



Université Mohamed Khider de Biskra
Faculté des Sciences Exactes et des Sciences de la Nature et de la Vie
Département des Sciences Agronomiques

MASTER 1 : Protection des végétaux

COURS

Présenté par : Dr. HADJEB Ayoub

Méthodologie appliquée à la protection des végétaux

Année universitaire : 2020 - 2021

Sommaire

INTRODUCTION

CHAPITRE 1 : CONCEVOIR UN INVENTAIRE

- I- Inventaire ou échantillonnage ?.....
- Un échantillonnage de quoi ?
- Un échantillonnage pour quoi faire ?.....
- Etapes d'un échantillonnage.....
- Choix de la méthode d'échantillonnage
- Quel plan d'échantillonnage ? Les principes à respecter
- VI - Conclusions 28

CHAPITRE 2 : LES METHODES D'ECHANTILLONNAGE DES INSECTES

- Catégories et classification des méthodes
- Catalogue des méthodes d'échantillonnage entomologique
- Méthodes utilisées en milieu terrestre
- Méthodes actives
- Méthodes passives.....
- Méthodes pour échantillonner la faune de litière et du sol
- Méthodes utilisées en milieux aquatiques
- Méthodes actives
- Méthodes passives.....
- Les méthodes proposées en forêt
- Le piège à fosse
- Les pièges vitres
- Le piège Malaise
- Les pièges lumineux.....

CHAPITRE 3 : METHODES DE DENOMBREMENT DES OISAUX

- Des limites à bien percevoir
- Dénombrer l'avifaune d'un espace donné
- Eléments et rappels de base
- Les principales méthodes de dénombrement
- Les méthodes absolues
- La méthode des plans quadrillés
- Les méthodes relatives
- L'indice kilométrique d'abondance (I.K.A.)
- Calcul de l'I.K.A.
- Les Indices Ponctuels d'Abondance (I.P.A.)
- La méthode des Echantillonnages Fréquentiels Progressifs (E.F.P.)
- Avantage des E.F.P sur les I.P.A

CHAPITRE 4 : GESTION DES RECOLTES

- Conditionnement des échantillons lors de la récolte.....
- Préparation du tri des échantillons.....
- Tri des échantillons.....
- Identification
- Conservation
- Valorisation des données nouvelles.....
- Gestion des données d'inventaire

INTRODUCTION

Depuis une dizaine d'années, un besoin grandissant en inventaires entomologiques a émergé avec :

La mise en place de réserves forestières (réserves naturelles, réserves biologiques dirigées et intégrales, etc.) et l'obligation de créer des plans de gestion prenant en compte l'entomofaune ;

Le développement du réseau Natura 2000 ;

La révision de l'inventaire des ZNIEFF (Zones Naturelles d'Intérêt Ecologique, Faunistique et Floristique) ;

La demande d'indicateurs de gestion durable ;

La méconnaissance du statut de la plupart des espèces forestières...

Pour réaliser des inventaires, les gestionnaires d'espaces naturels forestiers s'adressent à différentes structures, le plus souvent à des associations régionales du fait du manque de ressources dans le domaine professionnel. En effet, on ne peut que déplorer la disparition progressive des entomologistes professionnels dans les universités ou autres institutions.

Après plus de 10 années d'inventaires, on constate que les forestiers ont en général une grande méconnaissance du monde des insectes. De ce fait les exigences liées à la réalisation d'un inventaire sont fréquemment non réalistes, notamment, par exemple, dans les délais imposés pour obtenir des résultats. De plus contrairement aux autres domaines touchant à la forêt (coupes, travaux forestiers, aménagements...), ces gestionnaires ne proposent généralement pas de cahier des charges (objectifs, méthodes...) du fait de leur faible connaissance de l'entomofaune.

Les organismes, structures ou plus simplement entomologistes isolés responsables des inventaires, les réalisent consciencieusement, souvent avec une grande compétence entomologique, fréquemment reconnue au niveau national voire international. Les résultats sont cependant d'une utilité parfois discutable du fait de la méconnaissance du monde forestier de la part de ces entomologistes et de l'insuffisante formulation de la requête du gestionnaire forestier. Ces inventaires ne sont pas, la plupart du temps, comparables entre eux par manque de standardisation des méthodes.

Alors que les moyens humains, financiers, etc. sont plus que jamais limités, cette absence de standardisation fournit des résultats disparates, non comparables et non synthétisables à une plus large échelle (régionale et nationale) tandis que le besoin se fait plus que jamais ressentir d'obtenir des données standards qui permettraient de mieux connaître le statut des insectes régionalement et nationalement.

Il est donc nécessaire d'instaurer un dialogue entre entomologistes et forestiers de façon à ce que d'une part les spécificités de l'entomofaune soient mieux appréhendées par les forestiers et que d'autre part les contraintes de la gestion forestière soient mieux comprises par les entomologistes.

L'intérêt de prendre en compte les insectes dans la gestion d'un écosystème à caractère naturel comme la forêt n'est plus à démontrer. Les insectes représentent en effet une part prépondérante (plus de 80%) de la biodiversité animale forestière. Ce sont des acteurs du fonctionnement des écosystèmes qui interviennent à tous les niveaux des réseaux trophiques. Ils peuvent être consommateurs primaires (insectes phytophages), consommateurs secondaires ou tertiaires (prédateurs, super-prédateurs, parasites, hyperparasites). Les saprophages (saproxylophages, nécrophages, coprophages, détritivores) sont des acteurs indispensables du cycle de la matière (matière organique, éléments minéraux...). La présence ou l'absence de certaines espèces, ou plutôt de cortèges d'espèces, permet de vérifier le plus ou moins bon fonctionnement de l'écosystème. Les insectes sont de ce fait de bons indicateurs de la qualité de l'écosystème et de l'impact de la gestion sur le milieu forestier. Du plus petit au plus grand, du plus insignifiant au plus spectaculaire (« joli »), ils constituent un patrimoine qu'on ne peut plus ignorer.

Cependant aussi nécessaire et utile que soit l'étude des insectes forestiers, de multiples contraintes liées aux caractéristiques biologiques des insectes rendent complexes ces études.

La première contrainte est le nombre d'espèces d'insectes (plus de 10.000 espèces forestières en France). Il n'est pas possible de tout inventorier ni de tout suivre. Il faut donc se limiter à certains groupes clés en fonction des objectifs souhaités. Les populations d'insectes sont soumises à des fluctuations spatiales et temporelles mal comprises la plupart du temps, ce qui implique un plan d'échantillonnage robuste qui prenne en compte ces fluctuations.

Enfin, contrairement aux études botaniques ou ornithologiques où la détermination se fait essentiellement sur place au moment de l'inventaire sans « récolte », les insectes ne sont identifiables, sauf en de rares exceptions, qu'à l'aide de moyen de grossissement fort (20 à 100 fois) qui implique une récolte de spécimens qu'il faut, après la phase de terrain, trier, nettoyer, monter dans une collection à sec puis déterminer. Dans cette dernière phase, une contrainte forte actuelle est le manque de spécialistes de chaque groupe ou famille d'insectes, ou de documentation récente en systématique. Certains groupes difficiles d'accès (en détermination à l'espèce) ne peuvent être pris en compte lors d'études entomologiques standardisées sur tout le territoire national.

Pour les gestionnaires, les questions peuvent concerner l'impact de la gestion sur l'entomofaune, les risques aux peuplements d'une gestion conservatoire (lien entre arbres morts et insectes ravageurs...) ou la présence d'insectes remarquables (protégés, « patrimoniaux »...). Les études « commandées » aux entomologistes ne sont alors qu'une phase initiale d'accès à la connaissance. Cette phase est nécessairement suivie d'une phase décisionnelle de prise en compte de certains de ces éléments dans la gestion du milieu forestier. Elle se traduit par l'établissement de directives dans des plans de gestion soumis à des règles administratives. Cette succession de phases implique de réaliser les études dans des délais souvent rapides. Enfin, une des contraintes majeures du gestionnaire est le budget alloué à des études qui peuvent être lourdes et longues pour obtenir des résultats significatifs.

CHAPITRE 1

CONCEVOIR UN INVENTAIRE :

Lors d'un inventaire entomologique, nous faisons de l'échantillonnage sans toujours en avoir conscience. Malheureusement, ignorer les principes de l'échantillonnage, et donc les limites de nos inventaires, peut nous conduire à des interprétations abusives ou nous empêcher de conclure.

Comment procéder alors pour éviter de tels écueils ? L'étape cruciale consiste à bien définir les objectifs de l'inventaire en amont de l'étude, car, de ceux-ci dépendra la stratégie d'échantillonnage. Ces objectifs doivent être liés à la biologie des groupes étudiés, rester réalistes au regard des moyens disponibles et faire l'objet d'un consensus parmi les acteurs impliqués dans l'étude, de manière à ce que les données d'inventaire ne soient pas utilisées *a posteriori* à des fins pour lesquelles les données n'auraient pas été récoltées correctement.

Bien cerner l'objectif aidera ensuite à chacune des étapes de construction du plan d'échantillonnage, et notamment pour bien définir (i) les situations entre lesquelles on souhaite pouvoir comparer l'entomofaune et (ii) l'unité et la méthode d'échantillonnage qui en découlent. Standardiser les méthodes, répéter, contrôler et équilibrer les unités d'échantillonnages parmi les situations que l'on cherche à comparer permettra de limiter les biais et de garantir la précision des résultats

I- INVENTAIRE OU ECHANTILLONNAGE ?

L'inventaire des insectes sur une partie de territoire vise à dresser la liste la plus exhaustive possible des espèces présentes et à recueillir, le cas échéant, des indications sur leur abondance, leur biologie et leur écologie, les impacts d'un ou plusieurs facteurs naturels ou anthropiques, etc.

Or, un inventaire entomologique est avant tout un échantillonnage puisqu'il est impossible de réaliser, sur une surface importante, un recensement exhaustif d'organismes mobiles et très diversifiés comme les insectes (Conroy, 1996).

Rappelons qu'un échantillon est un sous-ensemble représentatif de l'ensemble que l'on cherche à représenter (appelé « **population statistique visée** » ; exemples : les espèces de syrphes dans un site donné, les populations d'une espèce dans un type d'habitat donné, les fourmilières des stades forestiers jeunes *versus* âgés d'une plantation de pin maritime, etc. ; cf. partie IV de ce Chapitre.). L'échantillon doit être un aperçu le plus représentatif possible de l'objet d'étude en un lieu et à un moment donné, en référence à une question précise.

- UN ECHANTILLONNAGE DE QUOI ?

On peut échantillonner une **population** si l'on se focalise sur une seule espèce (ravageur, espèce patrimoniale) pour en connaître ses paramètres démographiques (effectifs, natalité, mortalité), sa diversité intra-spécifique (génétique), ses exigences écologiques (habitat, alimentation...) ou sa répartition (cartographie, déplacements d'individus).

Exemples : suivi et répartition de la processionnaire du pin (*Thaumetopoea pityocampa*, Lépidoptère Thaumetopoeidae) ; étude de l'état des populations du taupin violacé (*Limoniscus violaceus* Coléoptère Elateridae).

L'ensemble des espèces d'un même groupe, présentes au même moment sur un même site, (*i.e.* **une communauté**) peut aussi être échantillonné en dressant une liste d'espèces, mentionnant ou non leur abondance (relative ou absolue). On peut ainsi appréhender la diversité interspécifique, la répartition des espèces (cartographie et atlas) et leurs exigences écologiques, en comparant des sites, des biotopes, des modes de gestion, etc.

