

LES INVERTÉBRÉS TERRESTRES

Colin C.D. Tingle¹

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 donnée 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 fonctionnement². 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 répétées (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'avèreraient 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.
Pyréthroïdes	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 = Pyrèthrinolide
 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 (Orthoptera), 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 mésostigmatés 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. Détritvovres et recycleurs - Annelida, myriapodes (Diplopoda), Acari, Coleoptera et Diptera.
Bois/forêts	Diversité faunique en invertébrés. Détritvovres 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. Détritvovres - 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	<p>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);</p> <p>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);</p> <p>et ceux du sol (Annelida, Nematoda, Isopoda, Diplopoda, Chilopoda, Symphyla, Acari, Chelonethi, Collembola, Hemiptera, Isoptera, Embiidina, Coleoptera, Diptera et Hymenoptera).</p>
Ultra Bas Volume (UBV)	<p>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.</p>
Brumisation	<p>Invertébrés de la canopée, insectes volants, invertébrés arboricoles et (dans une moindre mesure) faune épigée.</p>
Pulvérisation aérienne	<p>Voir brumisation / UBV.</p>
Granulés/enrobage des semences	<p>Invertébrés épigés et invertébrés terricoles</p>
Appâts	<p>Invertébrés épigés et nécrophages (par ex. Formicidae).</p>
Pour on	<p>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).</p>
Bains	<p>Diptera (Tabanidae, Hypoboscidae, etc.).</p>

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 enfle 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 pesées³ 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 certains coléoptères, sont particulièrement vulnérables aux pièges, 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). À 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 échantillonne 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 pyréthrinoides 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 ($\pm 2 \text{ m} \times 2 \text{ m}$). 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 Symphyla), 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 exclueront 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 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 macrotermes, 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 destina 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 coïncidence 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	

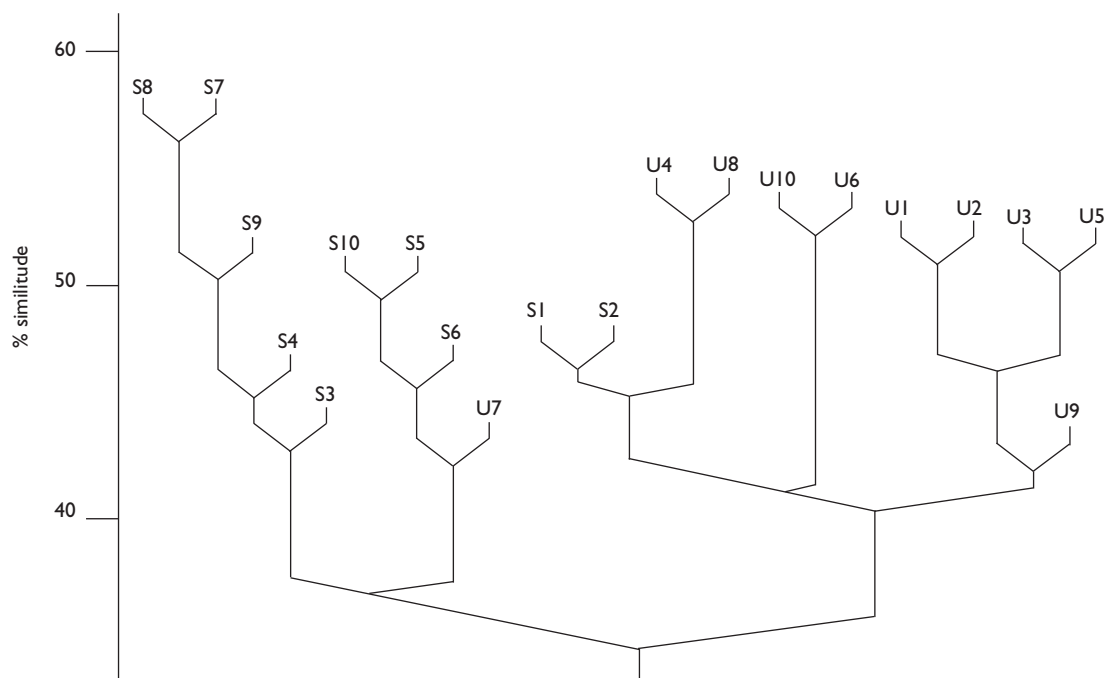


Figure 8.1: Dendrogramme de similarités des espèces d'invertébrés capturés dans des pièges de Barber de deux zones de traitement différentes au Zimbabwe. Classification hiérarchique des sites d'échantillonnage selon l'indice de similarité de Sørensen. U1-U10 non traitées; S1-S10 traitées au DDT

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.

