) dans un flacon à échantillon contenant du formol à 4 %. Mettre une étiquette (écrite au crayon sur du papier) dans le flacon avant de le fermer.
- Identifier et compter les imagos. Calculer la surface échantillonnée pour chaque piège et consigner la densité d'imagos en nombres par m^{-2}. Conserver les spécimens identifiés dans du formol, étiqueter et ranger.

Astuce: *Consigner, pour tous les sites, les conditions météorologiques dominantes lors de la période d'échantillonnage: la pluie, l'ensoleillement et la température ont une influence sur l'émergence.*

CONSEILS

Le modèle donné n'est pas le seul existant: voir Mundie (1971) pour d'autres types de pièges. Ces pièges suscitent la curiosité des populations: pour réduire les pertes et les dégâts, il est conseiller d'apposer une notice explicative et d'expliquer aux populations locales le but de l'opération.

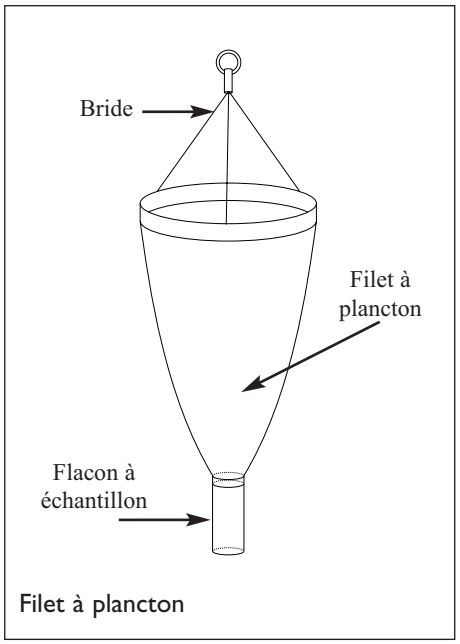
Échantillonnage du plancton

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Filet à plancton, ligne de mouillage de 10 m, flacon de verre lesté et bouchon, flacons avec bouchons à vis, thermomètre, crayons et papier, formol à 40 %.

Manipuler le formol avec précaution (voir chapitre 3).

Méthode



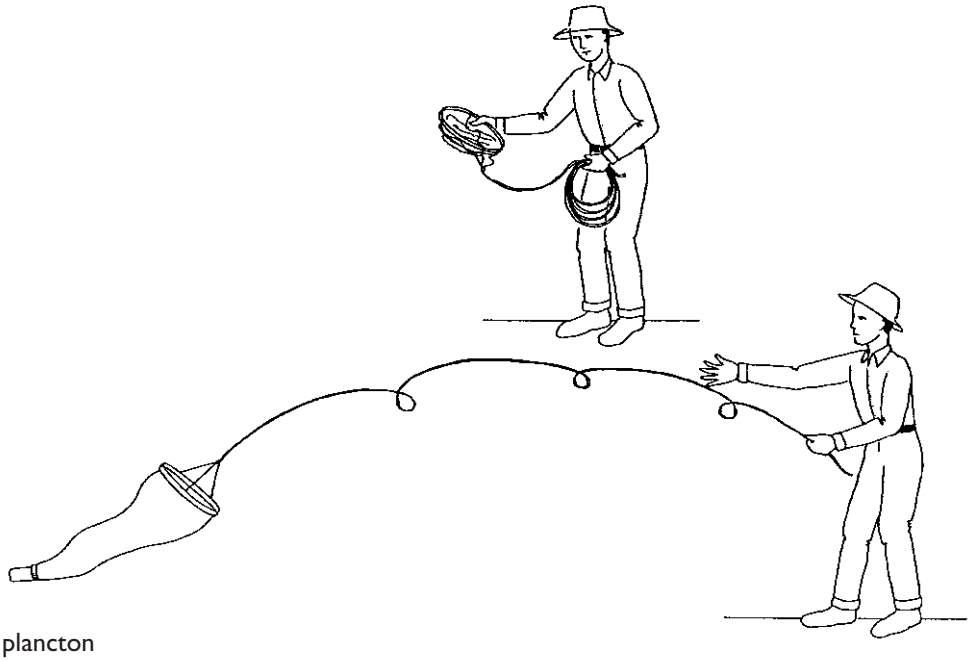
Filet à plancton

- Pour le zooplancton, utiliser un filet de maille de 250-300 µm; pour le phytoplancton, utiliser un filet de maille de 75 mm. Noter l'heure, qui doit être normalisée pour le site échantillonné.
- Nouer la ligne de mouillage à la bride du filet, fixer le flacon à échantillon et mouiller le filet pour le rendre plus lourd lors du lancer. Trouver un emplacement adéquat sur la berge du cours d'eau ou de la mare d'où lancer le filet, c'est-à-dire un emplacement sans branches d'arbres basses et dépourvu de rochers ou herbes dans l'eau. Enrouler la ligne de mouillage, puis tenir le filet par son cadre (voir schéma). Tenir l'extrémité de la ligne puis lancer la ligne enroulée et le filet aussi loin que possible. Noter la distance atteinte.

  Astuce: *pour faciliter la mesure de cette distance, nouer des nœuds dans la ligne tous les 50 cm.*
- Haler le filet à une vitesse constante: suffisamment lentement pour éviter qu'il ne fasse surface, mais suffisamment rapidement pour éviter qu'il ne coule. Sortir le filet de l'eau en tirant sur la bride et faire tomber au fond du flacon les organismes et les débris pris sur les parois (en faisant passer de l'eau sur les parois du filet). Défaire le flacon à échantillon, vider environ 10 % d'eau et remplacer par une quantité équivalente de formol à 40 %. Mettre dans le flacon une étiquette en papier écrite au crayon mentionnant le nom du site, la date et la longueur de halage. Fermer et retourner le flacon pour mélanger le contenu.
- Répéter l'opération 6 fois en numérotant les échantillons répétés. (Le filet peut aussi être tiré par un bateau sur une distance déterminée.)
- Il est également possible, si le plancton est dense (eaux de couleur verte), de remplir un flacon d'eau ou, dans les eaux plus profondes, d'immerger d'un pont ou d'un bateau, un flacon fermé et lesté puis de le déboucher à l'aide d'une ficelle nouée au bouchon une fois la profondeur requise atteinte. Prélever des échantillons répétés, ajouter la solution de conservation et étiqueter comme indiqué ci-dessus.
- Estimer le volume d'eau ayant passé au travers du filet en prenant en compte la distance de halage (m) et la superficie de l'ouverture du filet.

  Si le diamètre de l'ouverture du filet = 30 cm, la superficie de l'ouverture est alors = πr^2 ou 3,142 x 225 = 707 cm^2.

  Pour une distance de halage de 7 m, le volume d'eau échantillonné = superficie de l'ouverture x longueur de halage = 4949 litres ou 4,9 m^3. (Le volume d'eau échantillonné est surestimé, en raison de la contre-pression due à la résistance du filet au fur et à mesure qu'il s'obstrue.)
- Traiter les échantillons dès que possible, car ils se détériorent rapidement (voir le traitement du plancton, page 191).



Lancer du filet à plancton

CONSEILS

Dans les eaux profondes et si l'échantillonnage se fait d'un bateau, effectuer le halage du filet à plancton verticalement. S'efforcer de prélever le plancton à la même heure, car il change de profondeur en fonction de la lumière.

Échantillonnage à la benne

À RETENIR

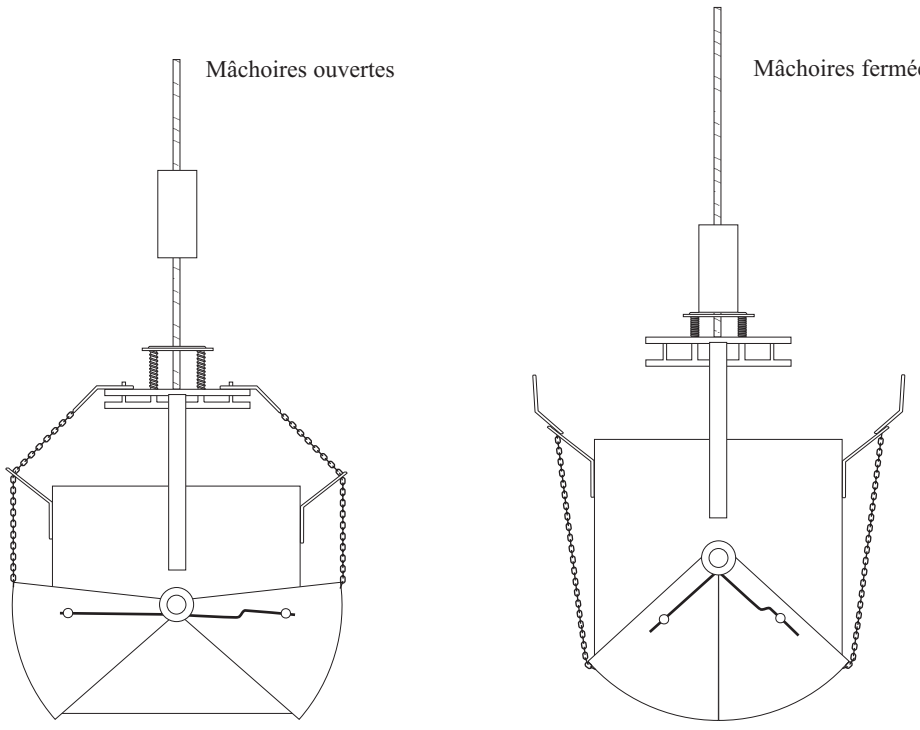
ÉQUIPEMENT: Benne Ekman ou Petersen, tige, câble porteur ou corde pour les bennes, sacs plastiques solides, flacons à échantillons à large ouverture (1 litre), 3 seaux, feutre marqueur indélébile, formol à 40 %.

Cette opération nécessite deux personnes.
Manipuler le formol avec précaution (voir chapitre 3).

BENNE EKMAN

Méthode

- Sélectionner une zone où l'eau est peu profonde et dépourvue de végétation enracinée et de pierres. Normaliser le positionnement des bennes sur chaque site pour prélever les échantillons à la même distance de la végétation enracinée ou de la berge. De même, effectuer les prélèvements dans des mares de même taille ou, pour les cours d'eau, dans des courants de même force.
- Marcher lentement dans l'eau (pour ne pas perturber la visibilité) en tenant la tige de l'échantillonneur à bout de bras. Positionner l'échantillonneur sur du substrat plat et, selon son fonctionnement, tourner et pousser la tige ou actionner le câble porteur pour fermer les mâchoires.
- Soulever la benne verticalement en s'assurant qu'aucune branche ou pierre n'empêche les mâchoires de se refermer. Tenir l'échantillonneur au-dessus d'un seau et ouvrir les mâchoires pour récupérer l'échantillon. Laver la benne avec un peu d'eau pour faire tomber dans le seau les sédiments collés sur les parois.
- Verser le contenu du seau dans un sac plastique solide. Verser 50 ml de formol à 40 % dans le sac, mettre dans le sac une étiquette en papier écrite au crayon, fermer le sac et attacher une étiquette sur son col. Presser doucement le sac pendant 1 minute pour que le formol imprègne la boue.
- S'éloigner de quelques pas de la zone où l'échantillon précédent a été prélevé, puis répéter la procédure, en prenant garde à ne pas effectuer l'échantillonnage dans la zone piétinée. 4 à 8 échantillons répétés sont nécessaires pour des estimations quantitatives. La benne peut également être utilisée d'un bateau dans les eaux peu profondes.



Benne Ekman

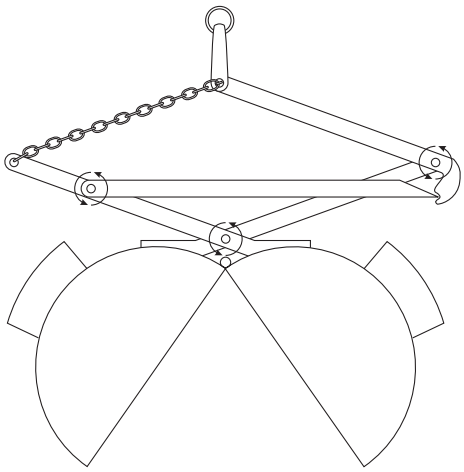
Dans les eaux plus profondes, mouiller la benne Petersen d'un bateau.

BENNE PONAR ET BENNE PETERSEN

Méthode

- Vérifier la profondeur à l'aide d'une pierre nouée à une ligne, puis vérifier s'il y a une longueur suffisante de corde fixée à la benne. Si le fond est visible, éviter la végétation pouvant s'emmêler dans les mâchoires. Enrouler la corde, ouvrir les mâchoires, lever la benne à l'arrière du bateau/canoë, puis laisser tomber la benne librement (prendre garde à ne pas se brûler avec le frottement de la corde).
- Dès que la corde est lâche, haler la benne et vérifier si les mâchoires sont bien fermées avant de vider la benne et de traiter l'échantillon comme décrit ci-dessus pour la benne Ekman.

Astuce: *Il est plus facile de passer les échantillons au tamis pour retirer la boue et les débris dans le lac, car les grandes quantités d'eau qui sont requises pour répéter fréquemment cette opération sont rarement disponibles au camp de base.*



Benne Ponar ou Petersen

CONSEILS

Quantité nécessaire: le nombre d'échantillons requis dépend de l'abondance d'espèces présentant un intérêt.

S'il est possible de laver et trier les échantillons le même jour, il n'est pas nécessaire de prévoir une solution de conservation: les organismes vivants sont plus faciles à voir sur un plateau blanc.

Traiter les échantillons de boue dès que possible, dans les 1 à 2 jours suivant le retour au laboratoire.

Laver la boue dans un jeu de tamis de 4 mm, 1 mm, 500 µm et 250 µm pour retirer les pierres et les débris et séparer les organismes. Renverser le contenu des tamis sur un plateau blanc et trier l'échantillon. Conserver les organismes dans du formol à 4 %.

Échantillonnage des prises chez les pêcheurs locaux

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Planche à mesurer les poissons, balances à cadran ou pesons à ressort, au moins 10 sacs plastiques épais (30 x 40 cm), 3 à 4 seaux, glacière et glace (si les poissons sont prélevés loin du lieu où ils seront mesurés), carnet de notes, crayons, argent pour acheter les poissons, feutre marqueur indélébile, au moins 10 m de ficelle pour mesurer les filets et le site d'échantillonnage (Astuce: *Marquer la ficelle tous les mètres à l'aide du feutre marqueur indélébile pour éviter de la mesurer ultérieurement*), disque de Secchi, pH-mètre, oxymètre et conductimètre, jauge ou ficelle lestée à une extrémité et marquée tous les 50 cm à partir du lest, équipement pour analyses physico-chimiques (si les poissons sont examinés sur le site d'échantillonnage).

Chaque équipe doit établir un programme pour chaque matériel de pêche, pêcheur ou bateau échantillonné. Les équipes doivent coordonner leurs activités entre les sites d'échantillonnage.

Méthode

- Consigner le site où le poisson est prélevé – même si les prises sont débarquées au port ou au marché aux poissons. Noter la date, le type et le nombre de matériel de pêche utilisé, la méthode de capture, les heures de début et de fin de la pêche, la longueur et les mailles des filets, le type d'hameçons ou l'ouverture des nasses.
- Peser directement la totalité des prises ou estimer le poids total en remplissant de poissons des seaux ou des paniers (souvent utilisés par les pêcheurs pour transporter et vendre le poisson) et en les pesant. Si tous les paniers ne peuvent être pesés car les pêcheurs sont pressés de quitter le site et de vendre les poissons, peser trois paniers et compter le nombre de paniers utilisés. Le poids total de la prise est estimé en multipliant le poids moyen des trois paniers par le nombre total de paniers.
- Si possible, séparer les captures prises au filet maillant, à la nasse ou à la senne. Séparer les plus gros poissons du reste de la prise (les pêcheurs le font souvent pour vendre les poissons). Mesurer les longueurs et les poids de chaque gros poisson.
- Mélanger les petits poissons et mettre de côté, au hasard, plusieurs seaux ou sacs de poissons. Plus l'échantillon est important, plus il sera représentatif de la prise complète. Les pêcheurs voudront probablement vendre l'échantillon sélectionné à l'équipe de recensement plutôt que d'attendre que les poissons soient mesurés avant de les reprendre pour les vendre. Dans ce cas, l'échantillon sera ramené au camp de base ou au laboratoire pour effectuer les mesures. L'achat du poisson permet également d'effectuer des observations sur la reproduction et l'alimentation, d'extraire des organes pour estimer l'âge, de collecter des œufs pour analyser la fécondité et de prélever des tissus pour rechercher les résidus.
- Si les pêcheurs vendent leur prise par espèces, échantillonner chaque espèce comme décrit ci-dessus. Peser la quantité totale capturée par espèce.
- Si les mesures sont exécutées sur le terrain, il est essentiel d'agir vite. **Astuce:** *Il est pratique de se munir d'une table pliante. Il est en général impossible de découper le poisson, car cela diminue sa valeur marchande, il faudra se contenter de relever le nom des espèces, la taille, le poids et de prélever des écailles.*
- Pour les échantillons comprenant plusieurs espèces, multiplier la proportion de chaque espèce dans l'échantillon par le poids total de la prise pour estimer le poids total de l'espèce dans la prise. Procéder de même pour toutes les espèces pour avoir la composition en espèces de la prise.
- Si le suivi concerne l'étude de la croissance et de la mortalité, l'échantillonnage des prises locales permet de se procurer les quantités nécessaires de poisson. Si la prise comprend des petits et des gros poissons de la même espèce, estimer le nombre des poissons les plus petits dans la prise complète pour que la proportion des petits et des grands individus dans l'échantillon soit représentative de la prise.

CONSEILS

Il est recommandé de rencontrer les pêcheurs dans leur village, sur les marchés ou sur les sites de pêche avant de commencer l'échantillonnage. Expliquer l'objectif de l'étude et susciter leur intérêt pour les résultats, ils ne se montreront que plus confiants et coopératifs lors de l'échantillonnage. Il est également intéressant d'offrir une incitation en proposant d'acheter les captures les jours d'échantillonnage. Des visites régulières, effectuées tout au long du projet, permettent de maintenir leur intérêt et une dernière visite de présentation des résultats de l'étude facilitera toute demande d'aide future.

Pêche à la senne

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Senne (d'au moins 75 m de long), 2 longueurs de 50 à 75 m (au moins) de filet de barrage à mailles fines (mailles inférieures ou égales à 50 mm), piquets pour fixer les filets de barrage, au moins 12 sacs plastiques solides, 3 à 4 seaux, glacière et glace (si les poissons sont prélevés loin du lieu où ils seront mesurés), carnet de notes, crayons, feutre marqueur indélébile, au moins 10 m de ficelle pour mesurer le site (Astuce: *Marquer la ficelle tous les mètres à l'aide du feutre marqueur indélébile pour éviter de la mesurer ultérieurement*), disque de Secchi, thermomètre, pH-mètre, oxymètre et conductimètre, jauge ou ficelle lestée à une extrémité et marquée tous les 50 cm à partir du lest, cuissardes.