Exemple : Etude de l'effet des trouées de chablis sur les Coléoptères Carabidae.

- UN ECHANTILLONNAGE POUR QUOI FAIRE ?

Pour savoir « quoi » échantillonner et « comment » l'échantillonner, il faut avant tout savoir dans quel but on échantillonne et comment on souhaitera ensuite utiliser l'information ainsi recueillie.

En effet, l'objectif assigné à l'inventaire conditionnera très étroitement la façon d'échantillonner (quoi échantillonner, où, quand et comment le faire) et, réciproquement, une fois réalisé, l'échantillonnage retenu limitera par la suite la portée des résultats (cf. [Figure 1, Tableau 1](#),

Tableau 3 [et Encart 1](#)).

D'où la nécessité de définir, très précisément et précocement, les objectifs prioritaires de l'inventaire en concertation avec le demandeur, sous forme de question ou de résultat attendu. Transcrire le plus tôt possible ces objectifs en une stratégie d'échantillonnage concrète et adaptée aux questions posées permettra, si nécessaire, de revenir sur les objectifs de l'inventaire s'ils ne sont pas réalisables dans les conditions matérielles de l'étude (délais, moyens humains, ou simplement existence, dans la réalité, des différentes modalités du facteur dont l'effet est à évaluer, etc.).

Voici quelques exemples d'objectifs et leurs contraintes en termes d'échantillonnage (cf. Gosselin et Gosselin, 2004) :

Informations sur la présence d'espèces en un lieu et à un moment donnés (approches faunistiques)

Cela peut consister à dresser la liste, la plus exhaustive possible, des espèces présentes en un lieu et à un moment donnés (exemples : états des lieux de réserves, bilans patrimoniaux, réalisation d'atlas) ou simplement à rechercher activement certaines espèces patrimoniales pour le classement de sites sous statut particulier (espèces déterminantes ZNIEFF¹, ou des annexes II et IV de la Directive « Habitats, Faune, Flore » 92/43/CEE).

Bien que cet état des lieux ne soit qu'une première étape dans la connaissance (Debinski et Humphrey, 1997), celui-ci reste encore nécessaire car l'information est lacunaire dans de nombreux sites. Seulement 21% des Réserves Biologiques Intégrales et 16% des Réserves Biologiques Dirigées ont des connaissances assez bonnes à bonnes sur les Odonates et les Lépidoptères par exemple.

Conditions sur l'échantillonnage (cf. [Encart 3](#)) :

Ces objectifs impliquent de **maximiser l'exhaustivité et la représentativité de l'échantillonnage** vis-à-vis du site, incluant tous les milieux qui y coexistent, et vis-à-vis des espèces qui y sont réellement présentes. Cela conduit donc (i) à diversifier les modes d'échantillonnage pour détecter des espèces aux modes de vie les plus variés possibles, (ii) à consacrer un effort d'échantillonnage important pour contacter un maximum d'espèces (y compris les espèces rares), en couvrant l'ensemble de la zone concernée (cf. partie VI de ce Chapitre), (iii) ainsi qu'à recourir à toutes les sources de données préexistantes (observations naturalistes, collections, bibliographie, etc.).

Mais, en contrepartie, les listes qui résultent de telles approches sont généralement difficiles à comparer entre elles (entre sites ou dans le temps), à moins que l'échantillonnage soit complètement exhaustif (condition inatteignable) ou de pouvoir corriger *a posteriori* certains biais d'échantillonnage, opération cependant très délicate (cf. pour exemple : Dufrêne et Desender, 2006, dans une optique d'atlas de répartition ou de liste rouge), voire impossible. En effet, plus les méthodes et conditions d'échantillonnage sont diverses et l'effort d'échantillonnage local important, plus il sera difficile de reproduire le protocole à l'identique dans les différentes situations que l'on souhaiterait comparer (cf. Figure 1, Tableau 1).

Pourtant, ces inventaires sont souvent réutilisés comme état initial pour un suivi dans le temps de l'entomofaune d'un site, ou pour élaborer un atlas de distribution des espèces, voire pour évaluer *a posteriori* des effets environnementaux, etc. Tous ces usages ultérieurs impliquent des comparaisons entre sites ou dates.

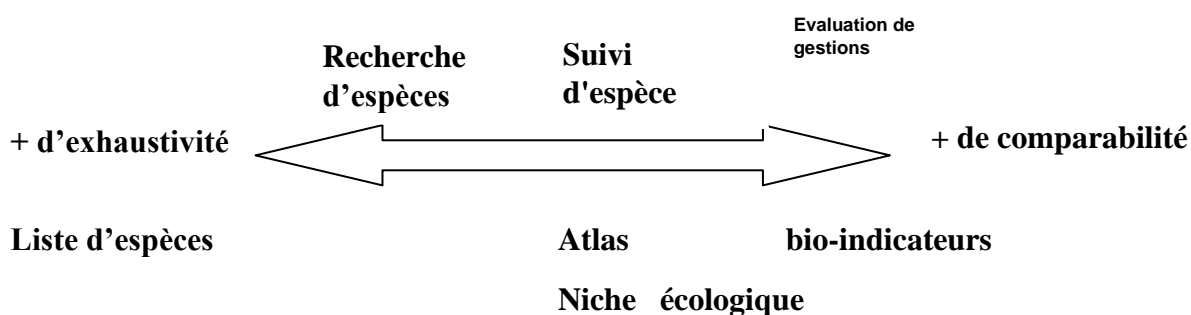


Figure 1 : Priorité à l'exhaustivité ou à la comparabilité de l'échantillonnage selon l'objectif de l'inventaire.

Comparaison de l'entomofaune entre situations contrastées (approches comparatives)

Cela revient à comparer la présence (ou l'abondance, etc.) d'espèces entre sites, dans le temps, entre habitats ou entre situations de gestion, pour déceler, par exemple, des différences de composition en espèces entre communautés (présence/absence), ou des changements d'abondance d'une ou plusieurs espèces, ou des variations de paramètres démographiques entre populations d'une espèce donnée, etc.

Exemples :

Suivi temporel d'une population ou d'une communauté (en référence à un état initial) : STERF (Suivi Temporel des Rhopalocères de France), OPJ (Observatoire des Papillons des Jardins).

Evaluation d'effets environnementaux sur l'entomofaune, recherche d'espèces bio- indicatrices :

réaction des Coléoptères saproxyliques à la tempête, ou à la coupe (perturbation d'origine naturelle ou anthropique) ;

espèces de Fourmis caractéristiques de bois feuillus *versus* résineux (bio- indicateurs) ;

apparition/disparition d'espèces de Lépidoptères avec l'altitude (différenciation de communautés le long d'un gradient externe).

Conditions sur l'échantillonnage :

Pour pouvoir comparer des situations entre elles, l'échantillonnage doit être :

soit complètement exhaustif (impossible !),

soit standardisé, en réutilisant les mêmes méthodes, conditions et effort d'échantillonnage dans les situations comparées (sites, dates, modes de gestion, etc.). Dans ce dernier cas, on cherchera **moins à maximiser l'exhaustivité qu'à l'égaliser entre situations comparées.**

Mais d'autres conditions participent à la comparabilité des échantillons. Le niveau d'exigence requis varie selon le degré de fiabilité que l'on veut pouvoir accorder aux résultats (cf. Encart 1, Tableau 1 et Tableau 3).

Tableau 1 : Les conditions à respecter pour l'échantillonnage dépendent de l'objectif visé. Le symbole "+" signifie "condition nécessaire pour" : de "+" à "++++", la condition (lecture verticale) devient de plus en plus indispensable pour accomplir l'objectif visé (lecture horizontale). NB : "*" inclut aussi les conditions de représentativité, précision, robustesse et comparabilité.

Objectifs de l'inventaire	Qualités requises de l'échantillonnage						Type d'approche				
	exhaustif	représentatif	précis, robuste	comparable	mensuratif	manipulatif					
	▶ diversifier les méthodes, répliquer	▶ tirer au sort et répliquer, (définir la population statistique visée et l'unité d'échantillonnage)	▶ répliquer	▶ limiter biais + confusion d'effets : harmoniser, standardiser, équilibrer, contrôler, fixer.	▶ stratifier sur la variable explicative	▶ manipuler et affecter au hasard les traitements					
liste locale d'espèces	++++	++	+	+			faunistique				
recherche d'espèces rares	+++	++	+	+							
atlas, cartographie	++	+++	++	++	+						
suites temporel	+	+++	+++	+++	+						
autécologie d'espèce(s)	+	+++	+++	+++	+						
détecter une différence attendue sous l'effet d'un facteur (patron descriptif)	+	++	++++	++++	++++						
rechercher la cause d'une différence observée (processus causal)	+	++	++++	++++	++++	++++					Experimental mécanistique

- ETAPES D'UN ECHANTILLONNAGE

La démarche généralement suivie est la suivante (cf. partie VI de ce chapitre pour approfondir les notions listées) :

Définir la question :

Elle est souvent celle du gestionnaire confronté à une problématique dans un contexte particulier avec un enjeu donné.

Exemple : « La transformation des taillis-sous-futaie en futaie régulière a-t-elle un impact sur la diversité entomologique ? ». Problématique : conservation de la biodiversité. Contexte : transformation des taillis-sous-futaie en futaie régulière. Enjeu : concilier conservation de la biodiversité et production de bois.

A partir de la bibliographie (scientifique, historique, naturaliste) et de la sollicitation d'experts, traduire la question en identifiant :

le groupe à étudier (en fonction de son rôle écologique, sa diversité, sa facilité d'étude, de la disponibilité en temps et en experts pour la détermination...) et sa méthode d'échantillonnage ;

les études entomologiques et naturalistes déjà réalisées sur le site ;

les hypothèses à tester (perturbation, succession, etc.) ;

les variables explicatives (année pour un suivi temporel, traitement sylvicole pour une évaluation de gestion, etc.) et les co-variables (autres influences : station, surface terrière, essences, etc.) ;

les variables réponses : mesures directes de la communauté (présence/absence ou abondance des espèces), utiles pour renseigner la composition en espèces, et descripteurs plus synthétiques (richesse spécifique, indices d'équitabilité, de similarité, etc.) pour l'ensemble de la communauté et par groupe écologique ;

les méthodes d'analyse.

Identification des contraintes et des moyens :

contraintes naturelles (terrain escarpé, habitat peu représenté, soumis aux inondations, etc.) ;

moyens techniques (préexistence de cartographie, clés d'identification, collection de référence, etc.), humains (temps, effectifs et compétences disponibles) et financiers (nombre de pièges, etc.) ;

contraintes mathématiques (méthodes d'analyse complexes, logiciels coûteux, etc.).

Mise au point du plan d'échantillonnage :

se baser sur une cartographie des unités écologiques aussi détaillée que possible (typologie Corine biotope, carte des stations forestières, des types de peuplement, d'aménagement, etc.) ;

en fonction des objectifs, définir l'échelle de l'unité d'échantillonnage (peuplement forestier, micro-habitat, massif) et la population statistique visée ;

choisir le type de plan d'échantillonnage adapté : aléatoire, systématique, ou stratifié sur les variables explicatives (cf. [Encart 2](#), [Encart 3](#) et [Encart 4](#)) ;

répéter, autant que les moyens le permettent, les unités d'échantillonnage, en prenant garde à ce qu'elles restent indépendantes dans l'espace et au cours du temps (cf. [Encart 5](#)) ;

C
e
m
O
A :
ar
ch
iv
e
ou
ve
rte
d'l
rst
ea
/
c

équilibrer le nombre de réplicats le long des gradients (ou entre facteurs) étudiés ;

contrôler les variables perturbatrices, sources potentielles de biais ou de facteurs de confusion (exemple : la station, l'année de collecte, etc.) ;

ajuster la méthode d'échantillonnage (type et nombre de pièges par unité d'échantillonnage, durée de l'expérience [nombre d'années, nombre de saisons, durée des saisons], etc.) et la standardiser entre les unités d'échantillonnage ;

sélectionner et matérialiser les points d'échantillonnage sur le terrain, soit après tirage aléatoire dans les enveloppes prédéfinies par les contraintes prédéfinies, soit par prospection sur le terrain en respectant les critères listés.