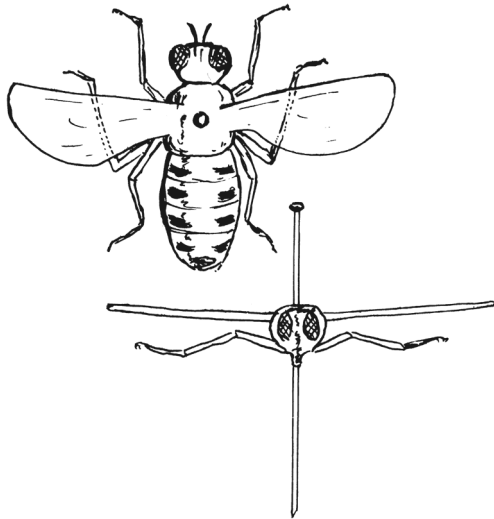


Figure 8.2: Présentation des grands Lepidoptera, Diptera et Hymenoptera, etc.

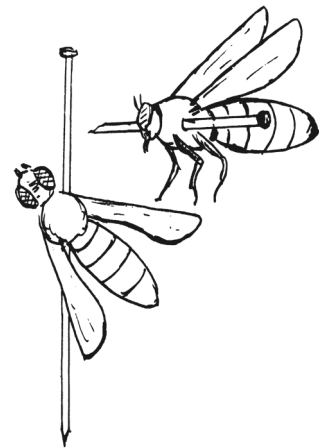


Figure 8.3: Épinglage latéral

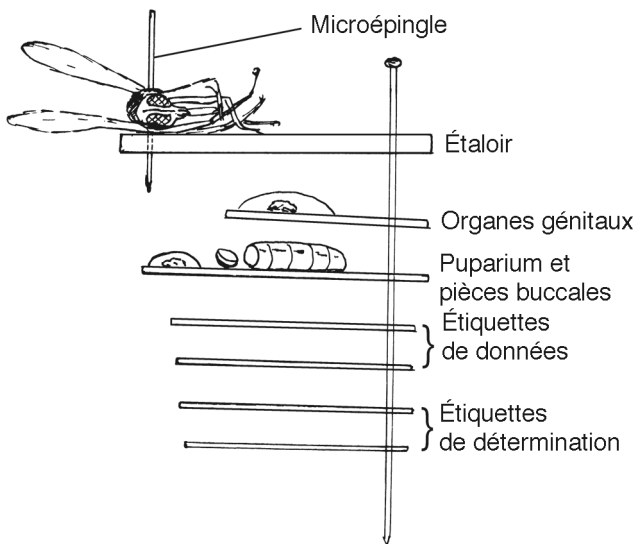


Figure 8.4: Présentation des microlépidoptères, Diptera, Coleoptera et Hymenoptera

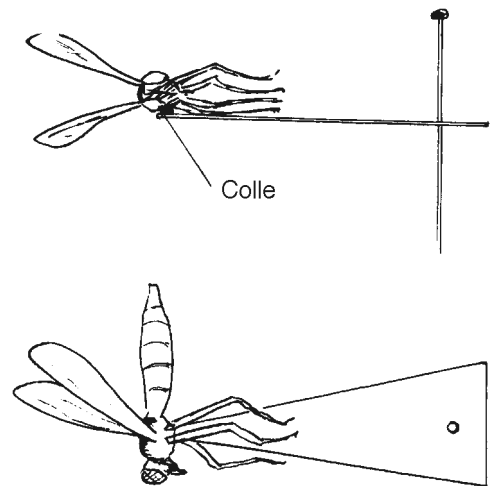


Figure 8.5: Pointage bristol pour les petits Diptera, Coleoptera, etc.

(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.)

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, P.C. 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, P.C. 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.