Méthode

- Positionner les filets de barrage aussi vite que possible. Lancer les filets de barrage d'un bateau ou à la main dans les eaux peu profondes. Ces filets doivent être suffisamment larges pour s'étendre du fond du lit à la surface de l'eau et doivent être suffisamment longs pour s'étendre d'une berge à l'autre. Fixer ces filets assez loin de la rive, à la végétation ou à des piquets.
- Mesurer à cette étape la température, le pH, la conductivité et la turbidité de l'eau, ainsi que la quantité d'oxygène dissous. Dès que la pêche à la senne commence, l'agitation de l'eau et du substrat perturbe les mesures. La profondeur peut être mesurée avant ou après l'utilisation de la senne, mais avant que les filets de barrage ne soient rassemblés.
- Lancer la senne près d'un filet de barrage, à la main ou d'un bateau. **Astuce:** *Procéder aussi calmement que possible pour éviter d'effrayer les poissons. Attacher des cordes aux extrémités de la senne, soit sur la ralingue supérieure, soit sur les deux ralingues.* La ralingue supérieure doit être maintenue à la surface de l'eau et la ralingue inférieure sur le lit du cours d'eau pour assurer la couverture sur toute la profondeur. Tirer la ralingue supérieure de la senne lentement jusqu'à environ 20 m de l'autre filet de barrage (Figure 1) en formant une grande boucle, au large de la rive où le poisson sera débarqué (Figure 2). **Astuce:** *Prendre garde à ne pas tirer en même temps la ralingue supérieure et la ralingue inférieure.*

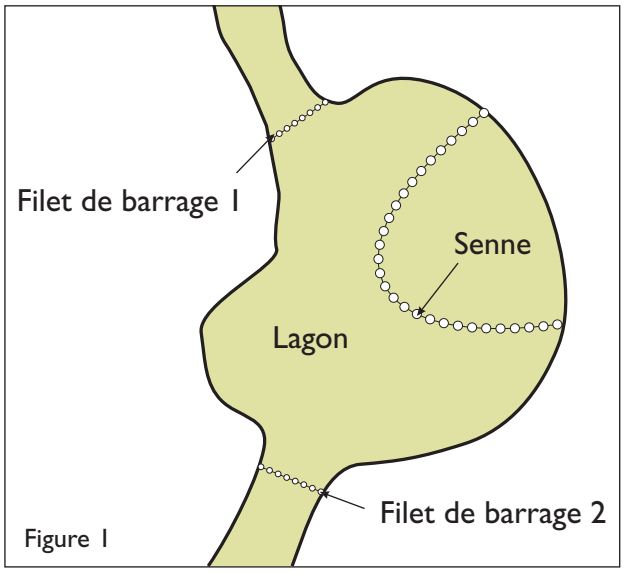
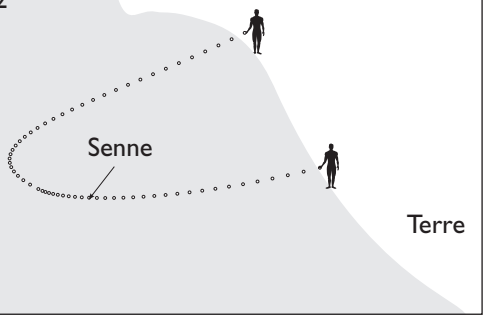


Figure 1

- Fermer petit à petit la boucle, en tenant la ralingue supérieure hors de l'eau pour éviter que le poisson ne saute par-dessus, tout en maintenant la ralingue inférieure sur le lit du cours d'eau. À la fin de l'opération de halage, remonter la ralingue avec plombs avant la ligne avec flotteurs pour attraper les poissons dans la poche ainsi formée. Si le filet accroche des obstacles dans l'eau, localiser le problème en entrant dans la boucle formée par la senne (approcher de l'extérieur, ce qui effraye moins les poissons qu'une approche par l'intérieur). Il sera peut être nécessaire de plonger pour inspecter le lit du cours d'eau et dégager le filet de l'obstacle. Les poissons qui s'échappent de la senne seront rattrapés lors des prochains lancer de la senne ou lorsque les filets de barrage seront relevés.
- Quand la senne approche de la rive, relever rapidement le filet car c'est à ce moment que les poissons montrent des signes de panique.
- Tirer les poissons de quelques mètres sur la rive pour les retirer du filet (les poissons qui sont toujours vivants peuvent sauter à l'eau). Stocker ensemble les poissons issus de chaque senne dans un sac plastique ou dans un seau pour les garder vivants le plus longtemps possible et éviter tout pourrissement s'ils ne sont pas mesurés dans les heures qui suivent. Il est également possible de placer les poissons dans un sac plastique, puis dans une glacière. Chaque sac plastique doit porter une étiquette mentionnant le site, la date et le numéro de lancer de la senne (la 1ère porte le n° 1 ou A). Des seaux permettent de garder les sacs plastiques dans l'eau, ce qui conserve le poisson.
- Continuer les captures à la senne sur le même site jusqu'à ce qu'il n'y ait plus de poissons ramenés dans le filet. Si l'équipe travaille efficacement, 5 à 6 opérations suffisent pour prélever tous les poissons du site. Stocker séparément les poissons ramenés par chaque lancer de senne.
- Avant de lever les filets de barrage, mesurer la superficie qu'ils délimitent à l'aide de la ficelle. Si la forme du site est irrégulière, estimer la superficie en établissant un croquis des lieux à reporter ultérieurement sur du papier millimétré.

- Tirer l'un des filets de barrage vers l'autre. Prendre les mêmes précautions avec les filets de barrage qu'avec la senne. Dès que les filets ont été réunis, sortir les filets de l'eau et dégager le poisson pris sur la berge. Des petits poissons peuvent être pris dans les mailles des filets de barrage, vérifier ces filets sur toute leur longueur. Stocker les poissons pris dans les filets de barrage dans des sacs plastiques séparés. Ramener tous les sacs au camp de base ou au laboratoire pour effectuer les mesures.

Figure 2



CONSEILS

En arrivant sur le site d'échantillonnage, éviter de faire du bruit ou de créer des vibrations ce qui effraye le poisson.

Prendre garde aux crocodiles, aux hippopotames et à bilharziose.

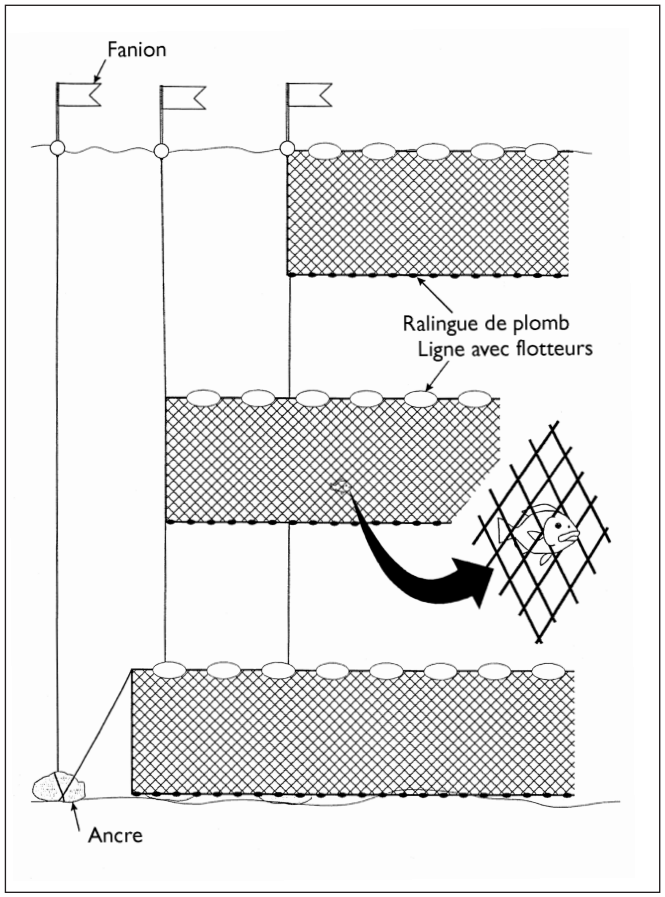
Si le filet est remonté trop lentement, les poissons s'échapperont par-dessus. S'il est remonté trop rapidement, la ralingue inférieure risque de se soulever du lit ou la ralingue supérieure risque de couler, permettant ainsi aux poissons de s'enfuir. S'assurer que les filets ne sont pas endommagés à la fin de l'échantillonnage. Réparer immédiatement les dommages constatés.

Pêche au filet maillant

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Bateau (les pirogues sont utilisables sur les eaux calmes, mais un petit bateau à moteur sera nécessaire en présence de courant ou si les remous peuvent poser problème; il est possible cependant de poser les filets en marchant dans les eaux peu profondes, mais les perturbations sont alors inévitables), filets maillants (de maille de 0,5 pouce à 1 pouce, 50 à 100 m de long par filet, prévoir 8 filets, davantage en présence de poissons de grande taille), cordes pour fixer les filets, poids pour ancrer les filets calés sur le fond ou positionnés entre deux eaux, flotteurs ou balises, sacs plastiques solides ou sacs de riz étiquetés avec le numéro du filet ou la taille de maille et la position (ex: Filet 1B = maille de 0,5 pouce, au fond; Filet 4T = maille de 2 pouces, en surface), glacière et glace, carnet de notes, crayons, feutre marqueur indélébile, ficelle marquée, disque de Secchi, thermomètre, pH-mètre, oxymètre et conductimètre, jauge ou ficelle lestée à une extrémité et marquée tous les 50 cm à partir du lest.

Méthode



- Attacher les filets ensemble, en les classant de la plus petite taille de maille à la plus grande. Amener les filets à bord du bateau, en séparant les flotteurs et les ralingues pour ne pas emmêler les filets.
- Repérer l'emplacement où mouiller les filets. Identifier les points d'ancrage, comme la végétation proche de la berge ou un tronc submergé. Il est également possible d'utiliser une bouée ou d'attacher une extrémité à une corde fixée à un poteau planté pour la circonstance.
- Mouiller les filets maillants pour la pêche de nuit juste avant le crépuscule (16 h à 18 h dans les tropiques). Relever les filets à l'aube (5 h à 7 h). Pour la pêche de jour, mouiller les filets à l'aube (5 h à 7 h) et relever les filets juste avant le crépuscule (16 h à 18 h). **Astuce:** *Pour la pêche de jour comme de nuit, utiliser deux jeux de filets maillants et mouiller le second après avoir relevé le premier. Cette précaution permet d'économiser le temps mis pour retirer les poissons des filets avant de pouvoir les réutiliser.*
- Fixer l'extrémité du filet à plus petites mailles (à l'aide de corde) au point d'ancrage, faire avancer le bateau lentement vers l'autre point d'ancrage choisi, puis mouiller les filets en position (en marche arrière pour un bateau à moteur, en dévidant le filet de la proue, ce qui évite de l'accrocher). **Astuce:** *Procéder lentement pour pouvoir démêler le filet en cas de besoin.*
- Quand presque tous les filets ont été mouillés, attacher le flotteur/la balise sur la ligne avec flotteurs à l'aide d'une longueur de corde supplémentaire si les filets sont destinés à toucher le fond ou à rester entre deux eaux. Attacher des lests sur la ralingue inférieure pour tendre le filet jusqu'au fond. Fixer les lests à l'aide de corde pour les filets restant entre deux eaux ou en surface. **Astuce:** *Ne pas tendre les filets: un filet trop tendu réduit les prises qui « rebondissent » sur le filet. Laisser les filets en place pendant le jour ou la nuit, selon le type de pêche.*
- Mesurer la température, le pH, la conductivité et la turbidité de l'eau, ainsi que la quantité d'oxygène dissous. Effectuer des mesures de profondeur le long de la batterie de filets pour déterminer la profondeur de l'eau et les profondeurs auxquelles sont attrapés les poissons. Pour prendre en compte les variations au cours de la journée, répéter les mesures au moment de la levée des filets.

- Lors du levage des filets maillants, commencer par celui avec la plus grande taille de maille, c'est-à-dire celui à la fin de la batterie. Rassembler les filets dans le bateau aussi rapidement que possible, afin de garder le poisson frais. Les poissons peuvent être sortis des filets lors du trajet de retour au camp ou au laboratoire ou une fois au camp de base, tout en s'assurant de l'absence de dommages sur les filets. Stocker les poissons dans des sacs étiquetés, en les gardant à l'humidité. Gardé dans des glacières, le poisson reste frais pendant quelques heures. Effectuer les mesures dès que possible après le prélèvement.

CONSEILS

Utiliser plus de filets, si une main d'œuvre abondante est disponible et s'il est besoin de mouiller des filets, en surface, au fond ou entre deux eaux pour couvrir toute la profondeur.

À l'arrivée sur le site, mouiller les filets aussi vite que possible pour éviter de générer trop de perturbations.

Lors du mouillage des filets, prendre garde à ne pas prendre de crocodiles, etc.

À la fin de l'échantillonnage, s'assurer de l'absence de dommages sur les filets. Réparer immédiatement les dommages constatés.

Pour la pêche de jour comme pour celle de nuit, les opérateurs doivent, soit former deux équipes dont l'une mesurera les prises de nuit, soit congeler les poissons de la pêche de jour pour les mesurer avec ceux de la pêche de nuit.

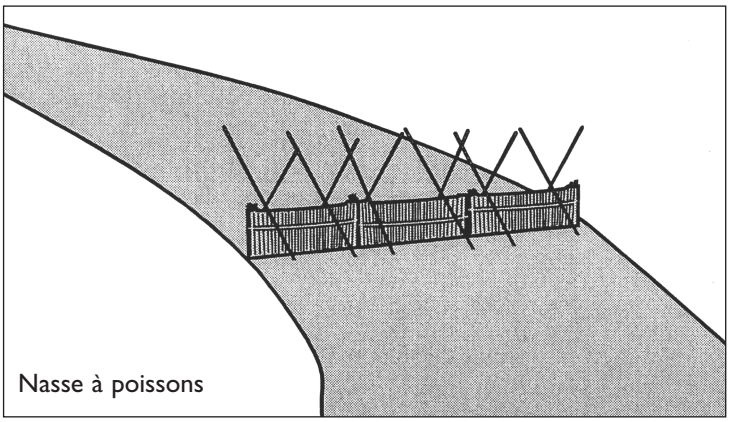
Séparer les prises de la pêche de jour et celles de la pêche de nuit.

Pêche à la nasse

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Nasses, appâts: pain, pâte de farine de maïs, viande ou fruits en conserve (Astuce: *Vérifier le type d'appât utilisé par les pêcheurs locaux, ils connaissent ceux qui sont les plus efficaces*), bateau, sacs plastiques solides (30 x 40 cm, 2 pour chaque nasse) ou sacs de riz étiquetés avec le numéro de la nasse, glacière et glace (si les poissons sont prélevés loin du lieu où ils seront mesurés), carnet de notes, crayons, feutre marqueur indélébile, ficelle (Astuce: *Marquer la ficelle tous les mètres à l'aide du feutre marqueur indélébile pour éviter de la mesurer ultérieurement*), disque de Secchi, thermomètre, pH-mètre, oxymètre et conductimètre, jauge ou ficelle (10 m environ) lestée à une extrémité et marquée tous les 50 cm à partir du lest.

Méthode


Nasse à poissons

- Choisir l'endroit le plus étroit du cours d'eau pour mouiller les nasses.
- Placer l'appât dans les nasses, si la procédure le recommande.
- Positionner les nasses en travers du cours d'eau, les ouvertures contre le courant, chaque jeu de nasses proche du jeu suivant ou obstruant l'espace entre deux jeux. Plus les nasses sont proches, moins les poissons seront susceptibles de les contourner.
- Vérifier si les nasses sont solidement fixées. Attacher les nasses ensemble à l'aide de corde ou ancrer les nasses à l'aide de pierres ou de piquets.
- Vérifier les nasses régulièrement jour et nuit, car les poissons sont souvent pris juste après l'aube ou au crépuscule. Si les poissons restent trop longtemps dans les nasses, ils risquent de se blesser en tentant de s'échapper ou de devenir les prédateurs d'autres poissons également capturés.
- Prélever les poissons dans chaque nasse, puis remettre de nouveaux appâts. Placer les poissons dans des sacs étiquetés et consigner la durée écoulée depuis la vérification précédente pour obtenir l'effort de pêche exprimé en nasse-heures.
- Après avoir posé, vérifié et relevé les nasses, mesurer la température, le pH, la conductivité et la turbidité de l'eau, ainsi que la quantité d'oxygène dissous. Effectuer des mesures de profondeur le long de la batterie de nasses pour déterminer la profondeur de l'eau et les profondeurs auxquelles sont attrapés les poissons.
- Le choix du type de piège dépend des traditions, demander l'avis des pêcheurs locaux.

CONSEILS

Les sites de pêche à la nasse peuvent être privés, il est donc essentiel dans ce cas d'obtenir l'accord des pêcheurs. Les pêcheurs à la nasse peuvent aider à mettre en place et à relever les pièges. À l'arrivée sur le site, poser les nasses aussi vite que possible pour éviter de générer trop de perturbations.

Pêche au harpon

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Harpons, bateau, au moins 10 sacs plastiques solides (50 x 60 cm) ou sacs de riz, glacière et glace (si les poissons sont prélevés loin du lieu où ils seront mesurés), carnet de notes, crayons, feutre marqueur indélébile, disque de Secchi, thermomètre, pH-mètre, oxymètre et conductimètre, jauge ou ficelle (environ 20 m de long) lestée à une extrémité et marquée tous les 50 cm à partir du poids.

Prendre garde aux crocodiles, aux hippopotames et à la bilharziose (le port de cuissardes est conseillé).

Méthode

- Il est conseillé de laisser les pêcheurs locaux pratiquer la pêche au harpon, car ils ont l'habitude du site de pêche.
- Si la pêche se déroule en présence des opérateurs, placer les poissons harponnés dans des sacs dont l'étiquette mentionne l'heure ou le moment de la prise.
- Si les opérateurs n'assistent pas à la pêche au harpon, demander l'heure de début et de fin de la pêche et stocker ensemble tous les poissons pris le même jour. Le lieu précis de la pêche doit être connu, ne pas prendre en compte les prises si elles ont eu lieu hors du site choisi.
- Mesurer, à des intervalles réguliers de la journée sur le site de pêche, la température, le pH, la conductivité et la turbidité de l'eau, ainsi que la quantité d'oxygène dissous. Effectuer des mesures de profondeur autour du site pour déterminer la profondeur de l'eau et les profondeurs auxquelles sont attrapés les poissons.

CONSEILS

À l'arrivée sur le site, éviter de générer trop de perturbations. Stimuler les efforts des pêcheurs en leur rendant les poissons après traitement.

Pêche à la ligne

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Hameçons, ligne, appâts (viande ou petits poissons, vérifier auprès des pêcheurs locaux les meilleurs appâts), bateau, sacs plastiques solides ou sacs de riz étiquetés avec le numéro de la ligne, glacière et glace (si les poissons sont prélevés loin du lieu où ils seront mesurés), carnet de notes, crayons, feutre marqueur indélébile, disque de Secchi, thermomètre, pH-mètre, oxymètre et conductimètre, jauge ou ficelle (20 m environ) lestée à une extrémité et marquée tous les 50 cm à partir du poids.

Méthode



Hameçons rangés sur leurs lignes

- En cas d'utilisation de palangres, fixer les hameçons avant d'aller sur le site. **Astuce:** *Accrocher les hameçons sur un bout de bois, en laissant pendre les lignes. C'est un bon moyen de stocker les hameçons sans emmêler les lignes.*
- Placer la palangre en travers du cours d'eau en la fixant solidement à chaque extrémité. Attacher la ligne à des arbres situés à quelque distance des berges pour s'assurer que, si le niveau de l'eau monte pendant la nuit ou le jour, les hameçons pourront être récupérés.
- Mettre un appât sur chaque hameçon (dans les eaux à fort courant, placer l'appât sur les hameçons avant de les immerger) et s'assurer qu'ils se trouvent bien sous la surface de l'eau. Fixer des plombs sur la ligne verticale pour positionner les hameçons et les appâts à la profondeur requise. Dans les eaux à fort courant, prévoir plus de plombs.
- Au moment de mouiller les hameçons, mesurer sur le site de pêche la température, le pH, la conductivité et la turbidité de l'eau, ainsi que la quantité d'oxygène dissous. Relever la profondeur de l'eau au niveau du mouillage des hameçons et noter la longueur des lignes verticales pour situer les profondeurs auxquelles les poissons sont pris.
- En cas de pêche à la ligne manuelle, noter l'heure de début et de fin de la pêche.
- Placer les poissons capturés dans des sacs étiquetés, soit avec la période (jour/nuit) pour les palangres, soit avec l'heure ou le moment de la prise pour la pêche à la ligne manuelle.
- En cas de pêche à la ligne manuelle, mesurer, à des intervalles réguliers de la journée sur le site de pêche, la température, le pH, la conductivité et la turbidité de l'eau, ainsi que la quantité d'oxygène dissous. Effectuer des relevés de profondeur tout autour du site.

CONSEILS

À l'arrivée sur le site, éviter de générer trop de perturbations. En cas de pêche à la ligne manuelle, il est également important d'observer le silence.

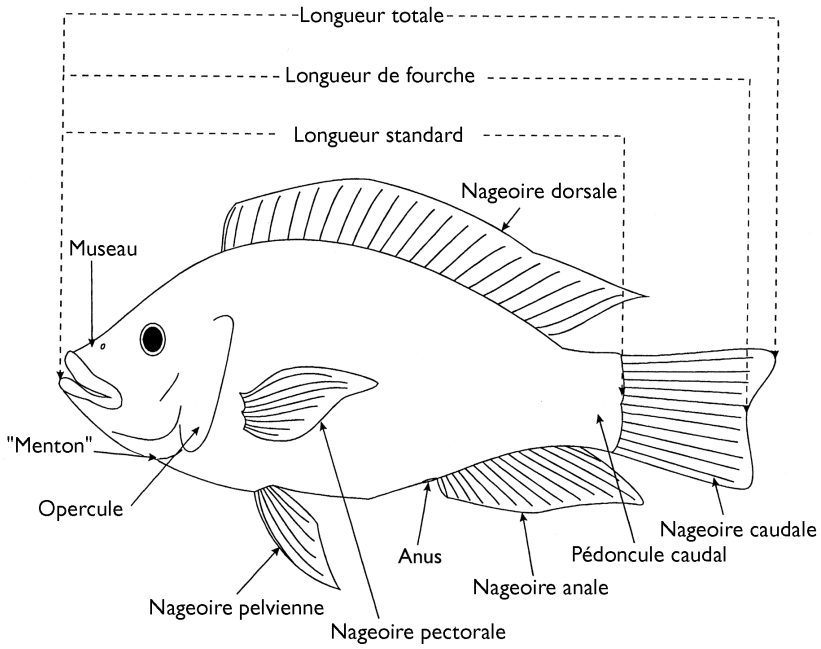
Longueurs et poids des poissons

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Planche à mesurer les poissons, balances à cadran ou pesons à ressort, carnet de notes, crayons.