Mise en œuvre de l'échantillonnage et constitution des données :

collecte (poses et relevés périodiques des pièges), transport, conservation ;

mesures des variables et co-variables explicatives sur le terrain (caractéristiques dendrométriques, stationnelles, etc.) ou en salle (photos aériennes) ;

tri, préparation, détermination, archivage des échantillons ;

saisie des données faunistiques et environnementales.

Analyse des données (cf. Gosselin et Gosselin, 2004) et rédaction :

quantifier la biodiversité à partir du tableau espèces-relevés (cf. variables réponses) ;

après avoir vérifié l'adéquation des méthodes statistiques au type de données, comparer les descripteurs entre traitements ou corrélérer les variables réponses aux gradients explicatifs : graphiques, analyses statistiques univariées et multivariées, etc. ;

interpréter les résultats et rédiger le rapport pour le commanditaire.

Question

Plan et méthode d'échantillonnage

Collecte

Transport

Conservation

Tri

Préparation

Détermination

Archivage des échantillons

Saisie des données

Analyse des données

Interprétation

Rendu



C
e
m
O
A :
ar
ch
iv
e
ou
ve
rte
d'l
rst
ea
/
c

Figure 2 : Place de l'échantillonnage dans une étude entomologique.

- CHOIX DE LA METHODE D'ECHANTILLONNAGE

(cf. Chapitre 2)

Le groupe retenu est bien sûr le premier critère de choix de la méthode d'échantillonnage. Ensuite, plusieurs autres critères rentrent en compte :

l'efficacité (représentativité de l'échantillon obtenu par rapport à la réalité) ;

la sélectivité par rapport au groupe étudié ;

la possibilité d'utiliser la méthode pour des comparaisons (standardisation, répétabilité) ;

la faisabilité (coût, disponibilité, temps de mise en œuvre...).

La méthode retenue doit pouvoir maximiser l'**efficacité** de capture, c'est-à-dire donner une image la plus proche possible de la réalité. Le dispositif de capture doit donc limiter au mieux l'évitement et l'échappement des individus (tuer vite, réduire les ouvertures...). Pour les pièges attractifs, il convient de vérifier le rayon d'attraction des espèces car s'il est trop élevé, on risque de capturer des espèces mobiles vagabondes en provenance d'autres milieux que celui échantillonné.

Outre le type de méthode d'échantillonnage choisi (taille et attributs du piège, liquide, etc., cf. Chapitre 2), l'efficacité de la méthode est aussi liée au nombre de mesures faites à l'intérieur d'une même unité d'échantillonnage (exemple : combien de pièges faut-il mettre par placette ?). Pour pouvoir ultérieurement estimer la détectabilité des espèces et déceler d'éventuels biais (cf. Bonneil, 2005 ; Dauffy-Richard et Archaux, 2007), il est utile de répéter micro-localement les mesures, si les moyens le permettent (exemple : au moins 2 pièges / placette). Cela pourra aussi être utile pour prévenir les risques de destruction ou perturbation des pièges. Attention toutefois à ne pas considérer systématiquement ces micro-répétitions de mesures comme de vraies répétitions d'échantillonnage (cf. partie VI-(3) de ce Chapitre et Encart 5).

Si possible, la méthode doit maximiser la capture des espèces du groupe retenu et minimiser celle de groupes non-cibles (**sélectivité**), dans un souci de déontologie et pour réduire le temps passé au tri.

La méthode doit être **standardisable** afin de permettre les comparaisons entre sites, entre plusieurs campagnes d'échantillonnage, dans le temps, etc. Pour cela, la détection de toutes les espèces du groupe doit être non seulement bonne mais surtout équivalente entre types de milieux comparés, et si possible entre espèces. Si la méthode détecte préférentiellement certaines espèces, il vaudra mieux éviter de sommer les abondances des espèces et de travailler en abondance relative entre espèces.

Cette condition de comparabilité implique de standardiser non seulement le dispositif (type de piège) mais aussi le protocole (pose et relevé) afin de minimiser les biais dus au dérangement lors de la pose des pièges, aux effets opérateur, etc.

Enfin, la méthode doit être **utilisable**, donc *in fine* les contraintes que sont le coût du matériel, la facilité de mise en œuvre de la méthode ou de pose du piège, la disponibilité auprès des fournisseurs ou les possibilités de construction, le nombre d'opérateurs disponibles, etc. interviennent dans le choix de la méthode à utiliser.

- QUEL PLAN D'ÉCHANTILLONNAGE ? LES PRINCIPES À RESPECTER

Il n'existe malheureusement pas de recette unique pour constituer un plan d'échantillonnage adapté à toutes les situations. Tout dépend des objectifs de l'inventaire (cf.

Tableau 3), ainsi que des particularités des données à acquérir (échelle de variabilité des populations d'insectes, effets confondants potentiels, etc.). Les recommandations générales s'inspirent de deux grands types d'outils statistiques complémentaires (Frontier, 1983 ; Goupy, 1988 ; Ims et Yoccoz, 1997 ; Jayaraman, 1999 ; Krebs, 1999 ; Ancelle, 2002) :

les techniques de sondage, qui cherchent à **décrire au mieux l'existant**, c'est-à-dire de manière **représentative et précise**, en estimant la moyenne et la variabilité d'un descripteur pour une population statistique donnée, à partir d'un échantillon de cette population (cf. [Encart 2](#)),

la planification expérimentale, qui vise à **tester l'effet de traitements prédéfinis sur une variable réponse**, en comparant les valeurs de cette variable réponse entre traitements manipulatifs randomisés (cf. [Encart 6](#)).

Quels que soient les objectifs, une démarche et quelques grands principes doivent être respectés pour la construction du plan d'échantillonnage (cf. partie IV de ce chapitre) :

Identifier les échelles et le type de plan d'échantillonnage adaptés à la question

Cela nécessite de déterminer ce que l'on veut échantillonner (« quoi ») pour savoir comment l'échantillonner :

les **variables explicatives** et l'échelle de **l'unité d'échantillonnage** qui en découle (Tableau 2) :

Les **variables explicatives** sont les effets quantitatifs (gradients, exemple : altitude) ou qualitatifs (facteurs, exemple : coupe) que l'on veut évaluer sur la variable réponse (richesse spécifique, abondance des espèces, etc.). Le choix du domaine d'étude de la variable explicative (nombre et valeurs des modalités du facteur, gamme de variation du gradient) aura des répercussions sur la capacité à détecter l'effet recherché (magnitude et précision).

L'unité d'échantillonnage correspond généralement à un site, sur lequel on mesurera les variables explicatives (environnement) et les réponses (communautés d'insectes). Définir correctement les échelles spatiale et temporelle de cette unité est crucial pour appliquer le principe de réplication au bon niveau (cf. Tableau 2, partie VI-(3) de ce Chapitre et Encart 5). Pour cela, il faut répondre aux questions suivantes : quel effet échantillonne-t-on ? à quoi la variable explicative s'applique-t-elle ? Ces échelles doivent en effet être adaptées pour que l'on puisse y considérer une valeur qui ait du sens pour les variables explicatives (homogénéité intra-unité), et pour qu'on l'on puisse faire varier leur modalité d'une unité à une autre (hétérogénéité inter-unités).

la **population statistique visée**, ensemble des situations d'intérêt (cf. partie I de ce Chapitre), d'où on tirera les unités d'échantillonnage, et qui représentera par la suite le domaine de validité des résultats de l'étude (Conroy, 1996, p 127).

Tableau 2 : Les échelles à considérer varient selon la question posée.

EFFET SUR ...	de ...	⊙ Répéter les ...	pour conclure sur ...
Variables réponses richesse spécifique de la communauté abondance de chaque espèce traits d'histoire de vie - effectif d'une population (capture marquage recapture) - nombre de points contacts (radio-tracking)	arrêt de l'exploitation	massifs forestiers incluant une réserve	une région forestière ou biogéographique
	rotation inter-éclaircie	peuplements forestiers, de dates d'éclaircie variées	un massif forestier de chênaie-charmaie acidophile
	galettes de chablis	micro-habitats associés, ou non, aux chablis	une parcelle affectée différenciellement par la tempête
	saison	combinaisons "piège x période"	l'ensemble des pièges considérés, pour un site et une année donnée.
	coupe	peuplements forestiers coupés et non coupés	l'ensemble des peuplements forestiers pris en compte
	type d'habitat	individus équipés de colliers émetteurs	les préférences de l'espèce entre les types d'habitats disponibles

le **type de plan d'échantillonnage** (cf. Encart 2) :

Lorsqu'on s'intéresse prioritairement à l'effet de certaines variables explicatives (exemple : coupe), on

stratifié le plan d'échantillonnage par rapport à celles-ci, en tirant au sort, répétant et équilibrant les unités d'échantillonnage à l'intérieur de chacun des **traitements** (exemple : avant-coupe / après-coupe), *i.e.* la combinaison des modalités des différents facteurs explicatifs étudiés (cf. Encart 4). **Croiser** complètement les variables explicatives (orthogonalité) est indispensable pour pouvoir mesurer leurs effets respectifs de manière indépendante. Le plan d'échantillonnage stratifié sur des traitements mime ainsi au mieux une expérience sur le terrain (**expérience mesurative**, cf. Encarts 4 et 6).

Dans les autres cas, on recourra simplement à un plan d'échantillonnage **aléatoire ou systématique** en veillant à bien couvrir l'ensemble de la population statistique visée (cf. Encart 3). Le grain de l'échantillonnage dépendra alors du compromis à trouver entre l'étendue du site à inventorier et l'effort d'échantillonnage à consentir.

Répéter les observations sur un nombre suffisant d'unités d'échantillonnage

La réplication vise à prendre compte la **variabilité** naturelle des phénomènes étudiés, en considérant divers cas de figure. Répliquer améliore donc la **représentativité** de l'échantillonnage vis-à-vis de la population statistique visée. C'est une condition indispensable pour éviter l'observation d'événements purement fortuits.

Par « répétitions » (ou « répliqués »), on entend donc les unités d'échantillonnage correspondant à un même traitement ou à des valeurs graduelles d'une variable explicative quantitative (environnement, espace ou temps). Exemple : plusieurs parcelles de coupe d'ensemencement constituent autant de répétitions pour le traitement « coupe » ; pour répliquer le traitement « réserve », il faudra considérer plusieurs massifs forestiers (*i.e.* des réserves distinctes) ; des plantations d'âges variés représentent des répétitions pour la variable quantitative « âge de la plantation » ; des peuplements de chêne plus ou moins riches en pin sylvestre sont des répétitions pour étudier l'effet du degré de mélange avec la variable quantitative « proportion de surface terrière en pin ». (cf. aussi Encart 4 et [Tableau 2](#)).

Les répétitions permettent de calculer l'incertitude autour d'un résultat (exemple : variance, écart-type, intervalle de confiance autour d'une moyenne). Répliquer augmente alors aussi les chances de déceler les effets étudiés (**puissance** des analyses), en améliorant la **précision** de leurs estimateurs ; par exemple : plus on a de répliqués, plus l'intervalle de confiance autour de la moyenne s'amincira.

En effet, pour pouvoir détecter un effet, les différences observées entre traitements (exemple : coupe *versus* mature) doivent être plus fortes que celles observées au sein d'un même traitement (exemple : variabilité au sein des coupes). On espère donc une **variabilité inter-traitement supérieure à la variabilité intra-traitement** (Debinski et Humphrey, 1997). Par conséquent, plus la variabilité naturelle est forte au sein d'un même traitement (bruit), plus il faudra de répétitions intra-traitement pour mettre en évidence une différence entre traitements. En règle générale, pour doubler la précision d'une estimation (*i.e.* réduire de moitié la largeur de son intervalle de confiance), il faut multiplier par quatre le nombre de répétitions (cf. Greenwood, 1996, p 74, 81-104 ; Ims et Yoccoz, 1997).

Plus concrètement, même si le nombre de répétitions nécessaires pour un plan d'échantillonnage donné dépend aussi du nombre de variables explicatives, de la forme, de la magnitude et du degré de variabilité des effets attendus (cf. Krebs, 1999, p 229-260 pour le principe des études de puissance), on recommande généralement de disposer **d'au moins 10 répétitions par traitement** (pour pouvoir prendre en compte une éventuelle interaction entre facteurs) et de **10 à 30 répétitions pour chacune des variables environnementales quantitatives**.

Bien évidemment un compromis est à trouver entre le nombre de répétitions qui doit être suffisant et l'effort que cela représente en termes de coûts humain, financier et de délai d'obtention des résultats... En cas de moyens limités, il est parfois préférable d'étudier une seule variable explicative avec un nombre

satisfaisant de répétitions plutôt que de balayer beaucoup de gradients mais avec trop peu de répétitions pour conclure.

Cependant, pour bénéficier des atouts de la réplication, les répétitions doivent être réparties sans biais dans le plan d'échantillonnage. Cela implique d'avoir préalablement défini le bon niveau de réplication, c'est-à-dire l'échelle de l'unité d'échantillonnage (cf. partie VI-(3) de ce chapitre et encart 5), et de veiller à limiter la confusion des effets (cf. parties VI-(4) et VI-(5) de ce chapitre).

Répartir les sites de façon indépendante dans l'espace et le temps

Afin d'éviter l'auto-corrélation de sites trop proches dans l'espace ou dans le temps, les unités d'échantillonnage répétées doivent être **indépendantes** les unes des autres (cf. Encart 5).

Une des premières conditions pour limiter cette dépendance, est de définir les bonnes unités d'échantillonnage à répéter (cf. Tableau 2, Encart 5). En effet, plusieurs relevés saisonniers d'un même piège, ou même plusieurs pièges dans un même peuplement, ne constituent pas de vraies répétitions pour comparer différents types de peuplement. De même, lorsqu'on travaille en capture-marquage-recapture (CMR) pour estimer les densités d'une population, les individus marqués ne sont pas de vraies répétitions pour évaluer l'effet de la coupe sur la densité de l'espèce. Il faudrait plutôt renouveler le dispositif de CMR dans différentes parcelles coupées et non coupées. Autres exemples : pour définir le *preferendum* d'habitats d'une espèce par radio-tracking, il faudra équiper plusieurs individus d'émetteurs, car les multiples relevés de position d'un même individu au cours du temps ne représentent pas des répétitions indépendantes pour cet objectif. Ils ne renseignent que sur l'unique individu suivi.

Équilibrer le nombre de réplicats entre traitements

Tous les traitements doivent compter un nombre similaire de répétitions, sinon les plus représentés d'entre eux influenceront davantage les résultats, du fait d'une précision accrue de leurs estimateurs.

Par ailleurs, il faut surtout éviter que, dans le tableau d'échantillonnage, les cases diagonalement opposées soient sous-représentées ou vides par rapport aux autres (variables explicatives corrélées), car il sera alors impossible de séparer les effets des 2 variables explicatives (**confusion d'effets**, cf. partie VI-(5) de ce chapitre et encart 4 ; et Ims et Yoccoz, 1997, p 98-100).

Contrôler les variables perturbatrices pour limiter la confusion d'effets et les biais

Ces variables sont celles qui risquent de perturber la mise en évidence de l'effet étudié, en influençant les variables réponse sans être initialement visées par l'étude. Les ignorer en amont de l'étude gênera ou empêchera l'interprétation des résultats en aval, sans qu'il soit possible d'y remédier. En effet, si dans le plan d'échantillonnage, ces variables perturbatrices varient en même temps que les variables explicatives (corrélation), leurs effets respectifs seront indissociables (**confusion d'effets**), ce qui empêchera de conclure sur l'effet initialement visé.

Exemple : Pour tester l'hypothèse de succession des communautés au cours du cycle sylvicole, il faudra éviter que les stades sylvicoles les plus jeunes reposent sur des sols plus humides par rapport aux stades sylvicoles les plus âgés (biais stationnel), ou à des altitudes plus faibles (biais altitudinal), ou sur d'anciennes terres agricoles (biais historique), etc. Sans ces précautions, on ne pourra pas séparer l'effet du stade sylvicole de celui de ces différentes sources de biais.

Pour se prémunir de ce problème, la planification expérimentale propose de contrôler, en amont, les conditions d'échantillonnage et de randomiser les traitements.

Le contrôle des variables perturbatrices connues (ou suspectées) nécessite :

soit de **fixer les variables perturbatrices à une valeur prédéfinie** (échantillonnage limité à certains types de sol, à des peuplements de même âge, etc.), ce qui limitera le choix des unités d'échantillonnage et restreindra du même coup la portée des résultats (population statistique) mais garantira une bonne puissance statistique (faible variabilité intra-traitement) ;

soit de **croiser la variable perturbatrice aux autres variables explicatives** ce qui revient à stratifier le plan d'échantillonnage par rapport à une variable supplémentaire et rendra les résultats plus généralisables. Cependant, cette dernière solution peut alourdir considérablement la taille de l'échantillonnage, si l'on souhaite conserver une bonne puissance de détection des effets initialement visés (besoin d'un nombre de répétitions accru pour compenser une plus forte variabilité intra-traitement).

Pour s'affranchir d'une possible confusion avec des effets perturbateurs cachés (biais inconnus), et conclure sans ambiguïté quant à l'effet initialement visé, il faut en outre **randomiser**, *i.e.* attribuer aléatoirement, les traitements sur les unités expérimentales préalablement contrôlées (cf. Encart 6). Mais, comme cette étape suppose de pouvoir manipuler la variable explicative, ce type d'approche est rarement utilisé en conditions naturelles.

Tableau 3 : Comment organiser le plan d'échantillonnage en fonction de l'objectif visé ?

Approche	Objectif principal		Conditions prioritaires sur les échantillons	Stratégie	Limite à l'interprétation
Faunistique	Liste d'espèces sur un site	Recherche d'espèces patrimoniales	Exhaustivité Représentativité	Coupler : échantillonnage aléatoire (ou systématique) méthodes d'observation les plus variées possibles	Exhaustivité inatteignable -> Sans standardisation : incomparabilité
Ecologique comparative exploratoire	Atlas / cartographie	Lien espèces / espace	Représentativité Comparabilité spatiale (Exhaustivité)	échantillonnage aléatoire ou systématique définir : étendue de la zone étudiée, taille de l'unité d'échantillonnage, distance minimale inter-unités. standardisation des méthodes	Les tendances observées permettent seulement d'émettre des hypothèses mais pas de les tester
	Suivi temporel	Lien espèces / temps	Comparabilité spatiale et temporelle	échantillonnage aléatoire ou systématique définir : étendue de la zone étudiée, durée minimale du suivi, taille de l'unité d'échantillonnage, distance inter-unités et fréquence inter-annuelle des relevés. standardisation des méthodes	
	Exigences écologiques	Lien espèces / environnement	Comparabilité spatiale et environnementale	idem cartographie + mesures environnementales	
Ecologique comparative confirmatoire	Détection d'un effet (corrélation)	Test d'une hypothèse descriptive (lien)	Expérience mensurative traitements préexistants répétitions contrôle	échantillonnage stratifié sur la variable explicative, équilibré et répété par traitement contrôler biais et confusion d'effets attention aux pseudo-réplicats standardisation des méthodes	Détection ne signifie pas preuve Généraliser en répétant l'expérience
Ecologique expérimentale mécanistique	Preuve d'un effet (cause)	Test d'une hypothèse explicative (mécanisme)	Expérience manipulative traitements manipulés répétitions randomisation contrôle	attribuer aléatoirement les traitements aux unités expérimentales. attention aux pseudo-réplicats standardisation des méthodes	Le mécanisme mis en évidence a une portée plus universelle mais ses conséquences dont la réalité ne sont pas toujours observables.

CHAPITRE 2

LES METHODES D'ECHANTILLONNAGE DES INSECTES

Plusieurs recueils de méthodes d'échantillonnage des insectes existent (Colas, 1974 ; Southwood, 1978 ; Basset, 1985 ; Schauff, 1986 ; Robert, 1991 ; Mora, 1994 ; Marshall *et al.*, 1994 ; New, 1998...). Cependant, peu sont exhaustifs et informent de manière pratique les gestionnaires d'espaces naturels. La plupart des méthodes ou catégories de méthodes sont présentées ici. Dans un deuxième temps, les méthodes d'échantillonnage des insectes forestiers identifiées par les experts du groupe de travail Inv.Ent.For sont détaillées.

I - CATEGORIES ET CLASSIFICATION DES METHODES

(d'après Brustel, 2004)

Les méthodes d'échantillonnage entomologique peuvent être caractérisées suivant plusieurs critères permettant de choisir, selon ses objectifs, la ou les méthodes à utiliser. On peut les classer suivant la nature de l'action ou sur celle des résultats (cf. tableau ci-dessous).

Tableau 4 : Dénominations et caractéristiques des méthodes de collectes entomologiques
(sources : Southwood, 1978 ; Marshall et al., 1994 ; Fraval, 1997).

Méthode	Caractéristiques	Exemples
Méthode active	La récolte est effectuée <i>in situ</i> par les entomologistes au moyen d'outils variés	Capture des Lépidoptères diurnes au filet à papillons
... ou passive	La prise d'échantillon est déléguée <i>in situ</i> à des pièges autonomes agissant sur des périodes variables, entre la pose et le relevé	Capture des Coléoptères saproxylophages par piège vitre
Méthode absolue	L'ensemble des invertébrés présents sur une surface ou un volume donnés est dénombré par un système de capture cumulatif et continu	Inventaire des invertébrés d'un échantillon de 1 m ³ de sol extraits par appareil de Berlèse
... semi-exhaustive	L'échantillon est corrélé à une surface ou un volume estimé	Fauchage de la végétation
... ou relative	Le nombre d'individus ne peut pas être rapporté à une telle unité et ne peut servir qu'à être comparé avec un autre nombre obtenu dans les mêmes conditions	Inventaire des Diptères Syrphidae par piège Malaise
Méthode ponctuelle	Chaque donnée (datée) est fonction d'une action à réitérer.	Piégeage sur une nuit des Lépidoptères nocturnes par piège lumineux automatique
... ou cumulative	Les données sont produites sur une période.	Prise en compte de l'ensemble des nuits de piégeage sur une saison
Méthode d'effort par unité	La collecte est cadrée dans le temps, sur une distance, à hauteur d'un résultat...	Suivi des Lépidoptères par transect d'une longueur fixée
... ou libre	La collecte est soumise au bon vouloir de l'opérateur.	Fauchage de la végétation pour échantillonner les Hémiptères
Méthode exhaustive	Tous les individus de la population sont pris en compte	Comptage de tous les individus émergeant d'une pièce de bois mort
... ou par échantillon	On dénombre les individus d'un ou plusieurs échantillons de la population	Comptages des Orthoptères sur 1 m ²
Méthode directe	On compte les individus et/ou les espèces	Nombre d'individus de Tordeuses du Mélèze collectés par piège à phéromone
... ou indirecte	On compte ou mesure des phénomènes liés à l'activité ou la présence des individus et/ou d'espèces différentes	Comptage de nids de Fourmis rousses
Méthode destructive	Les insectes dénombrés sont tués ou retirés de la population	Echantillonnage des insectes floricoles grâce à des pièges colorés
... ou non-destructive	Les insectes ne sont pas perturbés	Echantillonnage des Odonates à vue et capture pour identification et relâcher immédiats.