Méthode

- Trier les sacs de poissons par méthode d'échantillonnage.
- Sortir les poissons d'un seul sac à la fois pour les trier par espèce.
- Noter tous les détails mentionnés sur le sac (date, site, heure, numéro de halage (pour les sennes), numéro de filet ou taille de maille (pour les filets maillants).
- Commencer par les poissons les plus petits. Laver les prises pour retirer toute trace de salissure. Placer chaque poisson sur la planche à mesurer, en positionnant le museau contre l'extrémité de la planche. Noter l'espèce et consigner la longueur totale, la longueur standard et la longueur de fourche de chaque poisson. Assigner à chaque poisson un numéro de code (ex: A1...An) de manière à les identifier si les œufs, les écailles, les otolithes, les tissus ou les poissons entiers sont conservés.
- Peser chaque poisson au gramme près sur la balance ou le peson à ressort. En cas d'utilisation de pesons à ressort, utiliser un appareil donnant une mesure précise.



CONSEILS

Les poissons congelés doivent être soigneusement décongelés avant de procéder aux mesures.

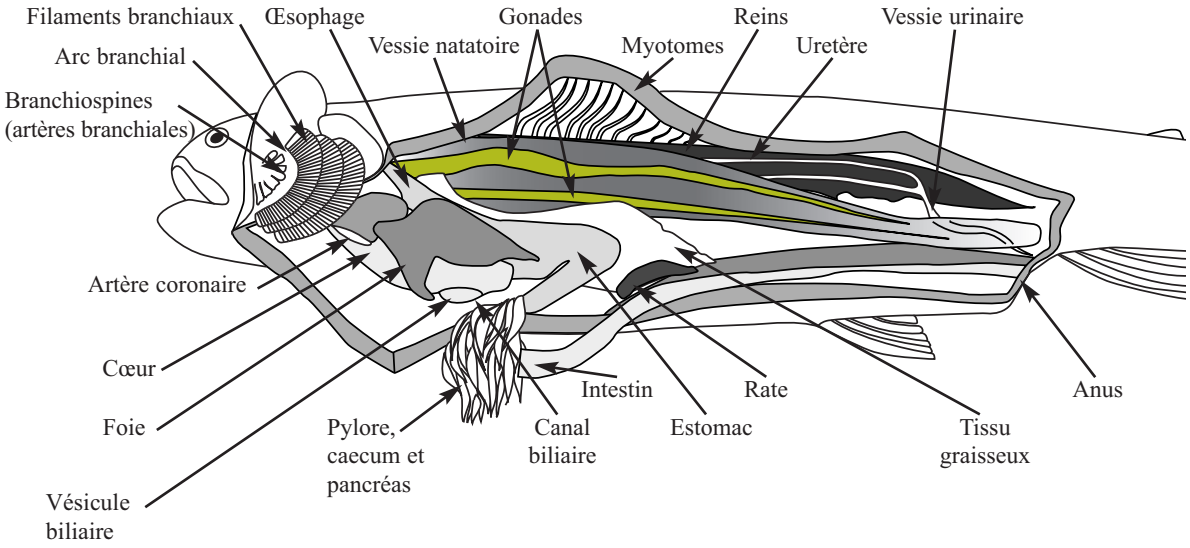
Étude des gonades

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Matériel de dissection (ciseaux, pinces, aiguilles avec manche), loupes, carnet de notes, crayons.

Méthode

- Après avoir relevé le poids et les longueurs, estimer le stade de maturité sexuelle.
- Sur chaque poisson, faire une entaille de l'anus au menton, en s'assurant que la pointe des ciseaux reste juste sous la peau. Dérouler avec soin les intestins pour observer les gonades situées en dessous, près de la paroi de l'abdomen. Observer la présence éventuelle d'œufs ou de laitance en ouvrant les gonades. Consigner le stade de maturité sexuelle par comparaison avec la table. Si les gonades sont trop petites, effectuer les observations à la loupe. Consigner le sexe et le stade de maturité sexuelle avec les autres informations.



(Planche extraite de *Salmon and Trout Farming* publié par Ellis Horwood.)

Stades de maturité sexuelle

I. IMMATURE

Jeunes individus qui n'ont pas encore eu d'activité reproductrice. Les gonades sont de très petite taille.

II. STADE LATENT

Les œufs et le sperme n'ont pas encore commencé leur développement, gonades de très petite taille, œufs non visibles à l'oeil nu.

III. MATURATION

Les œufs sont visibles à l'oeil nu, augmentation très rapide du poids des gonades, la couleur des testicules passe du transparent au rose pâle.

IV. MATURITÉ

Les œufs ou le sperme sont mûrs, les gonades ont atteint leur poids maximum, mais les œufs et le sperme ne s'écoulent pas encore quand une légère pression est appliquée sur le ventre.

V. REPRODUCTION

Les œufs ou le sperme sont expulsés quand une très légère pression est appliquée sur le ventre, le poids des gonades décroît rapidement entre le début et la fin du frai.

VI. POST-FRAI

Les œufs ou le sperme ont été expulsés, l'appareil génital est enflammé, les gonades présentent une apparence de sacs dégonflés. Les ovaires contiennent habituellement quelques oeufs et les testicules un peu de sperme résiduel.

VII. STADE LATENT

Les œufs ou le sperme ont été expulsés. L'inflammation autour des organes génitaux s'est atténuée. Les gonades sont de très petite taille et les oeufs ne sont pas discernables à l'oeil nu.

(D'après Nikolsky, 1963)

CONSEILS

Les gonades des poissons qui ont été congelés ne sont visibles qu'à partir du stade IV ou V.

Analyse de la fécondité

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Matériel de dissection (ciseaux, pinces, aiguilles avec manche), loupe, carnet de notes, crayons, récipients en verre, solutions de conservation, feutre marqueur indélébile, carton pour les étiquettes, balance analytique, papier filtre, entonnoir.
Préparer les solutions de conservation avant de disséquer le poisson.

Méthode

- Lors de l'observation du sexe et des gonades, conserver les œufs des femelles matures (stades III et IV, voir fiche méthodologique sur l'étude des gonades) pour l'analyse de la fécondité.
- Retirer avec soin les ovaires entiers pour les peser. Le rapport du poids corporel du poisson avec le poids des ovaires permet d'évaluer assez précisément la maturité.
- Placer les ovaires dans un récipient en verre suffisamment grand pour contenir les œufs et la même quantité de solution de conservation.
- Verser la solution de conservation, ajouter une étiquette (écrite au crayon) et mélanger soigneusement. Couper longitudinalement les ovaires avant de les retourner pour que la solution pénètre autour de tous les œufs. Agiter vigoureusement le récipient pour faciliter la conservation et séparer les œufs du tissu ovarien.
- Une fois la conservation des œufs assurée (après 24 h au moins), vider la solution de conservation en la laissant se décanter puis en la remplaçant par de l'eau. Agiter. Répéter cette opération plusieurs fois.
- Il est préférable d'effectuer un sous-échantillonnage pour le comptage des œufs, plutôt que de les compter tous, surtout si leur nombre dépasse le millier. Il est recommandé de mettre en application des méthodes de sous-échantillonnage pondéral ou volumétrique. Le sous-échantillonnage pondéral est décrit ci-dessous.
- Verser les œufs lavés sur un papier filtre placé dans un entonnoir. Enlever l'humidité en excès à l'aide de papier buvard. Sécher les œufs à l'air sur le papier filtre avec les bords relevés.
- Quand il est possible de déplacer les œufs sans entraîner le papier, peser tous les œufs sur la balance analytique. Peser alors au moins deux sous-échantillons d'au moins 200 œufs pris au hasard. L'estimation de la fécondité s'obtient en multipliant le nombre d'œufs dans le sous-échantillon par le rapport du poids total/poids du sous-échantillon. Calculer les moyennes à partir des sous-échantillons.

CONSEILS

Les ovaires durcissent s'ils sont laissés trop longtemps dans le formol. Il devient alors difficile de séparer les œufs du tissu ovarien pour effectuer le comptage.

Analyse du contenu stomacal

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Matériel de dissection (ciseaux, pinces, aiguilles avec manche), loupes, carnet de notes, crayons, récipients en verre, solutions de conservation, feutre marqueur indélébile, carton pour les étiquettes, boîte de Pétri, microscope, papier, entonnoir.

Méthode

- Lors de la dissection du poisson, faire une entaille de la mâchoire à l'anus pour localiser le début de l'œsophage. Pratiquer une incision au-dessus de l'ouverture supérieure de l'estomac et une incision sous l'ouverture postérieure de l'estomac. Mettre l'estomac dans le formol. Si l'estomac est de grande taille, il est conseillé de l'ouvrir pour permettre à la solution de conservation de bien pénétrer à l'intérieur. Agiter et mettre une étiquette en carton dans chaque récipient détaillant le site, la date, la méthode de capture et le numéro de code du poisson.
- Une fois la conservation du contenu stomacal assuré (après 5 jours au moins), procéder à l'identification des éléments.
- Laver le contenu et enlever le tissu stomacal. Placer le contenu stomacal dans une boîte de Pétri et identifier les débris alimentaires de grande taille à l'aide d'un microscope. Un microscope de plus fort grossissement sera nécessaire pour les petits éléments.
- La séparation grossière des débris alimentaires en groupes est possible, mais il est nécessaire de demander l'aide d'un spécialiste pour une identification détaillée.
- Noter le nombre d'organismes de chaque groupe. La fréquence d'occurrence est le nombre d'échantillons d'estomacs dans lesquels se trouve au moins un débri alimentaire donné, exprimé en pourcentage de tous les estomacs non vides examinés
- L'autre méthode d'expression du contenu stomacal est le nombre de débris alimentaires d'un type/groupe donné, trouvé chez tous les spécimens examinés, exprimé en pourcentage de la totalité des débris alimentaires trouvés. Ce qui permet d'estimer l'abondance relative de l'aliment en question dans le régime du poisson, soit la composition en pourcentage du nombre.

Cette méthode est basée sur une analyse numérique. Il est également possible d'effectuer des analyses volumétriques ou pondérales.

CONSEILS

Le contenu d'estomacs ayant séjourné dans le formol pendant plus d'un an devient difficile à séparer et à identifier. Les petits éléments risquent également de se décomposer.

Estimation de l'âge par prélèvement des écailles, des otolithes et des épines

À RETENIR

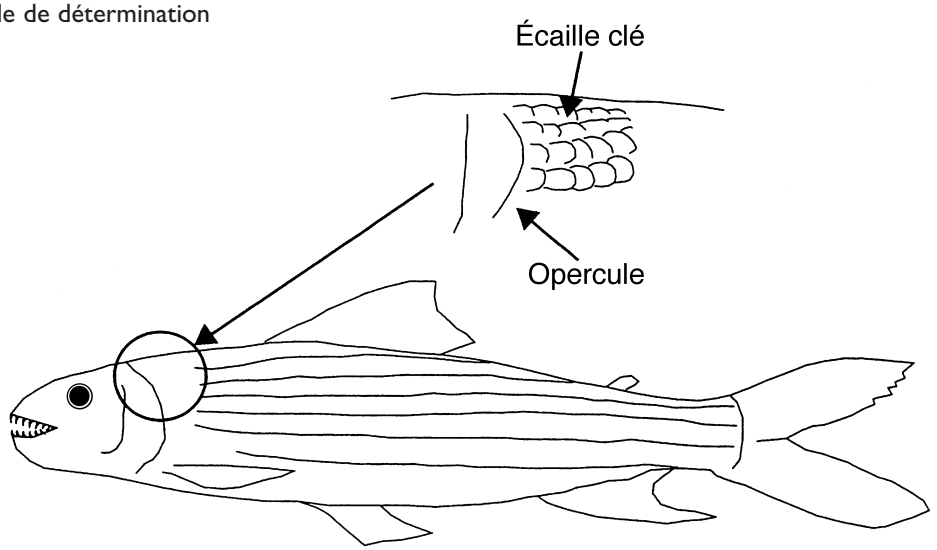
ÉQUIPEMENT: Pinces, aiguilles à manche, loupes à main, carnet de notes, crayons, enveloppes, feutre marqueur indélébile.

S'il n'est pas nécessaire d'effectuer l'analyse de croissance sur tous les poissons de l'échantillon, constituer un sous-échantillon représentatif de la prise. Pour effectuer les estimations de l'âge, il est conseillé de prélever chaque mois 200 poissons de chaque espèce sur chaque site.

Méthode

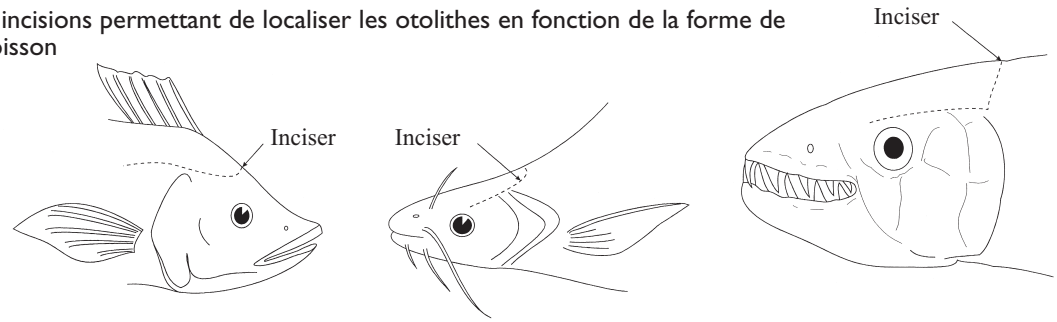
- Enlever les écailles à l'aide des pinces, en prenant garde de ne pas les égratigner. Prélever 5 écailles, ainsi que l'écaille clé (normalement utilisée pour déterminer l'espèce). Apposer une marque sur la partie postérieure de cette dernière à l'aide du feutre marqueur indélébile.
- Retirer toute trace de peau, puis sécher et ranger les écailles dans des enveloppes étiquetées. Les informations portées sur l'enveloppe doivent mentionner le site, la date, la méthode d'échantillonnage, l'espèce, le numéro de code du poisson, sa longueur standard et son poids (s'il arrivait que le carnet de notes soit séparé des écailles).
- Les otolithes existent même chez les poissons sans écailles, ils ont comme avantage, comparativement aux autres parties osseuses, de présenter des cercles de croissance journaliers. Ils permettent ainsi de déterminer l'âge de poissons de moins d'un an. La position des otolithes diffère en fonction de l'espèce, la dissection de la tête du poisson sera alors différente (voir schéma au verso).

Position de l'écaille de détermination



- Sécher et ranger les otolithes dans des enveloppes. Étiqueter comme pour les écailles.
- Prélever également les vertèbres et les épines des poissons pour en déterminer l'âge. Cette méthode est également adaptée aux poissons sans écailles, comme les poissons-chats. Prélever sur chaque poisson les mêmes vertèbres et les mêmes épines, par exemple, les quatre premières vertèbres à partir de la tête ou les deux épines pectorales.

Position des incisions permettant de localiser les otolithes en fonction de la forme de la tête du poisson



- Retirer les tissus et la peau des parties osseuses pour les ranger dans des enveloppes étiquetées comme précédemment.
- Le prélèvement des otolithes, des épines et des vertèbres pour effectuer la détermination de l'âge du poisson doit être effectuée par des personnes spécialement formées.

CONSEILS

Si l'évaluation de la croissance et de la mortalité est effectuée peu après l'échantillonnage, il est possible de vérifier si un échantillon représentatif de la population a bien été obtenu. Si un nombre insuffisant de représentants d'une espèce a été prélevé ou si la distribution de taille et d'âge est biaisée, il est possible de corriger en conséquence le programme d'échantillonnage.

Conservation des poissons pour identification et constitution d'une collection de référence

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Matériel de dissection (ciseaux, pinces, aiguilles avec manche), loupe, récipients en verre, formol, carnet de notes, crayons, feutre marqueur indélébile, carton pour les étiquettes, ficelle fine.

Sélectionner les poissons en bon état (des écailles manquantes et des nageoires endommagées empêchent une identification correcte).

Méthode

- Pratiquer dans tous les spécimens une fente allant du menton à l'anus pour permettre au formol de pénétrer dans le corps.
- Sur les plus gros spécimens, pratiquer de petites entailles dans le tissu musculaire pour faire pénétrer la solution de conservation. Il est conseillé de pratiquer ces entailles de l'intérieur, soit de la cavité abdominale vers l'extérieur du poisson. La conservation des tissus de plus de 2 cm d'épaisseur n'est pas assez rapide pour assurer le maintien en bon état des spécimens.
- Placer le spécimen dans un récipient de verre, recouvrir de formol. Si plusieurs spécimens sont stockés dans le même récipient, faire passer par chaque ouverture branchiale une ficelle fine portant une étiquette en carton. Les étiquettes doivent mentionner les informations relatives au site, la date, la méthode d'échantillonnage, l'espèce (si elle est connue), le numéro de code du poisson, sa longueur standard et son poids.
- Les spécimens utilisés pour l'identification seront transférés au bout de 5 jours dans un récipient contenant de l'éthanol à 70 %. Cette précaution permet au taxonomiste de travailler sans danger. L'éthanol est plus facile à obtenir que le formaldéhyde dans les pays en développement. De plus, la conservation à long terme d'une collection de référence est plus appropriée dans l'éthanol.
- Pour la conservation à long terme, il est nécessaire de compléter régulièrement le niveau de solution.

CONSEILS

Il est important de demander l'aide d'un taxonomiste pour l'identification des espèces dès les premières étapes du programme d'échantillonnage. Ainsi, les analyses de croissance, de mortalité et de fécondité pourront être prévues sur les espèces les plus importantes, et le prélèvement des organes nécessaires pourra être rationalisé sur ces espèces clés. Envoyer à un spécialiste les espèces inconnues dans des sacs plastiques permet d'accélérer l'identification.

Détections visuelles (amphibiens et reptiles)

À RETENIR

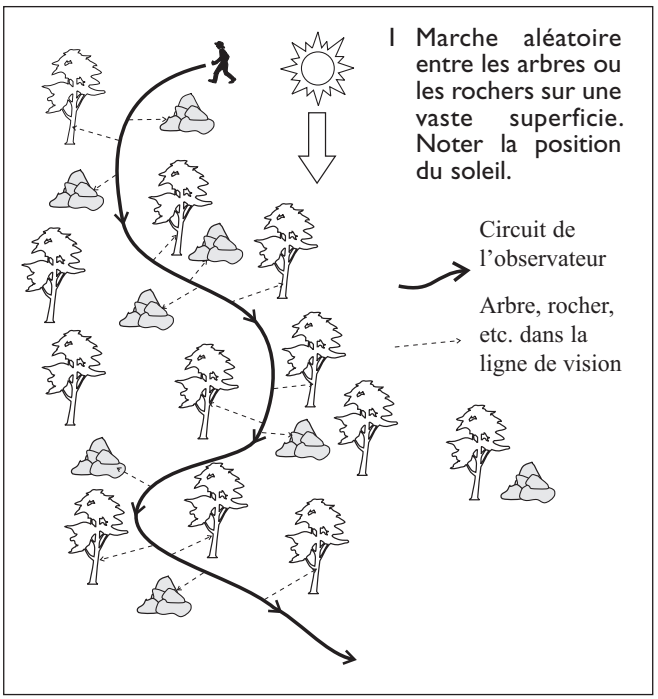
ÉQUIPEMENT: Montre ou chronomètre, 2 compteurs manuels, projecteur à large faisceau (de nuit), sacs en tissu (pour les reptiles vivants), sacs en plastique (pour les anoures vivants), récipient en aluminium avec bouchon à vis contenant une solution de conservation (formol à 8-10 %: échantillonnage pour l'analyse de résidus d'insecticide), thermomètre ou psychromètre fronde, carnet de notes, crayon, guide de terrain.

Sélectionner des ensembles appariés de sites répétés sites dans les zones traitées et non traitées.
Les points de départ des parcours le long d'un transect ou dans une zone déterminée sont choisis au hasard.
Le comptage des arbres à lézards s'effectue lors de la période de repos des animaux (généralement pendant les matins ensoleillés, entre 8 h et 12 h).

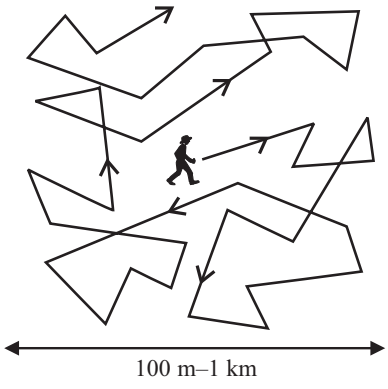
Méthode

- Traçage des transects: *Marches aléatoires* (transect point à point). Par exemple, d'arbre en arbre (le premier ayant été choisi au hasard) dans une zone boisée s'étendant sur une vaste superficie (1) ou sur un ensemble de trajets et de directions choisies au hasard à la boussole (2) (sur une superficie bien délimitée).

  Transects linéaires: un seul ou plusieurs circuits, formant des transects parallèles, espacés de 250 m au moins (3).
- Que le recensement soit mené à une heure précise de la journée ou lors des 2 à 4 premières heures de la nuit, noter la date, l'heure exacte de début du recensement, la température de l'air et la nébulosité en octas (couverture nuageuse visible sur la voûte céleste divisée en 8 parts égales, un octa correspondant à 1/8e du ciel).
- Mettre à zéro le compteur manuel. Cet instrument permet d'enregistrer le nombre d'individus d'une espèce, le nombre d'arbres, de rochers, etc. en fonction de la niche écologique sélectionnée et du type de recensement mené.
- Marcher dos au soleil (ou avec le soleil à moins de 90° de la ligne de vision) afin que, lors de la période de réchauffement au soleil (en général 2 à 5 h après le lever du soleil), qu'il soit en plein soleil ou partiellement à l'ombre, un reptile soit parfaitement visible (ex: dans une forêt claire) à une distance comprise entre 5 et 12 m.
- Marcher à une vitesse régulière.
- L'utilisation d'un podomètre permet de consigner la distance parcourue si le quadrat ou le transect n'a pas été mesuré précédemment.



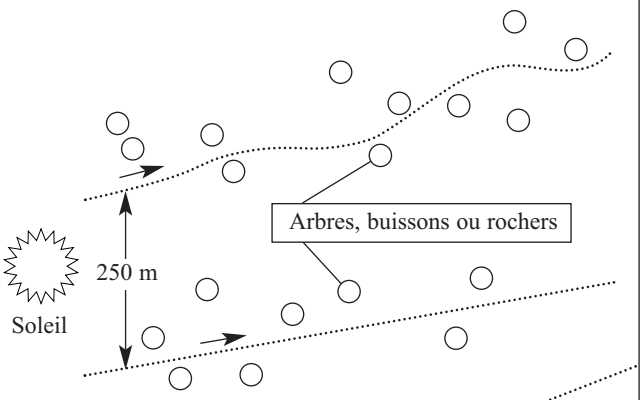
1 Marche aléatoire entre les arbres ou les rochers sur une vaste superficie. Noter la position du soleil.



2 Marche aléatoire sur une superficie bien délimitée

- Pour les enquêtes préliminaires (exploratoires), consigner l'heure exacte à laquelle les spécimens de chaque espèce ont été vus. Noter également la température de l'air et la couverture nuageuse à des intervalles déterminés (ex: toutes les 15 minutes).
- Noter le nombre d'animaux observés sur ou à proximité des rochers, arbres et buissons ou sur le sol nu, en fonction du type d'espèce et d'habitat. Si l'enquête se déroule avec plus d'un seul observateur, les participants doivent se tenir éloignés de 10 à 20 mètres les uns des autres, en fonction de la densité, du type et de la hauteur de la végétation.
- Noter toutes les informations pouvant avoir une influence sur le nombre d'animaux observés: pluie soudaine, modification de la végétation ou de l'habitat. Un recensement conjoint sera mené par un autre observateur.

Transects linéaires pour les détections visuelles



CONSEILS

Effectuer les observations de reptiles quand leur comportement est uniforme, soit pendant la période de réchauffement au soleil matinale ou lors des 2 à 3 premières heures d'obscurité, après le coucher du soleil.

Avec le soleil dans le dos, l'ombre de l'observateur peut déranger les lézards lors de leur période de réchauffement au soleil. Le mouvement révèle alors la présence du lézard. De même, la nuit, la lumière dérange les serpents, les lézards ou les amphibiens.

La durée nécessaire pour recenser un site dépend de la densité de la faune par unité de surface ou de la densité des abris (ex: nombre d'arbres par unité de surface).

Compter suffisamment d'abris pour obtenir des résultats statistiquement significatifs (ex: un minimum de 25 arbres occupés).

Les groupes et les espèces d'amphibiens et de reptiles diurnes et nocturnes ne sont pas les mêmes.

L'observation des crocodiles, tortues ou grenouilles (dont les yeux reflètent la lumière la nuit), sur les bords des lacs ou des cours d'eau, peut s'effectuer d'un bateau. Les distances seront relevées ultérieurement sur la carte.

Pour évaluer le nombre d'animaux écrasés sur les routes (les amphibiens, en particulier les crapauds lors des migrations et les reptiles traversant les routes de nuit), compter le nombre d'amphibiens et de reptiles morts ou estropiés sur une portion de route après une durée donnée (ex: 24 h). Noter la température de l'air au coucher du soleil la veille et les conditions climatiques sur une période donnée depuis le comptage précédent. Ces informations sont utiles pour les suivis à long terme s'étendant sur plusieurs années. Elles sont également intéressantes si une seule route traverse un habitat uniforme dont seule une partie a été traitée avec le pesticide: comparer le nombre d'animaux écrasés par kilomètre sur 5 ou 10 km de route en zone traitée, au nombre trouvé sur 5 ou 10 km de route en zone non traitée.

Pour les recensements qui ne prennent pas en compte la densité par unité de surface, consigner le nombre de spécimens observés en fonction du nombre d'abris ou de sites de réchauffement au soleil (ex: arbres). Par exemple, en forêt claire, compter les arbres et consigner le nombre d'arbres sur lesquels se tiennent des lézards arboricoles (noter l'espèce). Ce décompte donne la proportion de troncs occupés par les lézards. Le nombre d'abris ou de sites de réchauffement au soleil (dans ce cas, les arbres) devant être comptés dépend du nombre d'animaux enregistré lors des recensements; il est fonction de la densité de la forêt et de la taille des arbres. Il peut s'avérer nécessaire de compter 300 arbres si la proportion d'occupation est faible. En revanche, le nombre total d'arbres disponibles peut être limité si la densité en arbres et la taille des arbres sont faibles. Avec une forte proportion d'occupation, 50 arbres peuvent suffire. Noter l'heure exacte de fin du recensement pour obtenir la durée de l'opération et ainsi la fréquence d'observation (nombre de spécimens vus par unité de temps), surtout lors du comptage d'individus qui sont plusieurs à occuper un seul arbre.

Échantillonnage par mosaïque d'habitats (amphibiens et reptiles fouisseurs)

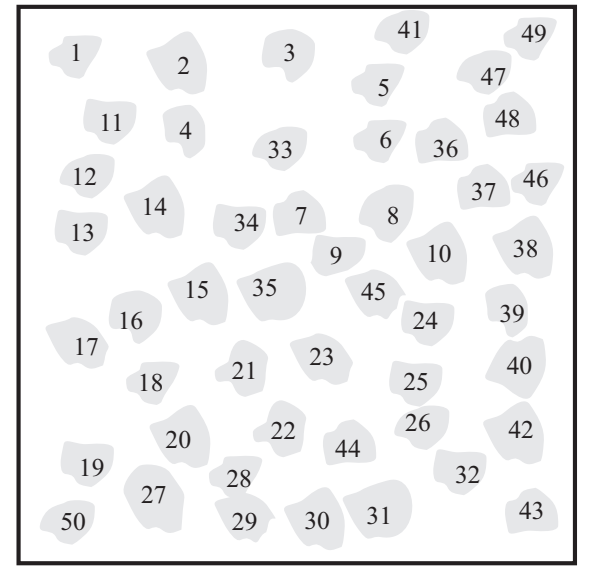
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Table de nombres aléatoires, montre, boussole, compteurs manuels, sacs en tissu (pour les reptiles vivants), sacs en plastique (pour les anoures vivants), récipient en aluminium avec bouchon à vis contenant une solution de conservation (formol à 8-10 %: échantillonnage pour l'analyse des résidus d'insecticide), thermomètre ou psychromètre fronde, carnet de notes, crayon, guide de terrain.

Certaines espèces d'amphibiens (et de reptiles fouisseurs) sont associées à des microhabitats particuliers formés par de petits ensembles de billes de bois, rochers ou buissons (ou par une seule souche, un seul rocher, etc.). Chaque microhabitat représente un quadrat distinct. L'échantillonnage aléatoire des mosaïques d'habitats est particulièrement utile lors de l'inventaire et du suivi d'espèces vivant dans un microhabitat précis, ainsi que pour effectuer les comparaisons du nombre d'individus et d'espèces en zone traitée et non traitée par des pesticides.

Méthode

- Définir les parcelles à échantillonner dans la zone contaminée et celle non contaminée. Enregistrer le nombre de microhabitats dans chaque zone, ce qui donne la densité en microhabitats.
- Fixer, dès le commencement, le nombre de microhabitats à échantillonner dans chaque zone. Comme pour les quadrats, les données collectées sur 25 à 30 microhabitats permettent d'effectuer des comparaisons statistiques entre des zones dont les mosaïques de microhabitats sont appariées.
- Numéroter les microhabitats et, à l'aide de la table de nombres aléatoires, sélectionner les microhabitats à échantillonner.
- Sélectionner un minimum de 30 microhabitats par zone (ou par période d'échantillonnage en case de suivi d'un site).
- Examiner le microhabitat (retourner les rochers, séparer les billes de bois, fouiller les buissons), consigner les effectifs de chaque espèce en s'assurant de bien inclure tous les animaux associés au microhabitat donné. Noter le temps mis pour effectuer cette tâche.
- Noter dans un carnet la localisation du microhabitat dans la zone d'enquête, la date, l'heure de début et l'heure de fin de l'opération, les conditions météorologiques, la température de l'air et l'humidité relative.



Microhabitats numérotés: sélection aléatoire de 25 à 30 microhabitats

CONSEILS

Cette méthode implique la destruction totale du microhabitat. Pour des raisons de conservation des habitats, elle ne doit donc être appliquée que dans des microhabitats largement représentés sur une vaste superficie. Les animaux s'échappant avant leur comptage biaisent la détermination de l'abondance relative des espèces: ils doivent être notés avant d'effectuer le décompte détaillé et rajoutés au total.

Bien que cela simplifie le traitement statistique, il n'est pas nécessaire d'échantillonner le même nombre de microhabitats dans chaque zone; de même, les zones ne doivent pas être nécessairement de la même taille. Cependant, idéalement il est recommandé d'avoir la même densité en microhabitats.

Dans la mesure du possible, un même observateur doit effectuer l'échantillonnage des microhabitats dans les zones appariées afin de minimiser les erreurs d'échantillonnage entre observateurs.

Recensement des sites de reproduction (amphibiens et reptiles fouisseurs)

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Montre, thermomètre ou psychromètre fronde, bottes hautes ou cuissardes, vêtements imperméables, épuisettes à long manche, lampes frontales et piles de rechange (de nuit), sacs en plastique (pour les anoures vivants), sacs en tissu (pour les reptiles vivants), récipient en aluminium avec bouchon à vis contenant une solution de conservation (formol à 8-10 %: échantillonnage pour l'analyse de résidus d'insecticide), fanions de différentes couleurs pour baliser le site, fiches signalétiques plastifiées, carnet de notes, crayon, guide de terrain.

Méthode

Cette technique est basée sur le nombre d'individus observés dans un transect, mais elle s'applique spécifiquement aux sites de reproduction des amphibiens, qui est un phénomène caractéristique de la saison des pluies.

- Sélectionner au hasard la zone de recensement dans des sites appariés de la zone traitée avec un pesticide et de celle non traitée en fonction des lieux de reproduction des amphibiens. Consigner les caractéristiques des habitats (mare, cours d'eau, lac, etc.).
- Sélectionner les lieux dans un ordre aléatoire et effectuer de 6 à 9 recensements pendant la saison des amours, chaque observation se déroulant dans 2 à 5 transects d'1 km (pour des densités d'1 à 5 espèces ha^{-1}).
- Pour les observations de jour, noter la position du soleil par rapport à celle des animaux dans l'eau ou en train de se réchauffer au soleil sur la berge.
- Détections visuelles:

  - Marcher le long de la berge à vitesse régulière (utiliser un podomètre pour enregistrer les distances parcourues si le transect n'a pas été mesuré) et noter les espèces, le nombre d'individus, leur position et l'heure de la rencontre pour chaque anoure vu ou entendu (la nuit).

  - Si l'observation s'effectue d'un bateau, mesurer ultérieurement, sur une carte à l'échelle, la distance parcourue le long de la berge du lac ou du cours d'eau (voir la méthode des transects le long des berges dans la fiche méthodologique « Détections visuelles »).
- Pour les amphibiens chanteurs, sélectionner un ensemble de transects successifs d'1 km le long de la berge. Les transects doivent être suffisamment éloignés pour éviter de confondre les chants. La distance d'écartement sera également plus grande pour les espèces au chant puissant. Il est nécessaire de déterminer la distance minimale à laquelle le chant de chaque espèce ne peut plus être clairement perçu (de 100 à 500 m environ): établir la moyenne et l'écart type sur six distances mesurées pour chaque espèce. De nuit, noter le nombre d'appels pendant les 2 à 3 premières heures d'obscurité. Comme pour les détections visuelles (voir fiche méthodologique), noter les espèces et le nombre d'individus, l'habitat ou le microhabitat, la position et l'heure de la rencontre pour chaque anoure vu ou pour chaque chant entendu dans un chœur.
- Pour les espèces ne pouvant être identifiées, prélever des spécimens témoins: détecter visuellement la position de l'animal le jour ou en fonction de leur chant la nuit, puis attraper un individu à la main ou à l'aide d'un filet, sur la berge ou dans l'eau, près de la rive. Le recensement cesse quand il n'y a plus d'espèces nouvelles à consigner. Noter la durée de l'observation.
- À la fin des recensements, noter l'heure exacte, la température de l'air et la nébulosité en octas (couverture nuageuse visible sur la voûte céleste divisée en 8 parts égales, un octa correspondant à 1/8e du ciel), ainsi que les conditions météorologiques pouvant avoir une influence sur la détection des animaux le jour ou leur chant la nuit (ex: pluies torrentielles de l'après-midi).

CONSEILS

Pour les amphibiens dont les habitats sont linéaires (ex: berges de mares et de lacs, le long des cours d'eau) et qui sont comptés à partir des individus émettant un chant, il n'est pas besoin de calculer la distance à laquelle ils ont été détectés: la densité en mâles chanteurs (la proportion de mâles/femelles ayant été précédemment déterminée) est calculée en individus par kilomètre linéaire d'habitat.

La durée de l'observation d'un site dépend des niveaux de population et de la densité des refuges.

L'activité des amphibiens (et des reptiles) varie en fonction du jour ou de la nuit et selon la saison, en raison des différences de pluviométrie et de températures.

Pour estimer la taille d'une population d'anoures femelles, consigner les pontes (nombre de pontes annuelles lors de la saison de reproduction dans un cours d'eau ou une mare donnés): compter les pontes en amas (grenouilles) ou en cordons (crapauds) le long des berges en donnant la catégorie de taille ou de longueur (le nombre d'œufs dans les pontes rend leur comptage difficile et, de plus, un bon nombre d'entre eux n'est pas fertile). La moyenne et l'écart type du nombre d'œufs dans un nombre statistiquement adéquat d'amas ou de cordons (ex: six) auront été préalablement déterminés.

Inventaire complet des espèces (amphibiens et reptiles)

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Sacs en tissu (pour les reptiles vivants), sacs en plastique (pour les amphibiens vivants), récipient en aluminium avec bouchon à vis contenant une solution de conservation (formol à 8-10 %: échantillonnage pour l'analyse de résidus d'insecticide), projecteur à large faisceau (de nuit), machette, râteau, canne avec nœud et corde coulante pour capturer les serpents, podomètre, boussole, altimètre, carnet de notes, crayon, guide de terrain.

Il est plus aisé de procéder à l'inventaire de jour, mais les amphibiens et certaines espèces de lézards et de serpents sont plus faciles à observer lors de leurs activités nocturnes. Il est donc nécessaire de conduire des recensements de jour et de nuit.

DÉTECTION VISUELLE – pour la plupart des reptiles et certaines espèces d'amphibiens

Méthode

- Consigner les caractéristiques de l'habitat (forêt claire, prairie, marais, habitat fluvial, forêt pluviale primaire, etc.).
- Pour les recensements de jour comme de nuit, noter la date, l'heure exacte de démarrage de l'enquête, la température de l'air et la nébulosité en octas (couverture nuageuse visible sur la voûte céleste divisée en 8 parts égales, un octa correspondant à 1/8e du ciel).
- Pour les recensements de jour, marcher dos au soleil (ou avec le soleil à moins de 90° de la ligne de vision) afin que, lors de la période de réchauffement au soleil (en général 2 à 5 h après le lever du soleil), les animaux soient parfaitement visibles à une distance comprise entre 5 et 12 m.
- Traverser l'habitat en question à une vitesse régulière, en consignant le nombre d'animaux observés sur ou à proximité des rochers, arbres et buissons ou sur le sol nu. Cette enquête nécessite plusieurs observateurs espacés de 10 à 20 mètres, en fonction de la densité, du type et de la hauteur de la végétation. La superficie parcourue ou la durée nécessaire pour parcourir le site dépend du nombre d'animaux observés par rapport à la hauteur de la végétation, ainsi que de la qualité et de l'abondance du couvert végétal.
- Noter l'heure exacte à laquelle chaque individu est observé. Noter son comportement (ex: réchauffement au soleil, chasse, accouplement, etc.).
- Un podomètre permet de mesurer la distance parcourue. Il est également possible de compter le nombre de pas effectués, soit en considérant que chaque pas fait approximativement 1 m, soit en effectuant un étalonnage en comptant le nombre moyen de pas nécessaires pour parcourir une distance de 100 ou 1000 m.

OBSERVATION DES MICROHABITATS – pour de nombreuses espèces d'amphibiens et certaines espèces de reptiles, particulièrement les reptiles fouisseurs (voir fiche méthodologique Échantillonnage des microhabitats par blocs de quadrats et de transects)

Méthode

- Les investigations en forêt claire comprenant des habitats variés imposent de retourner les rochers (zones rocheuses), de ratisser les litières de feuilles (forêts avec différentes couches de litières de feuilles), de sonder les trous et les crevasses à l'aide de bâtons (tas de pierres et arbres creux), de fendre de vieilles souches pourrissantes (troncs d'arbres morts en forêt), de retirer les épiphytes (vivant fixés sur d'autres arbres), etc. La superficie parcourue et la durée nécessaire pour examiner le site dépendent du nombre d'animaux observés, de la qualité et de l'abondance du couvert végétal et du nombre d'observateurs. L'examen cesse quand il n'y a plus d'espèces nouvelles à consigner.
- Prélever des spécimens témoins des espèces n'ayant pas pu être identifiées.
- Noter toutes les informations pouvant avoir une influence sur la présence des animaux (ex: pluies soudaines, modification de l'habitat ou changement de la végétation, temps exceptionnellement sec/humide ou froid/chaud pour la saison).

CONSEILS

Avec le soleil dans le dos, l'ombre de l'observateur dérange les lézards lors de leur période de réchauffement au soleil. Le mouvement révèle alors la présence du lézard.

La durée nécessaire pour parcourir un site dépend de la densité des refuges (ex: arbres) ou des animaux. Une durée plus longue ou une superficie plus réduite pourront être nécessaires dans les forêts denses ou pour des microhabitats dans une végétation de couvert épais.

L'activité des amphibiens et des reptiles diffère en fonction du jour ou de la nuit, selon qu'il s'agit d'espèces diurnes ou nocturnes. La plupart des amphibiens ne sont actifs que lors de la saison des pluies, certains reptiles estivent lors de la saison sèche et chaude, d'autres hibernent pendant les mois d'hiver. Les recensements et recherches menés sur des microhabitats en vue de dresser des inventaires exhaustifs d'espèces doivent donc se dérouler tout au long de l'année et consécutivement pendant plusieurs mois.