Dans la suite de ce chapitre, nous classerons les méthodes selon le milieu échantillonné (terrestre, surface et sol, ou aquatique) et selon l'implication de l'opérateur (méthode active ou passive).

- CATALOGUE DES METHODES D'ECHANTILLONNAGE ENTOMOLOGIQUE (Philippe Bonneil)

- Méthodes utilisées en milieu terrestre

- Méthodes actives

(Cf. Tableau 5)

PROSPECTION DE GITES OU MICRO-HABITATS ET CHASSE A VUE

L'opérateur prospecte les micro-habitats et les gîtes ciblés ou potentiels des espèces ciblées. Il détermine

les espèces soit à distance (cas des Lépidoptères), soit après capture, sur le terrain ou au laboratoire.

Matériel

Tous les outils de prospection et de collecte : filet, aspirateur à bouche, piochon, écorçoir, enfumoir...

Groupes échantillonnés (selon habitats prospectés et groupes ciblés)

Lépidoptères Rhopalocères et Zygenidae, Hyménoptères, Odonates, Coléoptères floricoles, Orthoptères, Hémiptères, Névroptères. Pollinisateurs, phytophages, floricoles, saproxyliques, terricoles...

Avantages

Permet d'obtenir des informations sur le micro-habitat de l'espèce (sauf espèces migratrices). Peut être sélectif. Permet de relâcher les individus capturés vivants.

Inconvénients

Rendement « durée de recherche/nombre d'individus échantillonnés » faible. Peut être très consommateur de temps. Fortes variations dans l'efficacité de recherche selon l'opérateur. Nécessite une bonne connaissance de l'écologie de la faune recherchée. Biais de capture en faveur des espèces les plus visibles et immobiles. Les espèces petites, cryptiques et très mobiles peuvent être sous-estimées.

Selon l'outil et les micro-habitats échantillonnés, on peut distinguer :

L'écorçage

A l'aide d'un écorçoir, d'un couteau, d'un ciseau à bois ou d'un piochon, l'opérateur décortique des habitats liés au bois mort : arbres morts debouts ou au sol à différents niveaux de dégradation et parties du bois (écorce, tronc, branches, souche), ainsi que les champignons lignicoles. Les matériaux sont récupérés dans un bac en plastique blanc ou sur une nappe de battage pour examen immédiat. Les individus peuvent être capturés grâce à une pince souple ou un aspirateur à bouche. Sinon, les débris peuvent faire l'objet d'un tamisage à l'appareil de Berlèse par exemple (cf. partie II.2 de ce chapitre).

Le brossage

A l'aide d'une brosse fixée au bout d'un manche on frotte le tronc d'un arbre sur une zone définie *a priori* et on récupère les invertébrés qui se laissent tomber sur un bac en plastique, une nappe ou un drap.

Le battage

A l'aide d'un bâton, l'opérateur frappe ou secoue énergiquement les branchages d'arbres et d'arbustes vivants ou morts de façon à faire tomber les insectes sur une toile montée sur cadre en bois ou dans un entonnoir.

Le fauchage

A l'aide d'un filet fauchoir, l'opérateur capture les insectes en « fauchant » la végétation par un mouvement de va-et-vient.

La chasse à vue et au filet

A l'aide d'un filet « à papillons », l'opérateur prospecte un habitat homogène et dénombre les espèces rencontrées, déterminées soit à distance, soit après capture au filet, éventuellement grâce à un aspirateur à bouche.

TRANSECT D'OBSERVATION

L'opérateur dénombre visuellement les imagos rencontrés dans un cube virtuel (5x5x5 m) situés devant lui le long d'un itinéraire prédéfini parcouru à vitesse constante (2 km/h). Le transect est parcouru régulièrement durant la période d'apparition des espèces. Si la détermination le nécessite, les individus peuvent être capturés au filet « à papillons ».

Pour le suivi des Odonates, les transects sont parallèles à la berge (cas des cours d'eau) ou perpendiculaires (cas des plans d'eau).

Groupes échantillonnés

Utilisés pour le suivi des Lépidoptères diurnes (Rhopalocères) et des Odonates.

Avantages

Permet d'estimer des abondances relatives par espèce et de suivre l'évolution dans le temps et l'espace (comparaisons).

Inconvénients

Nécessite du temps de prospection sur toute la période d'activité des espèces. Contrainte météorologique importante (températures suffisantes et ciel assez dégagé). Horaires de prospection aux heures d'activité maximale des individus (heures les plus chaudes de la journée en général).

THERMONÉBULISATION INSECTICIDE (« FOGGING »)

La méthode consiste à pulvériser un insecticide (Pyréthrine) sur une ou plusieurs plantes, ou sur un arbre entier pour récolter tous les invertébrés hôtes non-fixés sur des bâches (au sol ou en l'air) dont la surface peut être définie *a priori*.

Groupes échantillonnés

Tous les invertébrés non fixés sur la plante hôte ou leur support.

Avantages

Permet de capturer les insectes présents sur les plantes de grande taille.

Inconvénients

Côûteux et complexe à mettre en œuvre. Ne permet pas de capturer les espèces fixées à la plante (chenilles mineuses ou espèces sous-corticales par exemple). Toxique pour l'homme et l'environnement (impact potentiel sur la faune : oiseaux, chiroptères...).

ASPIRATEUR TYPE « D-VAC »

Un aspirateur (type D-vac ou aspirateur de jardin avec un filet adapté sur l'embout) est posé verticalement au contact du sol et collecte les insectes pendant une durée et sur une superficie prédéfinies (diamètre de l'embout ou surface aspirée délimitée au sol).

Groupes échantillonnés

Insectes phytophages, pollinisateurs, prédateurs, etc. présents sur la végétation herbacée (Hémiptères Auchenorhyncha, Homoptères aphidiens...).

Avantages

Permet d'estimer des abondances absolues (nombre d'espèces et d'individus par surface de sol).

Inconvénients

Dépend fortement de l'opérateur et de la puissance d'aspiration. Inefficace si les individus sont très mobiles. Dégât sur les espèces les plus fragiles. Non-sélectif. Lourd à transporter. Autonomie restreinte (carburant). Vraiment efficace sur une végétation herbacée sèche d'une hauteur inférieure à 15 cm, non-coucée par le vent, la pluie ou le piétinement (Southwood, 2000).

CYLINDRE D'EXTRACTION ET SELECTEUR DE CHAUVIN

La méthode consiste à coiffer de manière rapide la végétation avec un cylindre de diamètre fixe puis à aspirer ou asphyxier les invertébrés emprisonnés. Associé à un système d'aspiration, le cylindre d'extraction est considéré par Southwood (2000) comme la technique la plus efficace pour récolter les invertébrés de la strate herbacée.

Le **sélecteur de Chauvin** (Chauvin, 1948 *in* Robert, 1991) est une variante qui permet d'échantillonner sur une partie de la végétation ou de la plante (échantillonnage par strate). Constitué d'un caisson en deux parties articulées à bords tranchants (ou en mousse), la fermeture rapide emprisonne l'ensemble plante/invertébrés associés (avec prélèvement du végétal ou non).

Groupes échantillonnés

Insectes phytophages, pollinisateurs, prédateurs, etc. présents sur la végétation herbacée (Hémiptères Auchenorhyncha, Homoptères aphidiens...).

Avantages

Permet théoriquement d'estimer des abondances absolues (nombre d'espèces et d'individus par volume de végétation). Le sélecteur de Chauvin permet l'échantillonnage par strate et hauteur de végétation.

Inconvénients

Certains taxons (larves ou adultes d'aphidiens par exemple) restent fermement fixés à la plante support et sont mal échantillonnés. Fuite des individus les plus mobiles lors de la pose (nécessité de poser le cylindre

lors des périodes de moindre activité comme la nuit). Le sélecteur de Chauvin avec bord tranchant nécessite le prélèvement de la végétation : destruction de l'habitat.

SAC COLLECTEUR DE FEUILLAGE ET DE RAMEAUX LIGNEUX

Des branches et des rameaux ligneux sont emprisonnés rapidement dans un sac que l'on referme grâce à une cordelette. Le prélèvement des invertébrés s'effectue *in situ* après traitement insecticide ou *ex situ* après coupe et transport du rameau puis traitement insecticide.

Avantages

Permet de calculer des densités.

Inconvénients

Fuite des insectes les plus mobiles lors de la mise en place du sac collecteur.

QUADRAT, CARRE DE RAMASSAGE ET BIOCE NOMETRE (Lamotte, 1969 in Mora, 1994)

La méthode consiste à collecter de manière exhaustive tous les invertébrés présents sur une surface de végétation homogène et prédéfinie à l'aide de tous les outils de récolte possibles. La surface est délimitée par un filet assez haut pour empêcher la fuite des individus (carré de ramassage) ou par une enceinte complètement fermée dans laquelle évolue(nt) le (ou les) opérateur(s) (biocénomètre).

Les Orthoptères peuvent être échantillonnés par cette méthode en lançant un cadre de délimitation sur le sol (éventuellement surmonté d'un filet pour empêcher la fuite des individus).

Avantages

Permet théoriquement la récolte exhaustive sur une surface donnée.

Inconvénients

Très coûteux en main d'œuvre et en temps. Ne permet pas de récolter les individus très mobiles fuyant lors de l'approche et de la pose du dispositif (cas des Orthoptères par exemple).

CAPTURES PAR ATTRACTION LUMINEUSE SUR DRAP

(cf. aussi partie III.4 de ce Chapitre)

La méthode consiste à attirer par la lumière certains insectes sur un drap blanc tendu et éclairé par une lampe émettant dans les faibles longueurs d'ondes (Ultra Violet). Les individus attirés sont déterminés sur place ou capturés et placés dans un flacon avec une substance létale pour détermination ultérieure.

Groupes échantillonnés

Lépidoptères Hétérocères, divers Diptères, Coléoptères, Hétéroptères, Trichoptères...

Avantages

Selon puissance et objectifs : large rayon d'attraction. Permet de capturer les insectes vivants.

Inconvénients

Nécessite la présence permanente de l'opérateur qui doit avoir des connaissances sur les groupes prospectés. Nécessite la plupart du temps un groupe électrogène thermique bruyant (dérangement de la faune et pollution). Présence d'espèces touristes possible.

RECONNAISSANCE AU CHANT DES ORTHOPTERES

L'opérateur reconnaît à l'ouïe les stridulations émises, caractéristiques de chaque espèce d'Orthoptères et aussi d'Homoptères Cicadoidea. Il peut s'aider d'un enregistreur et analyser ultérieurement les chants grâce à un logiciel spécifique (Audacity®, logiciel libre). L'emplacement relatif peut être noté et le nombre d'individus comptabilisés.