Échantillonnage des microhabitats par blocs de quadrats et de transects (amphibiens et certains reptiles)

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Table de nombres aléatoires, quadrats: carte du site d'échantillonnage, mètre pliant, ficelle pour délimiter des carrés de 8 m de côté et 4 piquets, segments de transects, chaîne d'arpenteur de 100 m, ficelle, piquets, fanions pour baliser les transects, montre, boussole, compteurs manuels, sacs en tissu (pour les reptiles vivants), sacs en plastique (pour les anoures vivants), récipient en aluminium avec bouchon à vis contenant une solution de conservation (formol à 8-10 %: échantillonnage pour l'analyse de résidus d'insecticide), thermomètre ou psychromètre fronde, carnet de notes, crayon, guide de terrain.

BLOCS DE QUADRATS

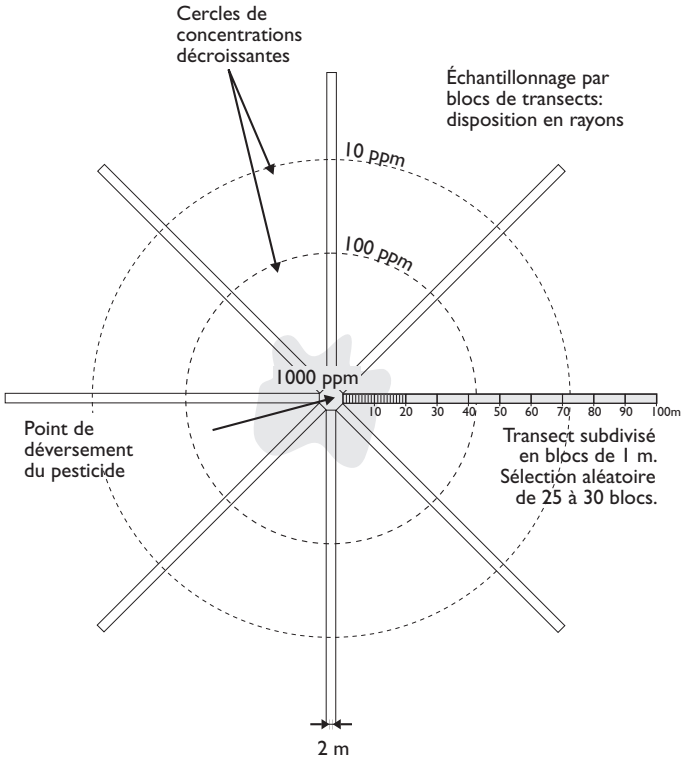
Méthode

- Représenter la zone d'intérêt sous forme d'une grille rectangulaire divisée en quadrats numérotés, ex: 100 x 100 m (1 ha) divisée en blocs de 1 m^2 ou 1000 x 1000 m (1 km^2) divisée en blocs de 10 m^2.
- Localiser des quadrats à échantillonner dans la grille à l'aide d'une table de nombres aléatoires. Limiter au maximum les déviations dues à la topographie locale.
- Pour une population dense comprenant une seule espèce de petite taille comptant environ 3 individus/m^{-2}, sélectionner des quadrats de 1 x 1 m (échantillon ponctuel). Pour des populations d'amphibiens (et de reptiles fouisseurs) de plus grande taille, comprenant plusieurs espèces dont la dispersion est plus large, sélectionner des quadrats de 8 x 8 m (échantillon large).
- Fixer, dès le commencement, le nombre de quadrats à échantillonner: les données obtenues sur 25 à 30 quadrats permettent d'effectuer des comparaisons statistiques entre les zones.
- Choisir l'emplacement d'un quadrat à partir des carrés numérotés sur l'axe horizontal et l'axe vertical en utilisant respectivement le premier et le second chiffre d'un nombre aléatoire à 3 chiffres, puis poser un cadre de 1 x 1 m ou délimiter un quadrat de 8 x 8 m à l'aide de piquets et de ficelle.

BLOCS DE TRANSECTS

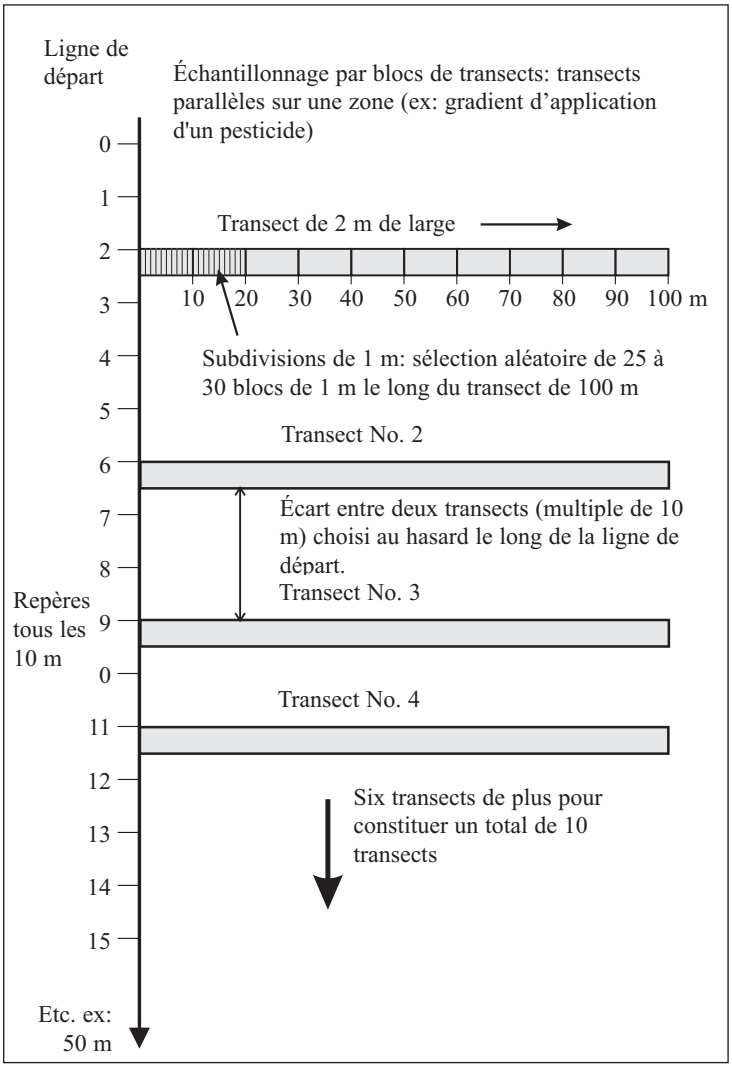
Méthode

- Délimiter à l'aide de ficelle une ligne de départ de longueur appropriée (ex: 500 m).
- Baliser la ligne à des intervalles constants (ex: tous les 10 m) à l'aide de fanions de plastique de couleurs vives.
- À l'aide d'une table de nombres aléatoires, délimiter, sur une zone d'étude présentant un gradient, 25 à 30 transects parallèles (ou 8 transects rayonnants) de 100 m de long sur 2 m de large, espacés de 1 à 10 m et s'étendant perpendiculairement à la ligne de départ.
- Diviser chaque transect en 100 subdivisions de 1 x 2 m.
- Fixer, dès le commencement, le nombre de blocs de transects à échantillonner: 10 subdivisions par transect permettent d'obtenir 250 à 300 blocs.
- Pour obtenir 250 à 300 blocs, utiliser des nombres aléatoires de 1 à 100 pour sélectionner l'emplacement de 10 blocs parmi ceux numérotés le long de chaque transect de 100 m. Limiter au maximum les déviations dues à la topographie locale.
- Délimiter transversalement les blocs à l'aide de ficelle.



INSPECTION DES BLOCS DE LITIÈRE

- Retirer la litière sur 30 cm à l'extérieur du bloc de quadrat ou de transect (pour voir les animaux qui s'échappent) et, en progressant du bord vers le centre du bloc, retirer la litière et le couvert en bandes parallèles jusqu'à couvrir la superficie totale. Noter le temps mis pour effectuer cette tâche.
- Consigner le nombre d'espèces rencontrées.
- Noter dans un carnet l'emplacement du quadrat dans la grille ou du segment le long du transect et consigner la date, l'heure de début et de fin de l'échantillonnage, les conditions météorologiques, la température de l'air et l'humidité relative, le type de végétation, l'aspect (la pente), la canopée, ainsi que le couvert végétal, de litière, de cailloux et de souches.



CONSEILS

Sélectionner des quadrats de 8 x 8 m pour l'échantillonnage large, plutôt que de 10 x 10 m, car des quadrats de 25 x 25 pieds ont déjà été utilisés dans des études comparables.

La ligne de départ des transects n'est pas nécessairement droite, elle peut encercler une zone de déversement accidentel de pesticide ou suivre une courbe de niveau surplombant une vallée.

Au lieu de tracer un long transect puis de le diviser en 100 unités, tracer des transects plus courts, chaque section étant alors échantillonnée sur toute sa longueur. Des transects plus courts, de 25 à 30 m, procurent des données statistiquement utilisables lors de comparaisons statistiques entre zones.

Il est également possible de choisir des distances fixes (ex: 10 m), soit le long de la ligne de départ, soit le long des transects, mais pas les deux.

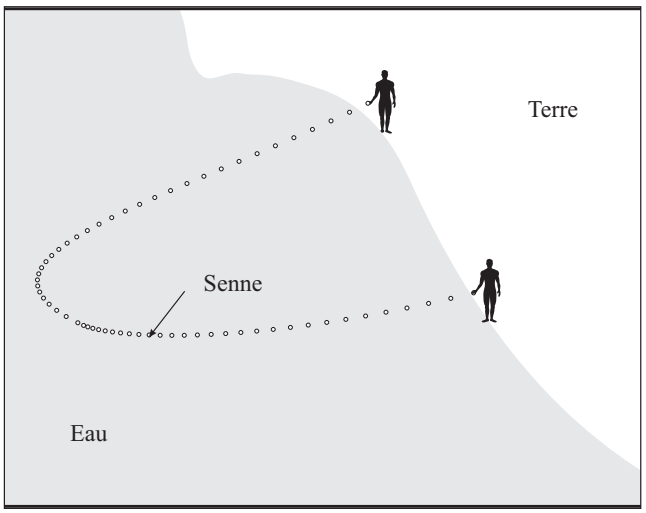
Lorsque certains obstacles, tels que les arbres tombés ou les rochers, obstruent un bloc, noter "zéro animal" dans le quadrat; dans le cas d'un bloc de transect, prévoir de déplacer le bloc de 10 ou 15 m le long du transect.

Échantillonnage quantitatif de larves d'amphibien (et de reptiles aquatiques) – Pêche à la senne

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Épervier, en général de 3 à 4 m long et de 1 à 1,5 m de large avec une taille de maille de 1,5 à 7 mm (il est possible d'utiliser une senne de plus grande taille – 13 à 14 m de long sur 2 m de large, mailles de 7 à 13 mm), plombs pour lester la ralingue inférieure, flotteurs pour la ralingue supérieure, perche de bois de 2,5 cm d'épaisseur attachée à la ralingue supérieure, bottes, montre, thermomètre pour prendre la température de l'eau, lampe frontale (de nuit), sacs en tissu (pour les reptiles vivants), sacs en plastique (pour les amphibiens vivants), récipient en aluminium avec bouchon à vis contenant une solution de conservation (formol à 8-10 %: échantillonnage pour l'analyse de résidus d'insecticide), carnet de notes, crayon, guide de terrain, fiche méthodologique Pêche à la senne, chapitre 10 (Poissons).

Méthode



- Noter l'heure exacte du début des observations, la température de l'air et de l'eau, les phases de la lune (par temps clair) et la nébulosité en octas (couverture nuageuse visible sur la voûte céleste divisée en 8 parts égales, un octa correspondant à 1/8e du ciel).
- Haler lentement la senne dans l'eau, d'une rive à l'autre, en attendant quelques minutes entre chaque passage de senne (pour de plus amples informations, consulter le chapitre 10: fiche méthodologique "Pêche à la senne")
- Noter le nombre d'individus par espèce et par mètre carré de fond échantillonné, c'est-à-dire la distance parcourue multipliée par la largeur de la senne.
- Continuer la capture de spécimens tant que la senne ramène de nouvelles espèces (un lancer peut suffire dans de petites mares, contre plusieurs sur les berges d'un lac).
- À la fin de l'opération, consigner l'heure exacte, la température de l'air, la luminosité (ensoleillé ou couvert) ou les conditions de nuit (sec, pluvieux ou nuageux).
- Noter toutes les informations pouvant avoir une influence sur les effectifs enregistrés (ex: pluies soudaines ou brusque baisse des températures).

CONSEILS

Les animaux aquatiques capturés sont principalement des anoures et, parfois, des tortues d'eau douce. Remettre les espèces dans leur habitat après identification. La senne ramène aussi des poissons qu'il faut remettre à l'eau. Le nombre d'individus dépend fortement des conditions météorologiques, et particulièrement de la pluviométrie. Il n'est parfois pas besoin d'utiliser une senne pour un simple suivi du nombre d'espèces, particulièrement de nuit où il est possible de voir de nombreuses espèces dont les yeux reflètent la lumière d'un projecteur à large faisceau.

Échantillonnage quantitatif de larves d'amphibiens (et de reptiles aquatiques) – Pêche à l'épuisette

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Petite épuisette de 10 cm de large à cadre flexible (ou tamis à mailles métalliques ou passoire de cuisine avec un manche), bottes, montre, thermomètre pour prendre la température de l'eau, lampe frontale (de nuit), sacs en tissu (pour les reptiles vivants), sacs en plastique (pour les amphibiens vivants), récipient en aluminium avec bouchon à vis contenant une solution de conservation (formol à 8-10 %: échantillonnage pour l'analyse de résidus d'insecticide), carnet de notes, crayon, guide de terrain.

Méthode

- Plonger dans l'eau une petite épuisette en la tenant par le manche, puis effectuer de larges mouvements de balayage. Un tel mouvement représente un « balayage standard ». Consigner le nombre d'individus de chaque espèce obtenu lors de chaque balayage.
- Consigner le nombre d'individus de chaque espèce capturé par rapport au nombre de balayages standard effectués. Il est également possible de déterminer le nombre de balayages par heure, sur une période de temps donné. Ce chiffre pouvant varier de 20 à 50, le nombre moyen par heure doit donc être normalisé.
- Noter l'heure exacte du début du prélèvement, la température de l'air et de l'eau, les phases de la lune (par temps clair) et la nébulosité en octas (couverture nuageuse visible sur la voûte céleste divisée en 8 parts égales, un octa correspondant à 1/8e du ciel).
- Pour les larves d'amphibiens (têtards), estimer le volume d'eau échantillonné par balayage (ouverture de l'épuisette multipliée par l'amplitude du balayage) pour déterminer la densité volumique.
- Continuer la capture de spécimens tant que l'épuisette ramène de nouvelles espèces. Modifier à chaque fois le trajet du balayage ou avancer sur la berge tous les 5 à 10 balayages.
- Échantillonner tous les microhabitats d'une mare à l'aide de l'épuisette.
- À la fin de l'opération, consigner l'heure exacte, la température de l'air, la luminosité (ensoleillé ou couvert) ou les conditions de nuit (sec, pluvieux ou nuageux).
- Noter toutes les informations pouvant avoir une influence sur les effectifs enregistrés (ex: pluies soudaines ou brusque baisse des températures).

CONSEILS

Les espèces aquatiques rencontrées sont principalement des larves d'amphibiens.

Remettre à l'eau les poissons pris par inadvertance.

Les effectifs capturés dépendent de leur densité volumique.

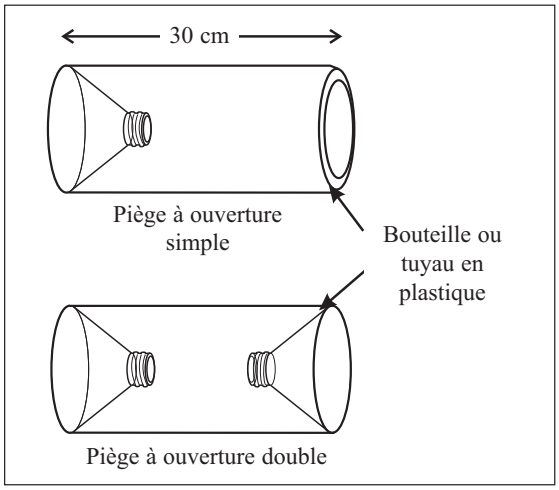
Les effectifs dépendent fortement des conditions météorologiques, particulièrement de la pluviométrie, ainsi que de la période (jour ou nuit).

Échantillonnage quantitatif de larves d'amphibiens (et de reptiles aquatiques) – Utilisation de pièges

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Pièges cylindriques (ex: 0,5 m de long sur 0,3 m de diamètre ou 25 x 10 cm), entonnoir tourné vers l'intérieur du piège à une extrémité ou aux deux extrémités, bottes, montre, thermomètre pour prendre la température de l'eau, lampe frontale (de nuit), sacs en tissu (pour les reptiles vivants), sacs en plastique (pour les amphibiens vivants), récipient en aluminium avec bouchon à vis contenant une solution de conservation (formol à 8-10 %: échantillonnage pour l'analyse de résidus d'insecticide), carnet de notes, crayon, guide de terrain.

Méthode



- Les pièges sont construits à partir d'un flacon souple de plastique d'1 litre. Si le piège ne comporte qu'un entonnoir, couper le flacon en pratiquant une incision circulaire à l'endroit où le flacon se rétrécit pour former le goulot. Couper le bouchon à vis et retourner la moitié en entonnoir dans le corps du flacon pour former un piège. Maintenir l'entonnoir en place à l'aide de trombones. Pratiquer des trous dans le piège pour permettre à l'air de s'évacuer quand le piège est immergé. Enfiler une ficelle portant un nœud à son extrémité dans un trou pratiqué à environ la moitié de la partie inférieure du piège. Lorsqu'il est placé dans une mare, le piège est accroché à un piquet pour éviter qu'il dérive et pour marquer sa position.
- Placer le piège dans une mare et noter l'heure exacte du début des observations, la température de l'air et de l'eau, les phases de la lune (par temps clair) et la nébulosité en octas (couverture nuageuse visible sur la voûte céleste divisée en 8 parts égales, un octa correspondant à 1/8e du ciel).
- Consigner le nombre d'individus et d'espèces capturés, par exemple, sur des périodes de 6, 12 ou 24 h, en fonction de la densité des amphibiens et de l'efficacité du piège, qui aura été déterminée auparavant.
- Continuer la capture de spécimens tant que le piège ramène de nouvelles espèces.
- À la fin de l'opération, consigner l'heure exacte, la température de l'air, la luminosité (ensoleillé ou couvert) ou les conditions de nuit (sec, pluvieux ou nuageux).
- Noter toutes les informations pouvant avoir une influence sur les effectifs enregistrés (ex: pluies soudaines ou brusque baisse des températures).

CONSEILS

Les amphibiens capturés sont principalement des têtards de grenouilles et de crapauds.

Remettre à l'eau les poissons pris par inadvertance.

Les effectifs capturés dépendent de leur densité.

Les effectifs dépendent fortement des conditions météorologiques, particulièrement de la pluviométrie.

Étalonner le piège en consignant le nombre d'individus capturés dans une enceinte dans laquelle aura été lâché un nombre connu de têtards.

Généralités

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Planchette à pince avec réserve suffisante de papier blanc et à carreaux, fiches de relevé, feuilles de plastique (contre la pluie), modèles de silhouettes d'oiseaux (voir fiches 1 à 4 à photocopier), crayons taillés (HB), canif, gomme, jumelles 8 x 32 ou 10 x 40 de préférence avec revêtement caoutchouc (et boîtier de protection en cas de pluie), liste des abréviations à utiliser pour les espèces rencontrées (voir Annexe au chapitre 12, page 242), montre ou chronomètre avec comptabilisation du temps écoulé, carte de la zone à échantillonner avec détail des emplacements utiles, guide d'identification des oiseaux, sacs de plastique ou de tissu et étiquettes pour les spécimens prélevés, alcool (à défaut, alcool à brûler) ou formol à 5 %, seringues, serviettes en papier, insectifuge, vêtements adaptés, provisions (eau et nourriture), sac à dos pour porter l'équipement.

Méthode

Planifier le protocole d'échantillonnage avant d'aller sur le terrain. Choisir une méthode et s'y tenir pendant toute l'opération.

- Commencer l'échantillonnage tôt et jusqu'à 9h30 ou commencer en fin d'après-midi après 15h30.
- Étiqueter les sacs d'échantillons dès qu'ils sont utilisés. Si cette tâche est remise à plus tard, l'observateur risque d'oublier des détails importants.
- Résister à la tentation de dépasser le temps prescrit par le protocole choisi en raison de la présence de nombreux oiseaux.
- N'enregistrer que les genres et espèces identifiés avec certitude ou dont la méthode d'identification permet une utilisation lors des dénombrements futurs (ex: utilisation des modèles de silhouettes d'oiseaux, fiches 1 à 4).
- En ce qui concerne les groupes d'oiseaux en train de se nourrir, consigner leur présence ou absence par catégorie d'effectifs (1 à 5, etc.).
- Lors de l'observation de rapaces, chercher les nids en période de nidification: noter la présence ou l'absence de végétation fraîche dans le nid ou de débris alimentaires sur le sol, sous le nid, pour confirmer son occupation.
- Etre conscient des oiseaux migrateurs rares ou dont le plumage des jeunes peut être confondu avec celui des femelles.
- Lors de l'échantillonnage, prendre des notes de terrain détaillées (soit sur papier, soit enregistrées sur cassettes pour transcription ultérieure).
- Les spécimens prélevés en vue d'une analyse de résidus de pesticide doivent être étiquetés, conservés (si nécessaire) et soigneusement emballés.
- Ne pas oublier de noter toute information importante sur la végétation; signaler toute condition météorologique inhabituelle ou dépassement d'horaire lors des observations.

Astuce: *Ne jamais se fier à sa mémoire pour consigner les données de terrain, il en résulte toujours confusion et oublis. Écrire les informations ou utiliser un magnétophone (ne pas oublier de vérifier les piles et apporter des piles de rechange).*

CONSEILS

Baliser les sites/quadrats/transects échantillonnés pour les visites futures, utiliser de la peinture indélébile ou en bombe si disponible.

Utiliser une technique d'inventaire et une approche sûres et éprouvées.

Méthode du point d'écoute

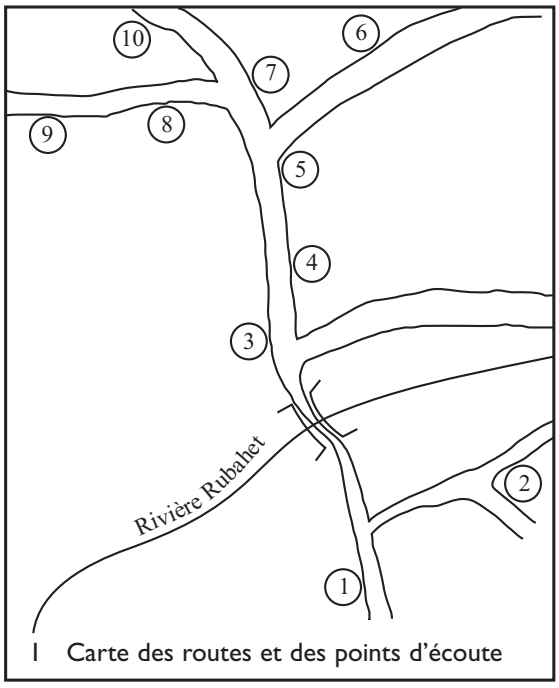
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Jumelles, planchette à pince (avoir sur soi un sac plastique pour protéger la planchette en cas de pluie), fiches de relevé, copies du document en Annexe A, crayons taillés, gomme, canif, feuilles de papier vierges pour notes complémentaires, guide de terrain pour l'identification des oiseaux, montre ou chronomètre.

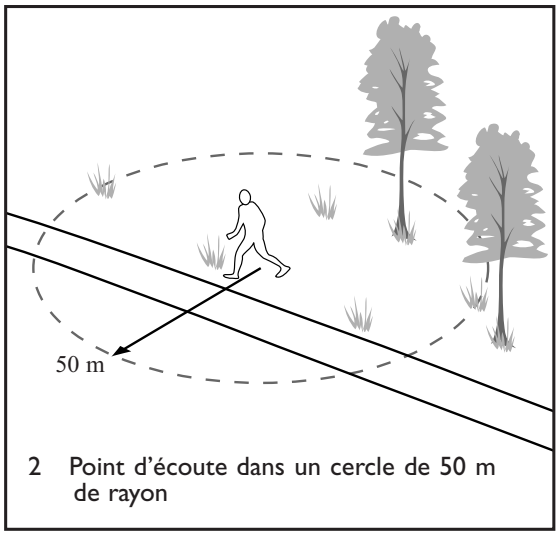
Vérifier soigneusement tout l'équipement *avant* de se rendre sur le site.
Lors des recensements préliminaires, identifier et marquer les points d'écoute dans chaque zone.
Numéroter clairement chaque point d'écoute à l'aide de peinture indélébile (sur un rocher, le tronc d'un arbre ou tout autre élément permanent).
Marquer les routes et les points d'écoute sur une carte (voir figure 1).
Décrire l'habitat (topographie, sol, arbres, buissons et herbacées, terres agricoles, etc.) autour de chaque point d'écoute.
Préparer et annoter les fiches de relevé.

Méthode

- Dès l'arrivée sur le site, remplir la première partie de la fiche de relevé: zone d'échantillonnage, date, heure de début, vitesse du vent et couverture nuageuse en octas (nébulosité visible sur la voûte céleste divisée en 8 parts égales, un octa correspondant à 1/8e du ciel). Cela permet aux oiseaux de venir se poser.
- Identifier un cercle de 50 m de rayon à partir du point d'écoute et dénombrer les oiseaux observés ou entendus sur cette surface. Noter les repères utilisés pour délimiter ce cercle.
- Consigner l'heure de début de l'observation.
- Déclencher le chronomètre à l'arrivée sur le premier point. Parcourir lentement le cercle de 50 m de rayon. Ignorer les oiseaux aperçus au-delà de cette limite de 50 m, mais compter tout oiseau entendu dans cette zone (voir figure 2).
- Consigner le nombre de TOUTES les espèces présentant un intérêt observées ou entendues pendant une période donnée (3 à 10 min).
- Si la zone de comptage comporte un groupe d'oiseaux d'espèces présentant un intérêt particulier, prolonger la période de comptage jusqu'à 10 minutes maximum, si nécessaire, pour permettre leur dénombrement. Consigner la durée supplémentaire.
- Si un vol d'oiseaux est entendu, mais sans être vu, noter la présence du vol en question sur la fiche de relevé par la lettre V.
- Arrêter l'observation à la fin de la période déterminée par le protocole.
- Noter l'heure de fin de chaque comptage.
- Une fois le premier comptage terminé, se rendre (à pied ou en voiture) au point suivant et répéter la procédure.
- S'assurer de la lisibilité des données dès le retour au bureau, tant que les observations sont encore en mémoire.



1 Carte des routes et des points d'écoute



2 Point d'écoute dans un cercle de 50 m de rayon

CONSEILS

Visiter tous les points d'écoute de la zone d'échantillonnage.

En cas de collecte d'oiseaux morts, prévoir:

- Une seringue de 20 ml pour injecter du formol dans l'abdomen et le crâne des spécimens prélevés.
- Une solution de formol à 5 % dans un récipient étanche (des gants jetables de caoutchouc, si disponibles).
- Plusieurs sacs de polythène solides avec moyens de fermeture (ex: attaches métalliques recouvertes de plastique). Il est possible de fermer les sacs avec un nœud à leur extrémité s'ils ne doivent pas être réutilisés et s'il y en a suffisamment.
- Des étiquettes solides en carton blanc et un crayon pour écrire les étiquettes.

Porter des vêtements adaptés aux conditions (de camouflage de préférence). Prendre des provisions, de l'eau et un insectifuge. Faire connaître votre itinéraire à une tierce personne (indispensable en cas d'accident).

Dans les habitats abritant une forte densité d'oiseaux, il est parfois difficile de savoir si un individu a déjà été compté ou non. En cas de doute, ne pas compter l'oiseaux.

La durée réelle du comptage dépend de l'habitat et de l'espèce présentant un intérêt. Si le comptage dure trop peu de temps, les individus sont susceptibles d'être sous-estimés, s'il dure trop longtemps, certains oiseaux peuvent être comptés deux fois (voire plus).

MÉTHODE DU POINT D'ÉCOUTE: FICHE DE RELEVÉ

Zone de comptage	Date	Heure de début
Brève description du site		Repérage au GPS
		Heure de fin
Vitesse du vent	Couverture nuageuse	Observateur

Point témoin	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Espèces										

Dénombrements par transects

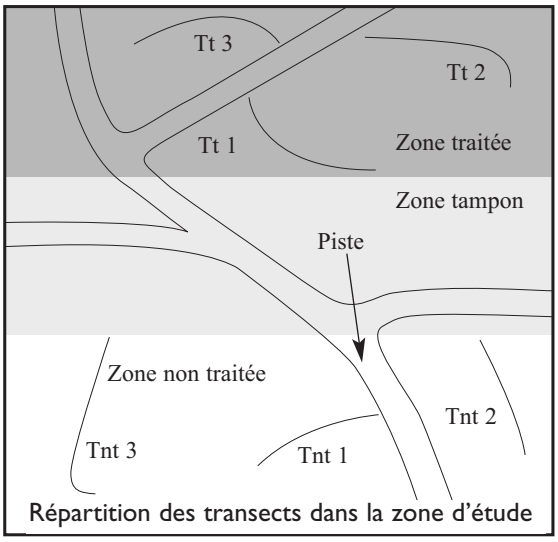
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Jumelles, planchette à pince (avoir sur soi un sac plastique pour protéger la planchette en cas de pluie), fiches de relevé, plan de la zone avec tracé des transects, crayons taillés, gomme, canif, carnet de notes pour observations complémentaires, guide de terrain pour l'identification des oiseaux, montre.

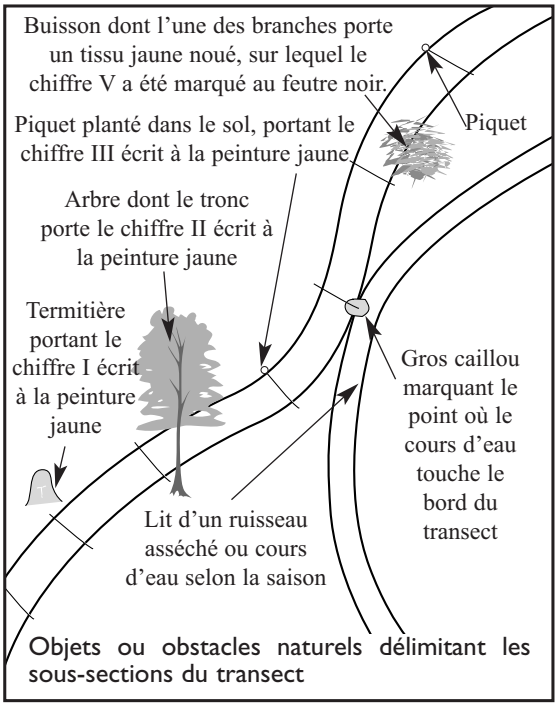
***Vérifier* soigneusement tout l'équipement *avant* de se rendre sur le site.**
Parcourir tous les transects possibles de la zone d'étude (zone traitée et zone non traitée), puis sélectionner environ 8 km de transects dans la zone devant être traitée et environ 8 km en dehors.
Parcourir ces transects pour les subdiviser en sous-sections approximativement égales et marquer les limites de ces sous-sections à l'aide de peinture indélébile ou de banderoles en plastique.
Pour assurer une visibilité optimale, choisir des parcours où l'observateur aura le soleil dans le dos lors des comptages.
Préparer des cartes des zones d'étude indiquant les transects et les subdivisions (noter les repères permettant d'identifier les délimitations des subdivisions, conserver ces notes).

Méthode

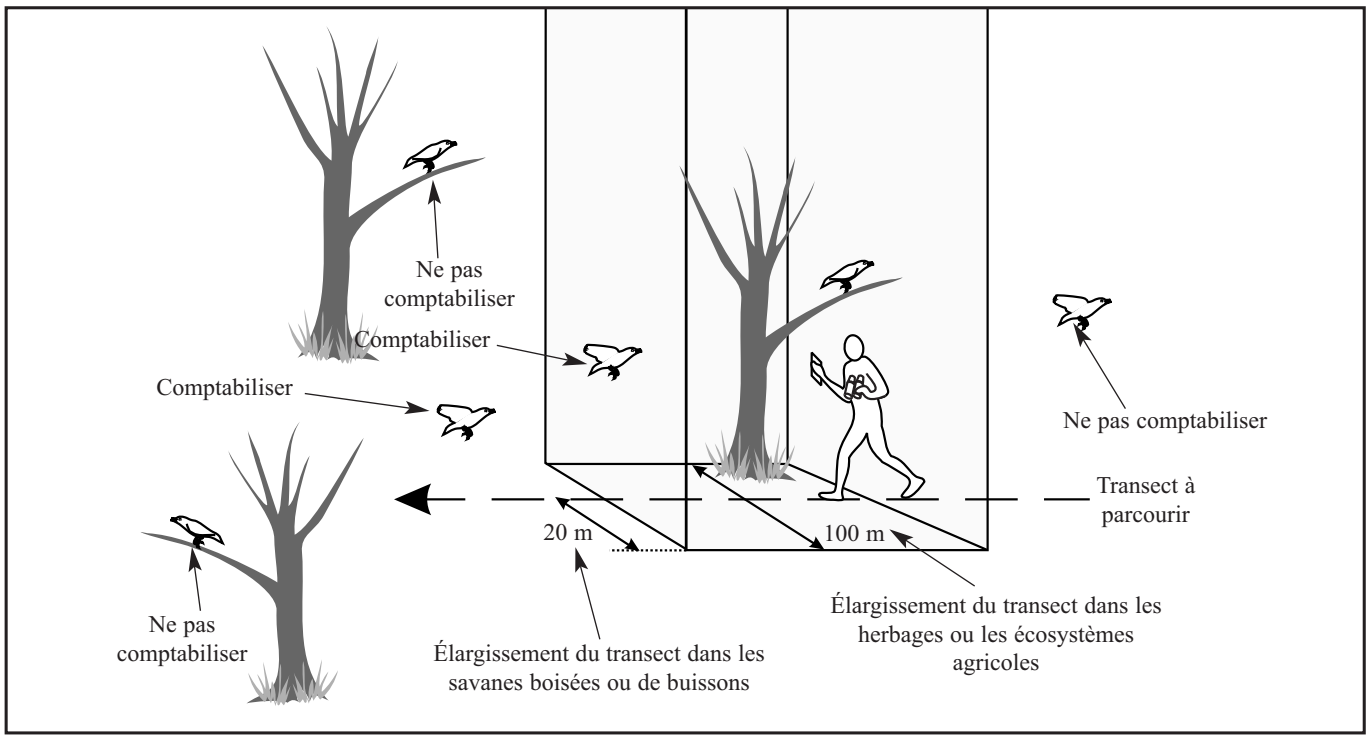
- Le but est de parcourir 4 km de transect pendant la matinée (c'est-à-dire 4 transects de 1000 m en 4 h).
- Dès l'arrivée sur le site, remplir la première partie de la fiche de relevé: zone d'échantillonnage, date, heure, vitesse du vent et couverture nuageuse en octas (nébulosité visible sur la voûte céleste divisée en 8 parts égales, un octa correspondant à 1/8e du ciel).
- Noter l'heure du début de l'observation.
- Marcher à un rythme régulier le long du transect et ne s'arrêter que pour identifier et consigner le nombre de **toutes** les espèces présentant un intérêt, vues ou entendues sur la largeur du transect (ex: 20 m). S'arrêter au bout de chaque sous-section de transect et consigner la végétation, la température, etc.
- Noter l'heure à laquelle le comptage se termine.
- S'assurer de la lisibilité des données dès le retour au laboratoire.



Répartition des transects dans la zone d'étude



Objets ou obstacles naturels délimitant les sous-sections du transect



CONSEILS

Lors de visites répétées, couvrir, à chaque visite, la même longueur de transect.

En cas de collecte d'oiseaux morts, prévoir:

- Une seringue de 20 ml pour injecter du formol dans l'abdomen et le crâne des spécimens prélevés.
- Une solution de formol à 5 % dans un récipient étanche (des gants jetables de caoutchouc, si disponibles).
- Plusieurs sacs de polythène solides avec moyens de fermeture (ex: attaches métalliques recouvertes de plastique). Il est possible de fermer les sacs avec un nœud à leur extrémité s'ils ne doivent pas être réutilisés et s'il y en a suffisamment.
- Des étiquettes solides en carton blanc et un crayon pour écrire les étiquettes.

Porter des vêtements adaptés aux conditions (de camouflage de préférence). Prendre des provisions et de l'eau.

La longueur du transect dépend du type d'habitat. Par exemple:

150 à 400 m dans les habitats fermés (forêt pluviale, broussailles, roseaux, etc.)

250 à 1500 m dans les habitats ouverts (herbages, terres agricoles, savane claire, bois, etc.).

DÉNOMBREMENTS PAR TRANSECTS: FICHE DE RELEVÉ

Zone de comptage	Date	Heure de début
Brève description du site		Repérage au GPS
		Heure de fin
Vitesse du vent	Couverture nuageuse	Observateur

Sous-section	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Espèces										

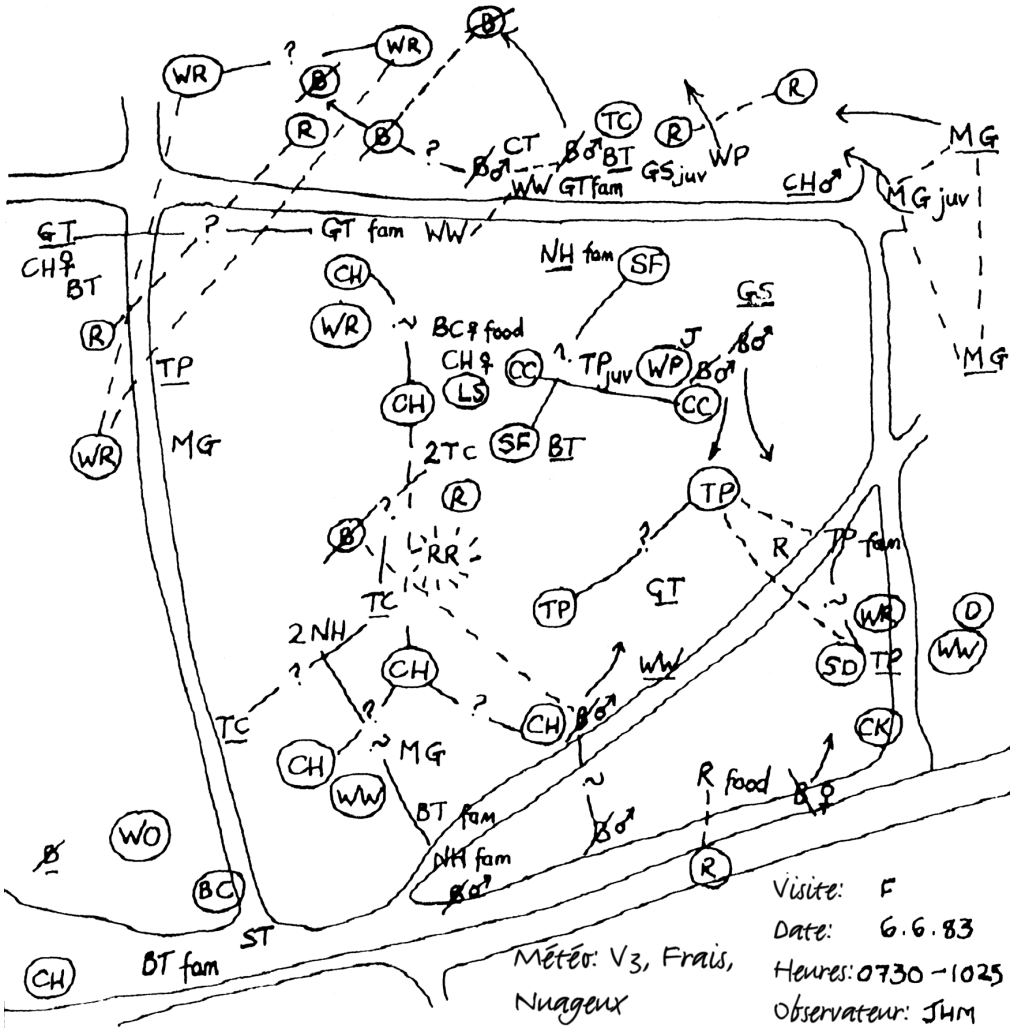
Cartographie des territoires

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Jumelles, planchette à pince avec carte détaillée du site de l'étude (avoir sur soi un sac plastique pour protéger la planchette en cas de pluie), crayons taillés, gomme, canif, magnétophone et cassette avec préenregistrement des chants des espèces présentant un intérêt.