Avantages

N'implique pas un risque de fuite des individus.

Inconvénients

Nécessite des compétences élevées. Coût du matériel (enregistreur et ordinateur).

CHALUTAGE

Grâce à un filet amarré à un véhicule (automobile, vélo...), la méthode consiste à récupérer les insectes

volants (« plancton aérien ») sur des parcours prédéfinis.

Avantages

Permet d'échantillonner sans effort sur des distances importantes.

Inconvénients

N'échantillonne que sur les routes ou les pistes carrossables. Polluant. Pas de liens évident avec l'habitat.

COMPTAGE DE FOURMILIERES (FOURMIS ROUSSES)

(cf. Chapitre 4, partie V)

La méthode consiste à inventorier et à caractériser les dômes de Fourmis rousses (genre *Formica*) à l'aide de prospections sur transects ou à l'intérieur de quadrats. Elle permet d'inventorier les espèces du genre *Formica* et d'évaluer la qualité biologique des forêts.

Avantages

Méthode non-destructive. Permet d'estimer la qualité biologique des forêts (état de perturbation).

Inconvénients

Nécessite du temps passé sur le terrain. Ne permet d'inventorier que les Fourmis rousses en milieu forestier.

Tableau 5 : Caractéristiques et contraintes des méthodes d'échantillonnage actives en milieu terrestre.

(- : faible ; + : modéré(e) ; ++ : important(e) ; +++ : très important(e))

Méthode	Principe de la méthode	Compétences requises	Coût (matériel, énergie, etc.)	Coût matériel	Difficulté d'installation	Risque de dommages au dispositif	Sélectivité et capacité	Standardisation
Préparation de plans et micro-robotisation à l'aide	Préparation	++	Variable	++	++	-	Sélectivité C variable	+
Éclairage	Sens externe	++	++	+	+	+	Sélectivité C+	+
Énergie	Sens externe	++	++	+	+	+	Sélectivité C+	+
Isolage	Sens externe	++	Variable	+	++	+	Sélectivité C+	+
Fauchage	Sens externe	++	Variable	+	++	+	Sélectivité C+	+
Contrôle de l'humidité	Sens externe	-	++	+	+	+	S+++	++
Isolant de nuit	Préparation	++	Variable	+	+++	+	Sélectivité C+	++
Isolant réfléchissant	Préparation	++	++	++	++	+	S- Variable	+
Aspirateur	Absolu	-	++	++	+	+	S- C++	++
Cylindre d'aspiration	Absolu	+	++	++	+	+	S- C++	+
Sac collecteur	Absolu	++	++	+	+	+	S- C++	+
Quatre, cinq de renouveau...	Absolu	++	+++	+	++	+	Sélectivité C+++	+
Intermédiaire lumineux au sol	Préparation	+	++	++	++	+	Sélectivité	+
Resonance au sol (Consolide)	Préparation	+++	++	++	++	+	S+++ C++	+
Chargement	Sens externe	+	++	++	++	+	S- C++	+

Méthodes passives

(cf. Tableau 6)

PIEGE VITRE

(cf. aussi partie III.2 de ce chapitre)

Un récipient de collecte est disposé sous un obstacle d'interception plan (interception bidirectionnelle),

ou croisé (interception multidirectionnelle) en position verticale. Le piège intercepte en vol les insectes particulièrement mobiles qui ont un vol lourd et qui se laissent tomber lors d'un choc contre un obstacle.

Groupes échantillonnés

Insectes saproxyliques, Coléoptères, Hyménoptères, Diptères, Homoptères, Hétéroptères.

Avantages

Capture une grande diversité d'espèces rares ou cryptiques. Standardisation possible. Coût de prospection faible. Construction simple. Combinaison avec d'autres méthodes possible.

Inconvénients

Des débris végétaux (feuilles, branches, etc.) obstruent souvent la gouttière ou l'entonnoir récolteur et des insectes s'échappent. Présence d'espèces touristes possible. Visible et sujet au vandalisme.

PIEGE MALAISE

(cf. aussi partie III.3 de ce chapitre)

C'est un piège d'interception constitué d'une structure stationnaire en forme de tente, faite d'un tissu finement maillé, avec des côtés ouverts, un plan central vertical et un toit conique muni d'un dispositif de récolte (flacon avec liquide conservateur) au sommet. Les insectes bloqués dans leur vol par la tente cherchent une issue vers le haut et la lumière et sont collectés dans le flacon.

Groupes échantillonnés

Imagos Volant de Diptères, Hyménoptères, Homoptères, quelques Coléoptères, Lépidoptères ...

Avantages

Capture un grand nombre d'espèces et d'individus. Très utilisé et facilement standardisable. Combinaison possible avec d'autres méthodes.

Inconvénients

Coût élevé (~150 à 200€). Construction complexe. Echantillonne une partie seulement de la faune aérienne. Présence d'espèces touristes possible. Visible et sujet au vandalisme.



Photo 2 : Exemple de piège Malaise

PIEGE ADHESIF

Un dispositif en plaque ou en feuille recouvert d'une substance collante retient les insectes qui s'y posent ou le percutent. Des variantes sont le filet « cryldé » (cf. partie II.1 du Chapitre 3) et le filet stationnaire (cf. plus loin).

Groupes échantillonnés

Espèces saproxyliques, ravageuses, etc. de Coléoptères, Diptères, Hyménoptères, Lépidoptères...

Avantages

Méthode simple et peu coûteuse.

Inconvénients

Le matériel récolté est souvent dans un mauvais état (desséché) et sa récolte est difficile (spécimens brisés ou mutilés).

PIEGE AERIEN ROTATIF OU A SUCCION

Le principe est d'intercepter les insectes volants par un dispositif comprenant un ou plusieurs filets montés perpendiculairement à un axe et entraînés en rotation sur un plan horizontal par un moteur (**piège aérien rotatif**) ou par un aspirateur électrique fixe muni d'une toile conique et d'un récipient collecteur (**piège aérien à succion**).

Groupes échantillonnés

Petite faune aérienne : Homoptères aphidiens, Coléoptères Nitidulidae, Coléoptères Bostrychidae, Neuroptères Coniopterygidae...

Avantages

Possibilité de calculer des densités par unité de temps et de volume d'air aspiré.

Inconvénients

Peu répandu. Efficacité dépend de la position par rapport aux vents dominants. Problèmes d'encombrement horizontal, d'autonomie en énergie, de durée de fonctionnement et de coût. Certains insectes pourraient éviter le piège, être attirés par le mouvement (Diptères Tabanidae) ou s'échapper du filet en marchant ou en volant.

FILET STATIONNAIRE

Un filet tendu face au vent dominant capture les insectes transportés ou déviés par le vent, ainsi que les insectes migrateurs (si le filet est face à l'axe de migration). Une variante est le filet « cryldé » (cf. partie II.1 du Chapitre 3).

Groupes échantillonnés

Plancton aérien : Aphidiens, Thysanoptères, micro-Hyménoptères ... ; insectes migrateurs : Diptères, Chironomidae, Lépidoptères... (avec le filet « cryldé » : Coléoptères et Hémiptères d'assez grande taille).

Avantages

Peu coûteux. Utile pour l'étude des migrateurs.

Inconvénients

Nécessite la présence de l'opérateur.

PIEGE A FOSSE OU PIEGE BARBER

(cf. aussi partie III.1 de ce Chapitre)

Un récipient enfoncé dans le sol intercepte les animaux mobiles qui tombent à l'intérieur.

Groupes échantillonnés

Invertébrés épigés et mobiles : Coléoptères Carabidae, Silphidae, Staphylinidae, Formicidae, Dermaptères, Collembolles (+ Aranéides, Opilionides, Diplopodes, Chiliopodes, Isopodes).

Avantages

Bon marché, simple d'emploi, de pose et de relevé assez rapides, il procure des effectifs d'Arthropodes épigés importants. Rendement « Nombre d'individus et d'espèces capturés/effort temporel » élevé. Très utilisé.

Inconvénients

Choix du liquide conservateur (attractivité, nocivité, coût...). Dégradation fréquente par les sangliers. Débordement possible. Capture d'espèces non-cibles (micro-mammifères, reptiles, mollusques terrestres).

PIEGE SEXUEL

Le principe repose sur la réponse des mâles à l'émission d'une phéromone par la femelle avant l'accouplement. Les individus attirés par une phéromone synthétique ou par une femelle non-fécondée sont capturés par des dispositifs variés (entonnoirs, glue).

Groupes échantillonnés

Insectes ravageurs : Coléoptères et Lépidoptères surtout.

Avantages

Sélectivité (adapté à la capture d'une seule espèce d'insecte). Suivi des populations.

Inconvénients

Coût élevé des phéromones synthétiques (10 à 25 € la recharge), faible lien avec l'habitat (attraction à plusieurs km dans certains cas).

PIEGES APPATES

Le principe est celui de l'attraction par une réponse à un stimulus d'ordre alimentaire. La réponse aux stimuli dépend des espèces (sélectivité) et souvent du sexe : les résultats de ce type de piégeage donnent donc une image biaisée de la communauté réelle.

Piège appâté au sol

Piège combinant un dispositif de capture par interception (piège à fosse) et un dispositif d'attraction (cadavres ou viandes en décomposition, excréments).

Groupes échantillonnés

Coléoptères coprophages et coprophiles, Diptères (sur excréments), Coléoptères Carabidae et nécrophages, Diptères (sur viande).

Avantages et inconvénients Cf. « piège à fosse ».

Piège appâté suspendu ou « piège à bière »

Piège combinant un dispositif de capture suspendu (récipient avec un entonnoir) et un dispositif d'attraction (substances fermentées (vin, bière) et/ou sucrées (miel, fruits), miellée, éthanol, benzyl acétate, térébenthine, alphapinène...). Avec l'utilisation d'appât en décomposition il est intéressant d'en disposer à plusieurs périodes de temps pour capturer les espèces attirées à différents stades de décomposition.

Groupes échantillonnés

Selon appât : Diptères, Hyménoptères, Coléoptères Elatériidae, Cerambycidae, Buprestidae, Cetoniidae, Lépidoptères Noctuides...

Avantages

Simple et faible coût. Standardisation. Grand intérêt pour la capture de nombreuses espèces de Coléoptères saproxyliques réputés rares, plutôt dans les régions chaudes (Méditerranée) que fraîches et humides (y compris en montagne).

Inconvénients

Les guêpes et autres grands Hyménoptères peuvent causer des dégâts aux insectes capturés. Les grandes quantités de Noctuelles et de Vespides capturées en fin de saison (août) peuvent aussi dégrader les échantillons par putréfaction et salissement par les écailles, mais aussi saturer le piège. Plus efficace dans les régions les plus chaudes.



Photo 3 : Seau blanc contenant un liquide mouillant et un appât de benzyl acétate pour la capture des Coléoptères saproxyliques.

PIEGE REFUGE

Des **substrats artificiels** sont déposés le temps que des insectes s'y installent ou y pondent, puis, récupérés, ils sont décortiqués au laboratoire ou laissés jusqu'à l'émergence des adultes. Par exemple, on peut lier en bottes des branchettes de divers diamètres fraîchement coupées, accrochées en forêt au printemps et récupérées en automne (xylophages qu'on verra apparaître au printemps suivant ou après 2 ans).

Groupes échantillonnés

Coléoptères saproxyliques Staphylinidae, Clavicornes, Scydmaenidae, Pselaphidae ; Hyménoptères solitaires ...

Avantages

Faible coût et lien fort avec l'habitat environnant.

Inconvénients

Attire relativement peu d'espèces. Méthode difficilement standardisable (volume, calibre, état du bois).