***Vérifier* soigneusement tout l'équipement *avant* de se rendre sur le site.**
En fonction du personnel disponible, procéder à l'observation minutieuse d'1 à 2 parcelles d'étude dans la zone devant être pulvérisée et d'1 à 2 parcelles similaires à l'extérieur. Les parcelles font de 10 à 20 ha en zones boisées et de 50 à 100 ha dans les herbages ou terres agricoles.
Préparer des cartes précises et détaillées de chaque parcelle d'étude. Les cartes doivent mentionner les chemins et tous les repères particuliers. Si ces repères sont trop peu nombreux, former, dans la parcelle d'étude, une grille de piquets numérotés, plantés tous les 50 m. Reporter cette grille sur la carte.
Établir un code des espèces permettant de symboliser: les noms, l'âge, le sexe, les nids, les déplacements et toute autre activité à reporter sur la carte (voir Bibby *et al.*, 1992).

- Dès l'arrivée sur le site, porter sur la carte les détails de base caractérisant le site (localité, date, heure et conditions météorologiques).
- Établir un descriptif des conditions météorologiques, en particulier la vitesse du vent et la nébulosité en octas (couverture nuageuse visible sur la voûte céleste divisée en 8 parts égales, un octa correspondant à 1/8e du ciel).
- Parcourir lentement la parcelle en notant l'itinéraire parcouru jusqu'à ce que l'une des espèces étudiées soit observée ou entendue. Marquer la position de l'oiseau et consigner son activité et ses déplacements pendant 3 minutes.
- En présence d'un oiseau chanteur, essayer d'entendre un autre représentant de la même espèce, puis approcher ce second oiseaux pour établir sa position précise sur la carte. La limite entre les territoires des deux individus passe quelque part entre les deux points de chant.
- En présence de deux oiseaux qui s'affrontent vocalement ou physiquement, le site marque sans doute une limite territoriale. Noter ces événements sur la carte.
- En présence d'un oiseau se nourrissant: faire lever l'oiseau, le suivre et noter ses déplacements sur la carte. Il est peu probable qu'il aille sur un territoire adjacent, mais noter la position des autres représentants de la même espèce lors des déplacements de l'observateur sur la parcelle.
- Si le temps est compté, focaliser les observations dans les zones où les limites territoriales n'ont pas été confirmées lors des visites précédentes.
- Répéter la procédure en effectuant une série d'observations après la pulvérisation du pesticide.



Exemple de carte établie pour la méthode de cartographie des territoires (Bibby et al., 1992) (d'après Bird Census Techniques par Bibby CJ, Burgess ND et Hill DA (1992) British Trust for Ornithology and Royal Society for the Protection of Birds, reproduit avec la permission d'Academic Press, Londres)

CONSEILS

La présence d'un assistant permet de surveiller l'oiseau quand l'observateur note les détails sur la carte.

La recherche des nids n'est pas très utile dans la méthode de cartographie des territoires, mais tout nid aperçu doit être mentionné.

Le nombre de visites requises sur une parcelle d'étude dépend de la durée de l'observation et de l'activité constatée.

En cas de collecte d'oiseaux morts, prévoir:

- Une seringue de 20 ml pour injecter du formol dans l'abdomen et le crâne des spécimens prélevés.
- Une solution de formol à 5 % dans un récipient étanche (des gants jetables de caoutchouc, si disponibles).
- Plusieurs sacs de polythène solides avec moyens de fermeture (ex: attaches métalliques recouvertes de plastique). Il est possible de fermer les sacs avec un nœud à leur extrémité s'ils ne doivent pas être réutilisés et s'il y en a suffisamment.
- Des étiquettes solides en carton blanc et un crayon pour écrire les étiquettes.

Porter des vêtements adaptés aux conditions (de camouflage de préférence). Prendre des provisions et de l'eau.

Densité des nids

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Carte détaillée (au 1:50 000 ou au 1:5 000, en fonction de l'écartement des nids ou de la densité de la colonie), jumelles, planchette à pince (avoir sur soi un sac plastique pour protéger la planchette en cas de pluie), crayons taillés, gomme, canif, carnet de notes pour observations complémentaires, lampe torche et petit miroir au bout d'un manche coudé pour observer les espèces nichant dans les troncs d'arbres.

***Vérifier* soigneusement tout l'équipement *avant* de se rendre sur le site.**
Rechercher soigneusement les sites appropriés dans la zone traitée et celle non traitée: existence d'espèces présentant un intérêt et conditions écologiques similaires.
Grâce à une observation minutieuse des oiseaux nicheurs, apprendre à reconnaître l'emplacement et la forme des nids.
Former des assistants de terrain. Vérifier leur fiabilité.

Méthode

- Délimiter chaque jour les zones à échantillonner et préparer une carte mentionnant les détails permettant de repérer les nids.
- Procéder systématiquement aux recherches dans tous les habitats et sites de nidification possibles. Consigner sur la carte l'emplacement et le nombre de nids trouvés (si possible, utiliser un GPS).
- Si les nids sont cachés, observer les adultes pour les suivre jusqu'au nid. *Ne jamais déranger le nid.*
- Examiner *très délicatement* chaque nid (si l'oiseau est présent, veiller à ne pas le déranger), noter son état et son contenu dans le carnet:
  - ancien: pas de matériaux frais dans la structure;
  - récent: présence de matériaux frais;
  - utilisé: des fientes fraîches ou des fragments de coquilles d'œufs révèlent une occupation récente du nid.
- Noter le nombre et l'état des œufs ou des poussins:
  - œufs frais: œufs tièdes ou si l'oiseau en couvaison s'est levé à l'approche de l'observateur;
  - œufs abandonnés: œufs froids ou partiellement recouverts de feuilles, présence de toiles d'araignée à l'entrée du nid;
  - poussins vivants: couverts de duvet, présence des gaines de plumes ou plumage parfait;
  - poussins morts: couverts de duvet, présence des gaines de plumes ou plumage parfait.

CONSEILS

Les chasseurs locaux savent où trouver les nids et excellent à grimper dans les arbres; ils font ainsi de parfaits assistants de terrain.

Comportement alimentaire et alimentation

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Jumelles, planchette à pince avec fiches de relevé et carte détaillée du site de l'étude (avoir sur soi un sac plastique pour protéger la planchette en cas de pluie), chronomètre, crayons taillés, gomme, canif, fioles étiquetées pour stocker les boulettes ou les pelotes pour l'étude de l'alimentation.

***Vérifier* soigneusement tout l'équipement *avant* de se rendre sur le site.**
En fonction du personnel disponible, choisir une ou deux zones d'étude où l'espèce recherchée est commune. Si un seul observateur est disponible, choisir une zone qui sera soumise à la pulvérisation. Si deux observateurs sont disponibles, choisir une zone similaire hors de la zone traitée.
Lors des visites préliminaires sur le terrain, préparer des schémas détaillés des zones d'étude avec des grilles de repère. Il est également possible de désigner des sites d'observation dans les zones d'étude, afin de pouvoir analyser par sous-ensembles toutes les observations faites sur un site.

Méthode

- Au début du recensement, remplir la première partie de la fiche de relevé: localité, date et conditions météorologiques, particulièrement la vitesse du vent et la couverture nuageuse en octas (nébulosité visible sur la voûte céleste divisée en 8 parts égales, un octa correspondant à 1/8e du ciel).
- Repérer un individu de l'espèce recherchée en train de se nourrir. Noter l'heure et la référence du site sur la fiche de relevé.
- Démarrer le chronomètre et noter le comportement alimentaire, si possible pendant 10 minutes maximum (nombre de tentatives, nombre de succès, type de proies attrapées).
- Si le succès d'une tentative n'est pas certain ou si la proie ne peut être identifiée, noter "inconnu" sur la fiche.
- Si l'oiseau rejoint une nouvelle aire d'alimentation, essayer de le suivre pour poursuivre les observations. Si cela s'avère impossible, noter l'heure à laquelle l'observation s'est terminée. Si l'oiseau interrompt son alimentation, noter l'heure de fin et chercher un autre oiseau.
- Après 10 minutes d'observation, localiser un autre oiseau en train de se nourrir et répéter la procédure.
- Essayer d'observer le comportement alimentaire d'au moins cinq individus différents et pendant 10 minutes pour chaque individu.
- Faire une pause, si le travail doit se répéter toute la journée.
- Répéter ces observations quotidiennement, aux mêmes heures environ chaque jour, pendant 4 à 5 jours avant la pulvérisation et 4 à 5 jours après. S'assurer que les observations dans la zone traitée et dans la zone non traitée sont conduites plus ou moins simultanément.

CONSEILS

En cas de collecte d'oiseaux morts, prévoir:

- Une seringue de 20 ml pour injecter du formol dans l'abdomen et le crâne des spécimens prélevés.
- Une solution de formol à 5 % dans un récipient étanche (des gants jetables de caoutchouc, si disponibles).
- Plusieurs sacs de polythène solides avec moyens de fermeture (ex: attaches métalliques recouvertes de plastique). Il est possible de fermer les sacs avec un nœud à leur extrémité s'ils ne doivent pas être réutilisés et s'il y en a suffisamment.
- Des étiquettes solides en carton blanc et un crayon pour écrire les étiquettes.

Porter des vêtements adaptés aux conditions (de camouflage de préférence). Prendre des provisions et de l'eau.

COMPORTEMENT ALIMENTAIRE: FICHE DE RELEVÉ

Espèce	Date	
	Localité	
Vitesse du vent	Couverture nuageuse	Observateur

Référence cartographique	Heure	Tentatives d'alimentation	Tentatives réussies	Identité de la proie
Total				

FAIRE DES COPIES DE CETTE FICHE POUR L'UTILISATION DE TERRAIN

SILHOUETTES D'OISEAUX

Date Heure

Emplacement

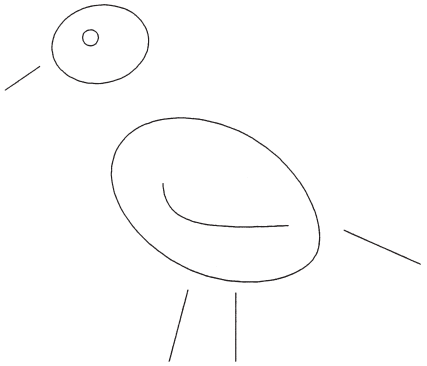
Habitat

Nombre d'individus observés

Taille, en fonction de:

Chant

Notes sur le comportement



Date Heure

Emplacement

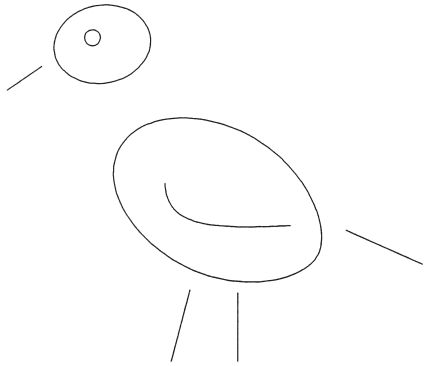
Habitat

Nombre d'individus observés

Taille, en fonction de:

Chant

Notes sur le comportement



Date Heure

Emplacement

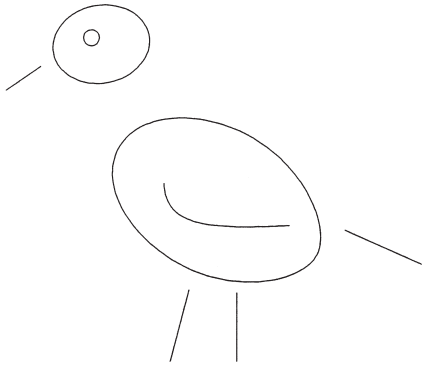
Habitat

Nombre d'individus observés

Taille, en fonction de:

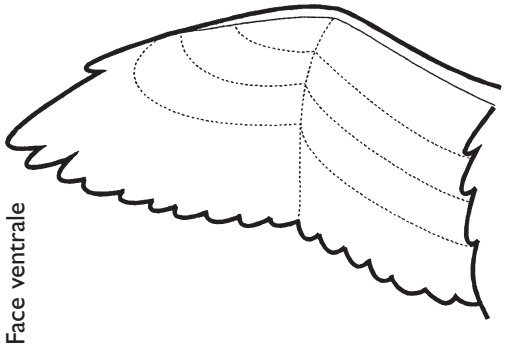
Chant

Notes sur le comportement

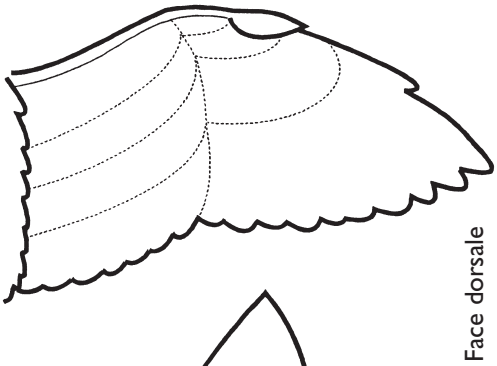


SILHOUETTES D'OISEAUX

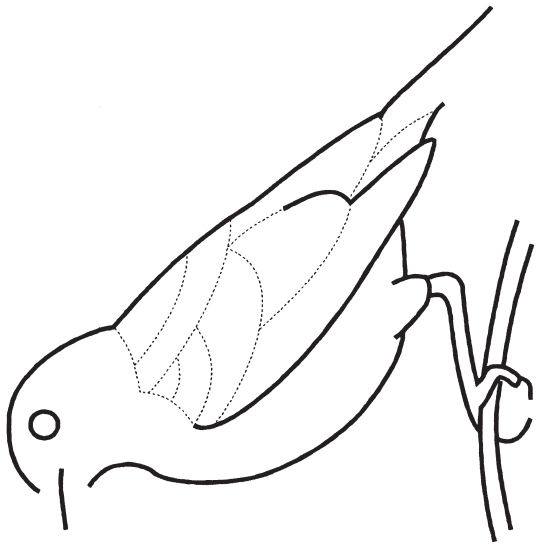
PAGE 2

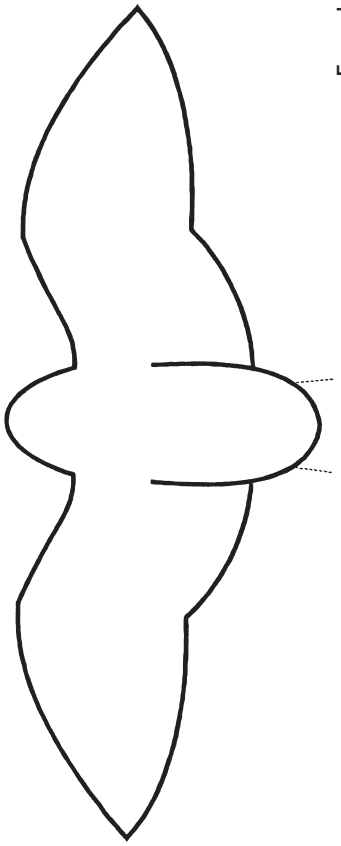


Face ventrale



Face dorsale

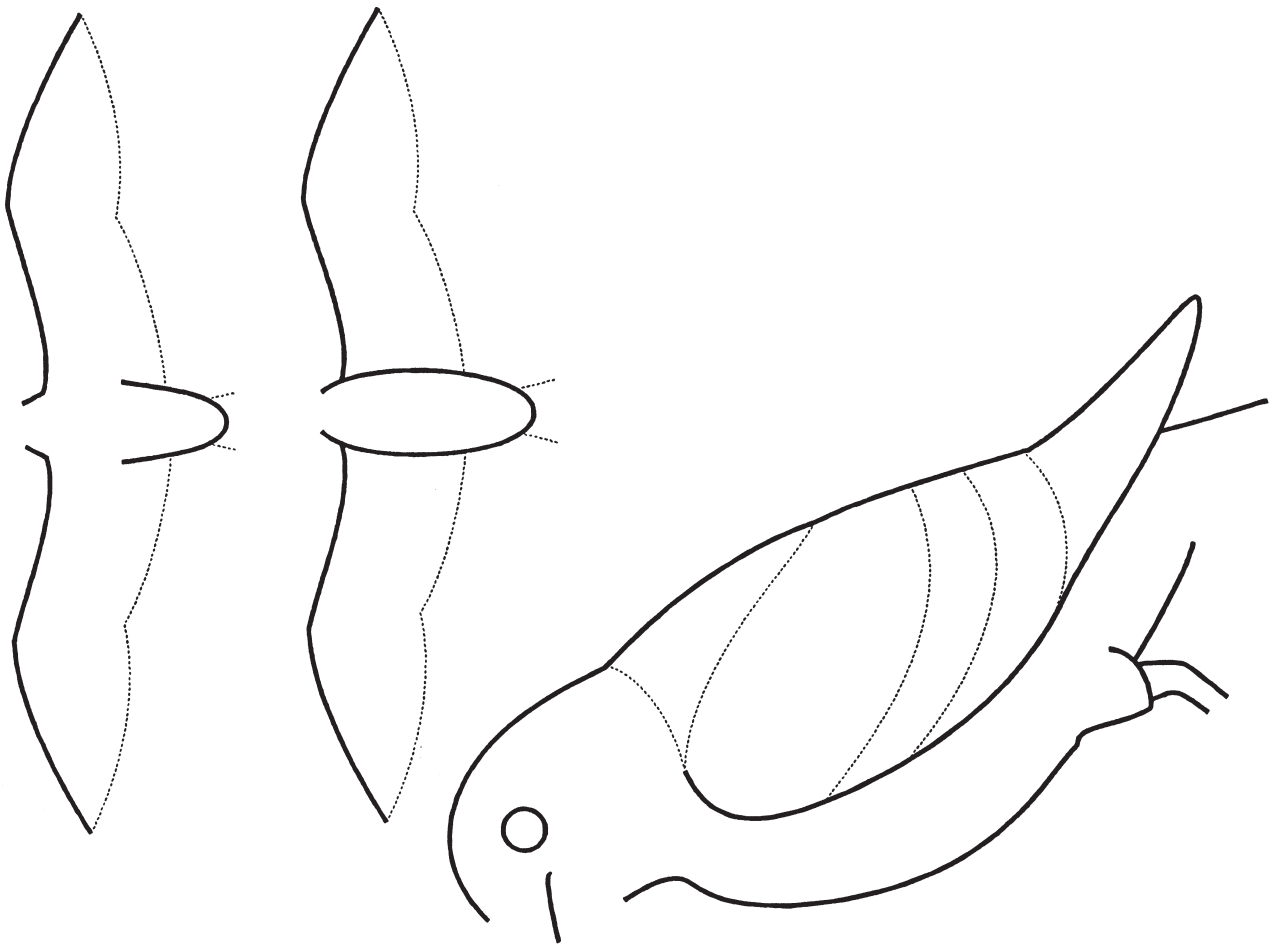




Date	Heure
Emplacement	
Habitat	
Nombre d'individus observés	
Taille, en fonction de:	
Chant	
Notes sur le comportement	

SILHOUETTES D'OISEAUX

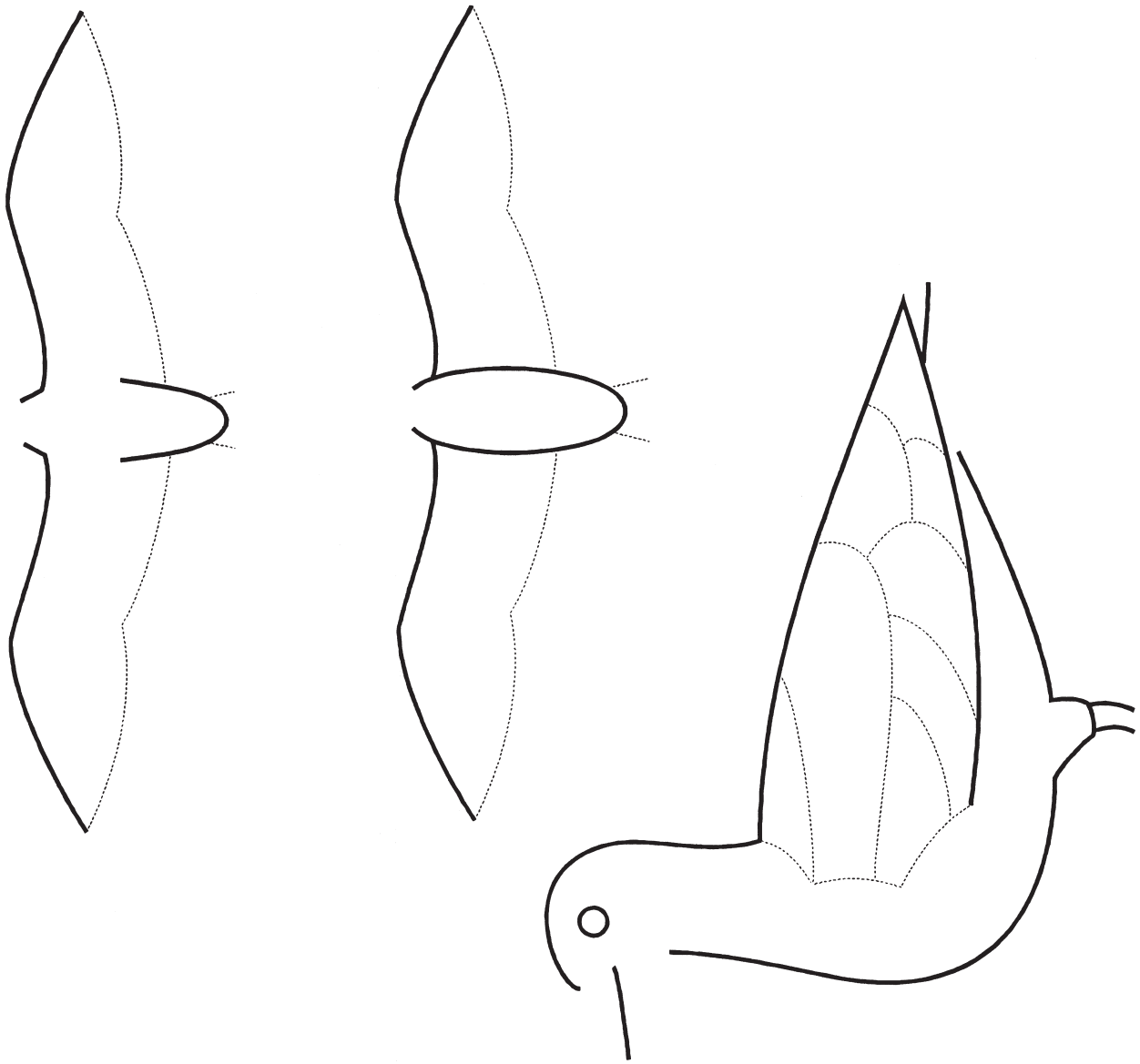
PAGE 3



Date	Heure
Emplacement	
Habitat	
Nombre d'individus observés	
Taille, en fonction de:	
Chant	
Notes sur le comportement	