PIEGE COLORE

Ce type de piège est basé sur l'attraction visuelle des insectes héliophiles et floricoles par les couleurs (mimétiques des fleurs). Les insectes attirés tombent dans le piège rempli d'un liquide mouillant et conservateur.

Groupes échantillonnés (selon couleur)



Diptères et Hyménoptères (jaune), Coléoptères saproxyliques (blanc et bleu).

Avantages

Simple et peu coûteux. Fortement lié à l'habitat (faible rayon d'action). Capture un grand nombre d'espèces cryptiques.

Inconvénients

Doit être vidé et réamorcé régulièrement (évaporation du liquide, décomposition du contenu, débordement en cas de pluie). L'utilisation d'un conservateur peut affecter l'attractivité. Peut être détérioré par le bétail et les animaux sauvages, des personnes... Attention au piétinement de la végétation lors de la pose qui peut affecter les captures. Les oiseaux peuvent consommer les insectes piégés. Présence d'espèces touristes possible.

Photo 4 : Exemple de piège coloré : un bac jaune sur son support.

PIEGE LUMINEUX AUTOMATIQUE

(cf. aussi partie III.4 de ce Chapitre)

Ce piège combine un dispositif d'attraction par la lumière (tube lumineux émettant dans les rayonnements ultra-violet avec déclenchement automatique par programmation ou par cellule photosensible) et un dispositif d'interception (type piège à vitre multi-directionnel).

Groupes échantillonnés

Insectes volants attirés par la lumière : divers Lépidoptères Hétérocères, Trichoptères, divers Diptères, Coléoptères, Hétéroptères...

Avantages

Standardisation. Piégeage automatique ne nécessitant pas la présence de l'opérateur. Faible rayon d'action (selon puissance) : faune liée à l'habitat prospecté.

Inconvénients

Captures variables selon les nuits (selon les conditions météorologiques) : nécessite plusieurs nuits de piégeage consécutives. Nécessite la recharge des batteries (autonomie insuffisante sur plusieurs nuits entières). Coûteux.

PIEGE MICROTUBE A FOURMIS

Un microtube rempli d'une solution sucrée (miel dilué) (1/3 du tube) et bouché (à la moitié du tube par du coton hydrophyle permettant une lente diffusion de l'odeur sucrée) est enterré dans le sol pour attirer les Fourmis. Les microtubes peuvent être récoltés une heure ou plus après leur mise en place et refermés pour identifier les Fourmis piégées au laboratoire.

Avantages

Sélectif pour les Fourmis en général.

Inconvénients

Demande une surveillance régulière de la part de l'opérateur (pas de système de capture).

PIEGE OU NASSE A EMERGENCE

Des enceintes coiffent ou entourent le substrat (herbacées et sol, tronc, pièces de bois mort, champignon, etc.) déjà colonisé par les larves. Les captures sont basées sur le phototropisme positif des insectes qui, après émergence, se dirigent vers une ouverture équipée d'un récipient de collecte. Le substrat peut être maintenu « *in situ* » ou déplacé « *ex situ* ». Le temps d'émergence peut être long (plusieurs années selon les espèces).

Groupes échantillonnés

Selon substrat : Coléoptères saproxyliques, Diptères.

Avantages

Lien fort avec l'habitat ou le micro-habitat. Emergence « *in situ* » : pas de destruction de l'habitat.

Inconvénients

Selon le micro-habitat prospecté : difficulté de standardisation (volume de bois mort, surface de sol...). Si extraction et émergence « *ex situ* » : destruction de l'habitat, difficultés de transport et de stockage.

PIEGE ENTOMOLOGIQUE COMPOSITE (PEC) (Robert, 1992)

Il s'agit d'un dispositif initialement conçu pour des suivis et non pour des inventaires, combinant des pièges à interception aériens (vitre et Malaise) et au sol (piège fosse) ainsi que des pièges attractifs (piège coloré).

Groupes échantillonnés

L'ensemble de la faune capturée par les pièges à vitre, à fosse, colorés et Malaise.

Avantages

Bonne capacité de capture de la faune environnante (volante ou marchante). Complémentarité des captures.

Peut être suspendu dans les arbres.

Inconvénients

Complexité et coût du dispositif. Temps de mise en place et de tri.



Photo 5 : Piège Entomologique Composite

Tableau 6 : Caractéristiques et contraintes des méthodes d'échantillonnage passives en milieu terrestre.

(- : faible ; + : modéré(e) ; ++ : important(e) ; +++ : très important(e))

Méthode	Type de piégeage	Principe relatif	Compétences requise	Coût matériel (levée et identification)	Coût matériel	Exposition climatique	Risque de dégradation du dispositif	Sélectivité vs. Captivité	Standardisation
Piège à vitre	Interception	Relative	+	++	- à ++	+	++	S ⁺ C ⁺⁺	+++
Piège Malaise	Interception	Relative	+	++	++	++	++	S ⁺ C ⁺⁺	+++
Piège adhésif	Interception	Relative	+	++	++	+	++	S ⁺ C ⁺	+++
Piège aérien rotatif et à suction	Interception	Semi-attractif	+	++	++	-	++	S ⁺ C ⁺	+++
Filié stationnaire	Interception	Relative	+	++	++	++	++	S ⁺ C ⁺	++
Piège à fosse	Interception	Relative	+	++	+	-	+	S ⁺ à S ⁺⁺ C ⁺⁺	+++
Piège seuil	Attraction	Relative	-	-	++	++	++	S ⁺⁺⁺ C ⁺⁺	++
Piège appliqué au sol	Attraction	Relative	+	++	+	-	+	S ⁺⁺ C ⁺⁺	+++
Piège appliqué suspendu	Attraction	Relative	+	++	+	++	++	S ⁺⁺ C ⁺⁺	+++
Piège refuge	Attraction	Relative	+	++	-	-	+	S ⁺⁺ C ⁺	+
Piège couvert	Attraction	Relative	+	++	+	+	++	S ⁺ C ⁺⁺	+++
Piège lumineux automatique	Attraction	Relative	+	++	++	++	++	S ⁺ C ⁺⁺	+++
Piège microcube	Attraction	Relative	-	+	-	++	+	S ⁺⁺ C ⁺	+
Trappe à énergie	Interception	Absolute	+	++	+	-	++ (variable)	S ⁺ C ⁺	+
Piège entomologique automatisé (PEC)	Mixte	Relative	++	Très important	++	++	++	S ⁺ C ⁺⁺⁺	+++

- Méthodes pour échantillonner la faune de litière et du sol

(cf. Tableau 7)

L'échantillonnage repose sur l'extraction des invertébrés d'une fraction de sol et de litière par des méthodes manuelles, physiques ou chimiques. Les méthodes manuelles sont aussi valables pour extraire les invertébrés du terreau des cavités et des produits du décorticage de vieux arbres (cf. partie II.1.1 de ce Chapitre).

EXTRACTION PAR TAMISAGE

Un échantillon de sol (volume prédéfini) est tamisé au-dessus d'une bâche blanche (mailles de tamis carrés de 4 mm au départ, puis jusqu'à 0,5 mm). Les invertébrés sont triés sur la bâche et recueillis à l'aide de pinces souples ou d'un aspirateur à bouche dans un pot contenant de l'alcool.

Avantages

Peut être sélectif (si on remet en place les individus d'espèces non-ciblées avec la terre extraite).

Inconvénients

Coût temporel élevé. Salissant. Examen au laboratoire pour repérer les espèces très petites.

EXTRACTEUR DE BERLESE-TULLGREN

Une fraction du sol (litière plus hauteur d'une pelle) est prélevée puis placée dans un dispositif éclairé fortement par le dessus (tamis à maille large au-dessus d'un entonnoir), obligeant les arthropodes à fuir par le bas dans le pot collecteur contenant un liquide conservateur (alcool).

Avantages

Extraction indépendante de l'opérateur.

EXTRACTEUR DE WINKLER-MOCZARSKI

Voisin de l'extracteur de Berlese-Tullgren, il est constitué de poches en tissu remplies de litière et suspendues au-dessus d'un entonnoir (en tissu ou en plastique) muni d'un récipient collecteur. Attirés par la lumière et/ou fuyant la dessiccation, les individus remontent à la surface et tombent dans l'entonnoir.

EXTRACTION PAR FLOTTAISON

Cette méthode consiste à séparer la macrofaune hypogée des éléments du sol (essentiellement des particules minérales) par différence de densités dans une solution de densité adaptée (sulfate de magnésium, chlorure de sodium, heptane, solution sucrée, polymère de silice colloïdal ou « Ludox »). Une fraction de sol est remuée dans une bassine contenant la solution. On récupère les invertébrés flottants avec une pipette, un pinceau ou une pince souple.

Avantages

Contrairement aux autres méthodes, récolte aussi les stades inactifs. Permet donc l'extraction après un temps de stockage du substrat assez long.

Inconvénients

Coût temporel élevé. Salissant. Nécessite un récipient et de l'eau en extérieur, ou un évier qui ne risque pas de se boucher à l'intérieur.

Tableau 7 : Caractéristiques et contraintes des méthodes d'extraction des invertébrés des échantillons de sol et de litière.

(- : faible ; + : modéré(e) ; ++ : important(e) ; +++ : très important(e))

Méthode	Type d'extraction	Principe méthode	Compléxité relative	Coût temporel (avec tri et identification)	Coût matériel	Dépendance climatique	Risque de dégradation du dispositif	Sélectivité vs. Capturabilité	Standardisation
Tamissage	Actif	Absolu	++	+++	-	+	-	S++ C+++	-
Extracteur de Guehenne-Tulagan	Passif	Absolu	-	-	++	-	-	S++ C++	+++
Extracteur de Winkel-Mocharst	Passif	Absolu	-	+	++	-	-	S++ C++	+++
Extraction par filtration	Actif	Absolu	++	+++	-	-	-	S++ C++	-

Méthodes utilisées en milieux aquatiques

(cf. Tableau 8)

- Méthodes actives

PROSPECTION DE GITES OU MICRO-HABITATS ET CHASSE A VUE

Consiste à prospector les micro-habitats présents (pierres, chevelu racinaire, gravier et sable, sédiments, bois mort, végétaux aquatiques, dessous de berges...) et à capturer à vue les insectes présents à l'aide d'outils adaptés (filet troubleau, filet Surber, extraction du substrat...).

Selon les outils de prospection et les habitats prospectés, on peut distinguer :

La chasse au filet troubleau

Le filet immergé dans l'eau capture les insectes aquatiques en effectuant un mouvement de va-et-vient (en huit). Le contenu est vidé sur une nappe puis trié.

Groupes échantillonnés

Trichoptères, Plécoptères, Ephéméroptères, Odonates, Diptères, Hétéroptères et Coléoptères aquatiques.

Avantages

Facile et échantillonnage rapide.

Inconvénients

Comme toutes les méthodes actives : difficulté à standardiser la méthode (matériel et opérateur).

Filet Surber

Pour échantillonner les invertébrés benthiques, le filet Surber (surface de la base de 1/20 m² et maille 0,5 mm pour IBGN²) est disposé face au courant sur le fond du cours d'eau. Les cailloux et les graviers situés dans le cadre horizontal sont remués pour les « laver » à l'entrée du filet : les animaux et les larves accrochés y sont ainsi entraînés. Le filet Surber est généralement utilisé pour la réalisation des IBGN (AFNOR, 2004) permettant l'estimation de la qualité des cours d'eau.