SILHOUETTES D'OISEAUX

PAGE 4



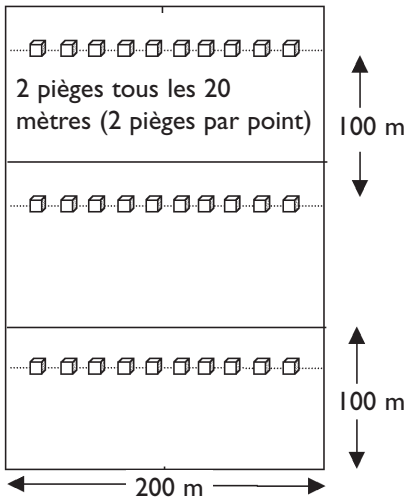
Date	Heure
Emplacement	
Habitat	
Nombre d'individus observés	
Taille, en fonction de:	
Chant	
Notes sur le comportement	

Ligne de piégeage

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Compas à prismes, chaîne d'arpenteur de 30 m, piquets de balisage, feutre marqueur indélébile, batteries de pièges Sherman, appâts, litière, sacs en tissu pour les animaux vivants, pesons à ressort Pesola et sacs de polythène pour peser les spécimens, règle en métal/pied à coulisse pour mesurer les spécimens, ciseaux pour marquer le pelage et liste des marquages disponibles pour identifier les individus, crayon, carnet de notes, fiches de relevé, congélateur portatif, feuilles d'aluminium ou solution de formol à 10 % dans des récipients en aluminium pour la conservation des spécimens en vue d'une analyse de résidus, anesthésique, trousse de dissection, étiquettes.
Apparier les habitats des sites de piégeage, dans une zone traitée et une zone témoin séparées, pour obtenir une végétation similaire en structure et en composition. Poser au moins 5 lignes de 10 points, avec 2 pièges à chaque point (n = 100), à égale distance les unes des autres le long de transects et à raison d'1 ligne pour 2 ha. Le positionnement de la première ligne est aléatoire.

Méthode



Piégeage en ligne: transects dans un bloc de 10 ha dans un habitat homogène

- Mesurer les distances entre les transects et les points à l'aide de la chaîne d'arpenteur de 30 m. Espacer les pièges de 20 m dans les habitats homogènes et de 15 m en présence de végétation plus complexe. Décrire la végétation autour des points de piégeage: pourcentage de couvert, hauteur et espèces dominantes pour chaque strate verticale (arbres, buissons, graminées, sol nu). Effectuer le suivi sur au moins 2 parcelles traitées de 10 ha, pour obtenir soit des échantillons répétés, soit des schémas d'application différents.
- Positionner les pièges avec les portes au ras du sol, à 1 m des piquets de balisage, le long des passages des animaux ou à proximité de repères naturels (si possible). Camoufler les pièges sous la végétation. Assigner à chaque piquet un numéro et inscrire ce numéro sur les pièges correspondants à l'aide du feutre marqueur indélébile.
- Mettre des appâts dans les pièges et poser les pièges au crépuscule. Vérifier et poser de nouveau les pièges dès que possible après l'aube, puis visiter les pièges toutes les 12 h pour obtenir des données sur 2 jours et 2 nuits. Remplacer les appâts tous les jours si nécessaire. **Astuce:** *Pour les campagnes de piégeage de 2 jours, l'influence des facteurs environnementaux peut être réduite en utilisant deux groupes de lignes de pièges (ou plus) et en choisissant les nuits de manière aléatoire sur une période de 4 jours*. Effectuer un suivi des populations sur au moins deux campagnes de piégeage avant traitement et deux campagnes après. Noter la position des pièges qui se sont déclenchés sans avoir capturé d'animal. Vérifier le mécanisme.
- Mettre les captures dans des sacs en tissu (ou de grands sacs de polythène) pour effectuer les observations suivantes: identification de l'espèce, détermination du sexe et évaluation de la capacité reproductive, poids et taille (longueur totale, longueur de la tête et du corps, longueur de la queue, longueur du pied postérieur et longueur des oreilles). Vérifier si l'animal porte une marque d'identification et pratiquer une nouvelle découpe aux ciseaux dans le pelage si nécessaire. Transcrire toutes les informations sur les fiches de relevé dans les colonnes appropriées.
- Dresser une carte détaillée des zones étudiées indiquant les positions des points de piégeage sur les transects. Comparer les taux de capture sur le site témoin et sur le site traité, avant et après traitement, (nombre d'individus capturés par 100 pièges-nuits) et la proportion d'individus recapturés pour chaque espèce (trier par sexe ou maturité sexuelle si le nombre le permet). Calculer les masses corporelles moyennes pour chaque période.

CONSEILS

Éviter de déranger la végétation le long des lignes de pièges.

Une équipe de deux personnes permet d'accélérer l'opération de relevage des pièges.

Les conditions météorologiques modifient les prises, consigner la pluviométrie, les températures, l'humidité, la couverture nuageuse (et la vitesse du vent).

Attention: se protéger contre le tétanos, porter des gants pour éviter les morsures et se laver soigneusement les mains après avoir manipulé les pièges ou les animaux, **les petits mammifères peuvent transmettre des maladies.**

Carré de piégeage

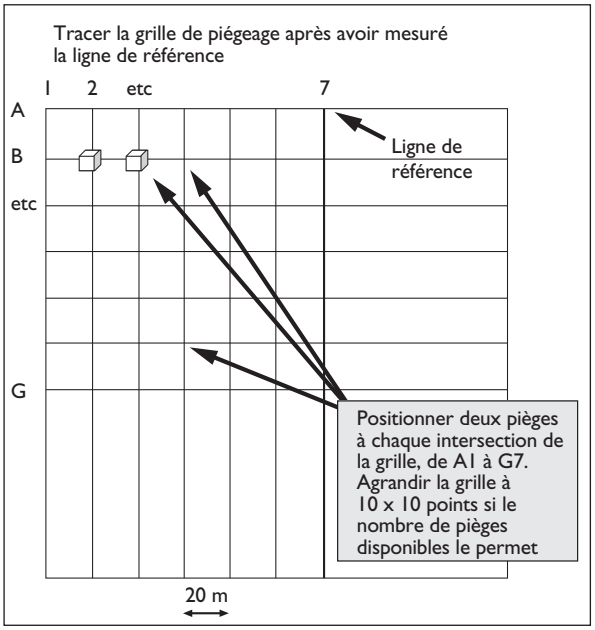
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Compas à prismes, chaîne d'arpenteur de 30 m, piquets de balisage, feutre marqueur indélébile, batteries de pièges Sherman, appâts, litière, sacs en tissu pour les animaux vivants, pesons à ressort Pesola et sacs de polythène pour peser les spécimens, règle en métal/pied à coulisse pour mesurer les spécimens, ciseaux pour marquer le pelage et liste des marquages disponibles pour identifier les individus, crayon, carnet de notes, fiches de relevé, congélateur portatif, feuilles d'aluminium ou solution de formol à 10 % dans des récipients en aluminium pour la conservation des spécimens en vue d'une analyse de résidus, anesthésique, trousse de dissection, étiquettes.

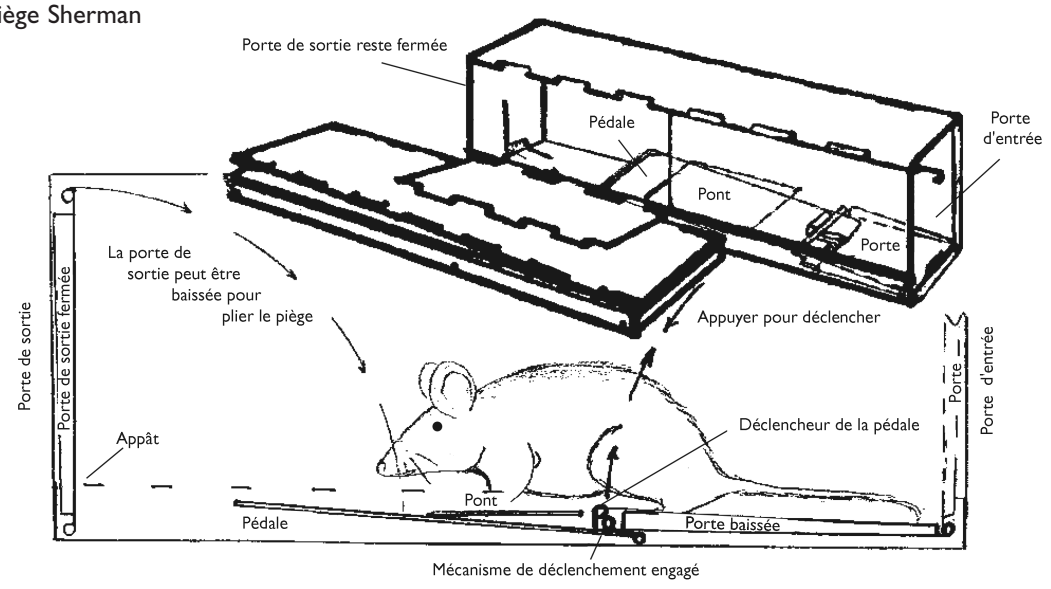
Apparier les habitats des sites de piégeage, dans une zone traitée et une zone témoin séparées, pour obtenir une végétation similaire en structure et en composition.
Dans la mesure du possible, installer deux grilles de traitement, pour obtenir soit des échantillons répliqués, soit des schémas d'application différents.

Méthode

- Vérifier que chaque grille de piégeage comprend au minimum 7 x 7 points, avec deux pièges par point. Si le nombre de pièges disponibles le permet, étendre la grille à 10 x 10 points. Décrire la végétation par carré: pourcentage de couvert, hauteur et espèces dominantes pour chaque strate verticale (arbres, buissons, graminées, sol nu).
- À l'aide d'un compas à prismes, vérifier que les angles de la grille sont bien à 90°. Construire la grille de piégeage à l'aide de la chaîne d'arpenteur de 30 m: tracer tout d'abord la ligne de référence, puis ajouter des rangées de piquets de balisage permettant de positionner les points en ligne. Positionner les points tous les 20 m si la végétation est homogène ou sur des terres agricoles; réduire l'espacement à 10-15 m dans les habitats plus complexes.



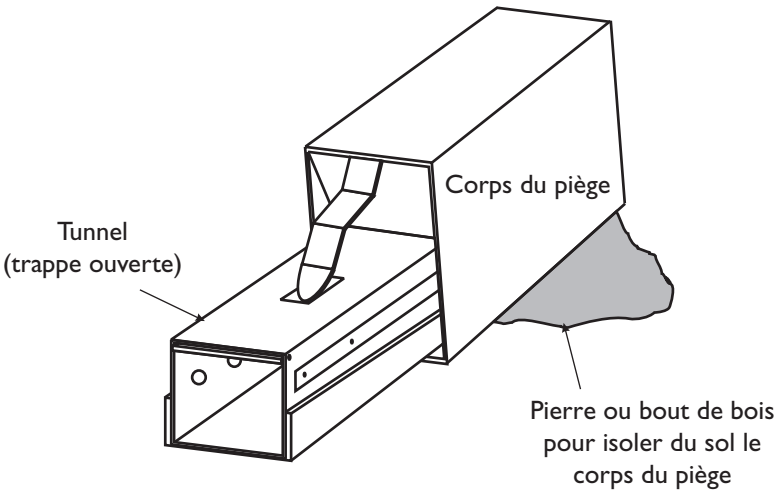
Piège Sherman



Courtesy of H B Sherman Traps Inc. Tallahassee. Florida, USA

- Placer les pièges avec les portes au ras du sol, à 1 m des piquets de balisage, le long des passages des animaux ou à proximité de repères naturels (si possible). Camoufler les pièges sous la végétation. Assigner à chaque piquet un numéro et inscrire ce numéro sur les pièges correspondants à l'aide du feutre marqueur indélébile.
- Mettre des appâts dans les pièges et poser les pièges au crépuscule. Vérifier et poser de nouveau les pièges dès que possible après l'aube, puis visiter les pièges toutes les 12 h. Remplacer les appâts si nécessaire; ils devront être renouvelés tous les 2 jours. Noter la position des pièges qui se sont déclenchés sans avoir capturé d'animal. Vérifier le mécanisme. Effectuer au moins deux campagnes de piégeage avant traitement et deux campagnes après. Chaque campagne s'étend sur 4 nuits.
- Mettre les captures dans des sacs en tissu (ou de grands sacs de polythène) pour effectuer les observations suivantes: identification de l'espèce, détermination du sexe et évaluation de la capacité reproductive, poids et taille (longueur totale, longueur de la tête et du corps, longueur de la queue, longueur du pied postérieur et longueur des oreilles). Vérifier si l'animal ne porte pas de marque d'identification et pratiquer une nouvelle découpe aux ciseaux dans le pelage si nécessaire. Transcrire toutes les informations sur les fiches de relevé dans les colonnes appropriées.
- Dresser une carte détaillée de la zone de piégeage en centrant chaque carré de la grille sur un piège pour faciliter l'analyse des données. Établir, grâce à la fréquence de recapture, la distinction entre les animaux de passage et ceux qui résident dans la zone. Délimiter les territoires de chaque animal avant et après la pulvérisation, en fonction de leurs positions sur la grille lors de la capture. Comparer leurs masses corporelles moyennes pour chaque période.

Piège Longworth



CONSEILS

Éviter de déranger la végétation sur la grille. Ne marcher que le long des rangées de pièges. Pour accélérer le relevage des pièges, procéder avec deux opérateurs partant chacun à une extrémité de la grille et se rejoignant au milieu.

Les conditions météorologiques modifient les prises, consigner la pluviométrie, les températures, l'humidité, la couverture nuageuse (et la vitesse du vent).

Attention: se protéger contre le tétanos, porter des gants pour éviter les morsures et se laver soigneusement les mains après avoir manipulé les pièges ou les animaux, **les petits mammifères peuvent transmettre des maladies** (leptospirose par contact avec les urines et maladie de Lyme véhiculée par les tiques).

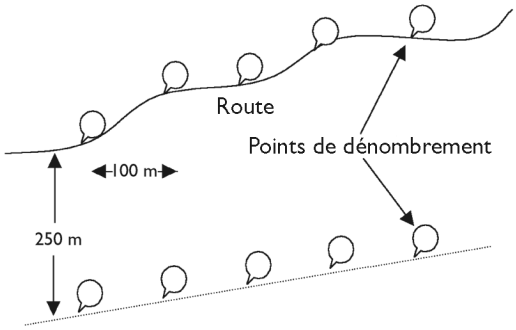
Suivi des populations de chauves-souris

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: GPS, compas à prismes, chaîne d'arpenteur de 100 m, piquets de balisage ou pinceau et peinture blanche pour marquage des points sur les transects, lampe frontale, détecteur de chauves-souris et piles de rechange, chronomètre, thermomètre et anémomètre numériques pour mesurer la température de l'air et la vitesse du vent, planchette à pince, crayon, fiches de relevé, dictaphone pour enregistrer les notes (option).

Apparier les habitats dans une zone traitée et une zone témoin séparées, pour obtenir une végétation similaire en structure et en composition sur au moins deux transects répétés dans chaque zone.
S'assurer que les zones témoins sont suffisamment éloignées des zones de traitement pour éviter une dérive de pulvérisation sous le vent.
Tracer des transects d'au moins 1 km de long. Si les cartes correspondantes sont disponibles et si les emplacements sont accessibles, sélectionner de manière aléatoire les points de démarrage de ces transects sur des carrés d'1 km de côté. Sinon, sélectionner de manière aléatoire des segments d'habitat linéaires: lisières de bois, chemins ou berges de cours d'eau.

Méthode



Transects pour le comptage des chauves-souris. Méthode du point d'écoute

- Mesurer, délimiter et reporter sur la carte des transects avec 15 à 20 points de comptage si le suivi n'est pas conduit sur toute la longueur. Utiliser, selon le cas, la chaîne d'arpenteur, le compteur kilométrique d'un véhicule ou le GPS. Décrire la végétation sur 50 m de transect ou autour des points de comptage: pourcentage de couvert, aspect découvert, hauteur et espèces dominantes pour chaque strate verticale (arbres, buissons, graminées, sol nu). Vérifier que les points de comptage sont espacés d'au moins 100 m et que les transects sont espacés de 250 m.
- Si l'activité des chauves-souris est estimée à l'aide d'un détecteur à bande étroite, régler l'appareil sur une fréquence commune au spectre d'écholocation du plus grand nombre d'espèces possible (en général 40 ou 45 kHz). En présence d'un ensemble d'espèces très diverses, tester différentes fréquences pendant des périodes de temps égales ou utiliser un détecteur à large bande pour couvrir toutes les fréquences du spectre (ce type d'instrument est cependant moins sensible). Si le suivi est continu et se déroule lors du parcours des transects, sélectionner une durée ou une distance adaptée pour effectuer le sous-échantillonnage. Il est également possible, si les conditions autorisent la méthode des points d'écoute, de rester sur chaque point pendant 5 minutes. Cette durée peut être réduite à 2 minutes (pas moins) s'il est besoin de couvrir de nombreux sites et si les passages de chauves-souris sont suffisamment fréquents.
- Démarrer le suivi à une heure fixe chaque nuit, de 15 à 30 minutes après le coucher du soleil. Estimer la couverture nuageuse et les phases de la lune, mesurer la température de l'air et la vitesse du vent, au moins au départ et à la fin de chaque transect. De préférence, prendre la température à chaque point d'écoute ou segment de transect. Noter le nombre de passages de chauves-souris par segment de transect ou sur chaque point d'écoute. Faire la différence entre les échos émis par les chauves-souris en quête de nourriture de ceux émis par les chauves-souris de passage. Échantillonner des transects répétés dans la zone traitée et dans la zone témoin, si possible lors de nuits consécutives tirées au hasard. Vérifier que chaque transect a bien été suivi pendant au moins deux campagnes de 4 nuits avant traitement et deux campagnes après.
- Comparer l'activité des chauves-souris par traitement statistique non paramétrique (nombre moyen et nombre total de passages de chauves-souris par unité de temps ou de distance) lors des recensements menés avant et après le traitement et sur le site traité et le site témoin, dans la mesure où les données provenant des transects répétés sont homogènes. L'analyse de la covariance permet de ne pas tenir compte des variables concernant la météorologie ou l'habitat.

CONSEILS

Position du détecteur: pointer le microphone vers le ciel à un angle de 45° et, soit marcher à vitesse régulière, soit utiliser l'appareil toujours de la même manière sur les points d'écoute: balayer l'espace avec l'instrument en formant un cercle autour de l'axe du corps.

Conditions météorologiques: éviter les observations lors des nuits pluvieuses qui perturbent l'activité des chauves-souris.

Sécurité: porter des vêtements adaptés, utiliser un insectifuge contre les moustiques dans les tropiques, vérifier la sécurité des zones échantillonnées et, dans les parcs naturels, suivre les transects dans des véhicules le long des pistes existantes. Pour des raisons de sécurité, travailler à deux.