Groupes échantillonnés

Invertébrés benthiques parmi les Plécoptères, Trichoptères, Ephéméroptères, Hétéroptères aquatiques, Coléoptères aquatiques, Diptères aquatiques, Odonates, Mégaloptères, Névroptères Plannipennes.

Avantages

Méthode standardisée et normalisée (AFNOR, 2004).

Inconvénients

Sous-estime les espèces fermement fixées aux cailloux et les plus lourdes (larves de Trichoptères et de Plécoptères).

Echantillonnage du substrat par filet dragueur, haveneau et benne

Le principe est de récupérer un échantillon du substrat qui sera trié pour extraire les invertébrés benthiques. Avec un filet dragueur : le fond de la poche est lesté avec une pierre et on lance le tout le plus loin possible ou sur la rive opposée; on le laisse s'enfoncer et on le ramène doucement sur le bord à l'aide de la corde. Avec un haveneau : on tire ou on pousse le filet afin de récupérer la surface du substrat. Avec la benne : une benne à deux mâchoires montées sur une embarcation prélève un certain volume de substrat.

Ces méthodes restent peu utilisées pour l'échantillonnage des insectes aquatiques.

Le haveneau est utilisé avec une maille de 0,5 mm pour déterminer l'IBGN en faciès lentique avec une traction sur 50cm (AFNOR, 2004).

Groupes échantillonnés

Invertébrés benthiques dont : Coléoptères Dytiscidae, Hydrophilidae...

2 Indice Biologique Global Normalisé

Recherche d'exuvies

Des prospections sont menées en inspectant minutieusement les éléments constitutifs de la berge pour trouver des exuvies d'Odonates.

Avantages

Pas de destruction de l'habitat ni des populations.

Inconvénients

Persistance des exuvies *in situ* courte : prospection après des périodes de beau temps (émergence des imagos et exuvies non emportées par la pluie). Nécessite beaucoup de temps sur le terrain tout au long de la période d'émergence

- Méthodes passives

PIEGE A SUBSTRAT ARTIFICIEL

Ce piège consiste à capturer les larves du macro-benthos par attraction et colonisation d'une cage métallique contenant un substrat artificiel (pierres et corde épaisse) posée au fond d'une pièce d'eau. Après récupération, les substrats doivent être nettoyés et la faune triée puis conservée dans les meilleurs délais (6 heures).

Groupes échantillonnés

Ephémères, Plécoptères, Trichoptères, Odonates.

NASSE A EMERGENCE AQUATIQUE

Les imagos sont piégés lors de l'envol après émergence par une nasse. Celle-ci est formée d'une armature en forme de toit en pente (4 faces) supportant un filet dont le sommet est muni d'un récipient collecteur. L'ensemble est posé sur l'eau (base immergée) et supporté par des pieds.

Groupes échantillonnés

Trichoptères, Plécoptères, Ephéméroptères, Diptères aquatiques.

Inconvénients

Peut être endommagé par l'action des vagues. Difficile à utiliser sur des sites où le niveau de l'eau varie largement.

PIEGE APPATE OU NASSE A COLEOPTERES HYDROCANTHARES

Les Coléoptères hydrocanthares prédateurs et carnassiers sont piégés par une nasse cylindrique en tissu à maille fine munie de 2 entonnoirs aux extrémités et d'un appât au centre (viande), disposée sous la surface (flotteur dans la partie supérieure et attaches à points fixes pour la récupération).

Ce piège demande des relevés fréquents : après quelques jours l'appât est épuisé et le risque de cannibalisme augmente). Le risque de capture d'amphibiens et de reptiles est non-négligeable.

PIEGE LUMINEUX AQUATIQUE

Ce piège est constitué d'une nasse immergée transparente de grande dimension munie d'un dispositif lumineux étanche (tube néon dégageant peu de chaleur) alimenté par une batterie d'automobile fonctionnant la nuit.

Groupes échantillonnés

Insectes aquatiques : Hémiptères, Coléoptères, Odonates, Plécoptères, Trichoptères, Ephéméroptères

Tableau 8 : Caractéristiques et contraintes des méthodes d'échantillonnage en milieu aquatique.
 (- : faible ; + : modéré(e) ; ++ : important(e) ; +++ : très important(e))

Méthode	Principe méthode	Compétence requise	Coût temporel (avec tri et identification)	Coût matériel	Dépendance climatique	Risque de dégradation du dispositif	Sélectivité vs Capturabilité	Standardisation
Prospection des gîtes et micro-habitats aquatiques	Relative	++	++	-	-	-	S++ C++	-
Filet trépan	Relative	++	-	-	-	-	S++ C++	-
Filet Surber	Relative	+	+	-	-	-	S- C++	+++
Filet traqueur ou hennetou	Semi-extractive	+	+	++	-	-	S- C++	+
Benne	Aléatoire	+	+	++	-	-	S- C++	++
Recherche d'événés	Relative	+	++	-	++	-	S++ C+	-
Piège substrat artificiel aquatique	Relative	+	+	+	-	++	S+ C++	++
Nasse à émergence aquatique	Semi-extractive	+	+	+	+	++	S- C++	++
Nasse à hydrocanthares	Relative	+	++	+	-	++	S+ C+	++
Piège lumineux aquatique	Relative	+	++	++	-	++	S+ C++	++

LES METHODES PROPOSEES EN FORET TEMPEREE

- Le piège à fosse

(Christophe Bouget)

Principes, groupes piégés et biais

Pour échantillonner les Arthropodes épigés mobiles, la méthode la plus répandue est le piège à fosse (« pitfall trap ») ou piège Barber (Barber, 1931) : un pot enfoncé dans le sol ([Photo 6](#)) intercepte les animaux mobiles. Sa popularité tient à ses avantages pratiques ; bon marché, simple d'emploi, de pose et de relevé assez rapides, il procure des effectifs d'Arthropodes épigés importants.



Photo 6 : Piège à fosse en place avec un toit.

Le piège à fosse permet de capturer la faune circulante des invertébrés épigés constituée de Coléoptères Carabidae, Silphidae, Staphylinidae, Aranéides, Opilionides, Diplopodes, Chilopodes, Isopodes, Formicidae, etc.

Pour un nombre important de sites et d'espèces, le piège à fosse est préférable aux alternatives que représentent le Berlèse, la récolte à vue ou les systèmes d'aspiration D-Vac (Spence et Niemelä, 1994).

Comme tout piège d'interception, il mesure en fait une activité-densité ou activité-abondance des invertébrés, pondération des effectifs capturés par l'activité des espèces. L'activité-abondance est corrélée à la densité locale de population autour du piège (Baars, 1979).

Variations du dispositif et accessoires

Plusieurs paramètres du piège à fosse sont variables : la forme qui conditionne la surface d'ouverture et le volume, la présence éventuelle de toit et barrières, le liquide conservateur... Le tableau [ci-dessous](#) résume les avantages et inconvénients des diverses modalités.

Tableau 9 : Paramètres et caractéristiques du piège à fosse.

Paramètres	Avantages	Inconvénients
Forme :	Simplicité de pose	
Pot cylindrique	Augmente la surface d'interception	Logistique de pose
Gouttières profondes allongées	Augmente la surface d'interception	Logistique de pose
Gouttières en L	Augmente la surface d'interception	Logistique de pose
Rampe de pots avec barrières latérales		

Augmentation de taille (diamètre...)	Augmente la surface d'interception	Augmente l'encombrement par débris et le piégeage de micro-mammifères
Matériau (verre ou plastique)	Verre : lisse Plastique : léger, moins fragile	Verre : cassable Plastique : rayable (les aspérités facilitent ensuite l'échappement de certains insectes). Pour diminuer l'échappement : téflon liquide (fluon) tapissant les parois internes.
Continuité de l'affleurement	Augmente le taux de capture des petites espèces	La maçonnerie de bordure du pot introduit une perturbation locale du milieu
Liquide conservateur	Accélère la mortalité et évite la fuite, la prédation, le cannibalisme et la dégradation des échantillons	Attractivité-répulsivité différentielle

Les pots-pièges cylindriques sont les plus couramment utilisés (gobelets, demi-bouteilles de soda d'1.5 L en plastique, verres de stockage agro-alimentaire...).

Le diamètre est également important : Koivula *et al.* (2003) montre que la richesse et l'abondance sont supérieures avec un diamètre de 90 mm qu'avec un diamètre de 65 mm (cf. tableau précédent).

Des essais d'amélioration ont été conduits, mais toute complexification doit respecter un compromis entre le gain d'efficacité et les efforts logistiques induits.

Le tableau [ci-dessous](#) liste les accessoires ajoutés parfois à la simple fosse :

Tableau 10 : Accessoires et caractéristiques associés au piège à fosse.

Accessoires	Avantages	Inconvénients	Remarques
Toit	Evite l'inondation par précipitations directes Evite l'encombrement par feuilles et débris Evite l'évaporation du liquide	Peut constituer un repère visuel pour les insectes Peut générer un microclimat localisé au dessus du piège (condensation, effet de serre...) Peut être un solarium pour fourmilères	En aluminium (léger, mais réflexion de la lumière et microclimat modifié), plastique ou en bois (modifie peu l'environnement)
Couvercle-grille à maille large	Evite la chute de batraciens et de micro-mammifères	Facilite l'échappement de certains insectes s'accrochant avant la chute	
Double fond grillagé	Trie gros et petits invertébrés et évite le cannibalisme		
Ouverture en entonnoir	Réduit l'échappement des insectes volants ?	Facilite l'échappement par accrochage ?	

Barrières latérales

Augmente la probabilité de rencontre avec le piège en « guidant » les insectes

Logistique

Liquides conservateurs :

Le liquide conservateur choisi doit limiter :

l'attraction des micro-mammifères (puis les nécrophages) ;

l'attraction du gibier perturbateur (sangliers notamment) ;

les dangers de manipulation (nocivité par contact) ainsi que la nocivité pour la faune et l'environnement ;
le coût ;

la rigidité du matériel piégé ;

la viscosité (pour faciliter l'immersion des insectes piégés) ;

tout en maximisant :

l'efficacité (accélérer la mortalité et éviter l'échappement par envol après flottaison) ;

les capacités conservatrices (au moins en les adaptant à la périodicité du relevé).

Voici une liste non exhaustive des produits régulièrement utilisés :

vinaigre (acide acétique) ;

saumure simple (10 % NaCl) ou avec bière brune ou vin ;

Mono-Ethylène Glycol (MEG, antigel moteur³) à 50 % ;

Mono-Propylène Glycol à 50%, moins toxique par contact que le MEG ;

formol, à 5-8 %, très attractif pour certaines espèces et répulsif pour d'autres (mais rigidifiant et très toxique : cancérigène) ;

acide picrique ;

mélange éthanol-glycérol ;

soude ;

solution d'eau, de sulfate de cuivre (3%) et d'un liquide mouillant (non-attractif, bon conservateur et non-toxique).

Certains conservateurs ont été comparés *in situ* : formol 8%, Mono-Ethylène Glycol 50% salé ou non, Mono-Propylène Glycol 50% ou aucun. Le formol (ou formaline), d'usage très contraignant, fournit une abondance et richesse des Carabidae capturés maximales (Bouget, 2001), nombre d'espèces étant attirées par ce produit volatil. Avec le Mono-Ethylène-Glycol, abondance et richesse globale sont plus faibles qu'avec le formol, mais certaines espèces sont attirées (Holopainen, 1990). Quelques espèces (*Carabus auratus*, *Metallina lampros*) sont plus abondantes dans les pièges à Propylène-Glycol qu'à Ethylène-Glycol, mais la plupart des espèces semblent aussi plus abondantes dans les pièges à Propylène-Glycol (Gosselin, *com.pers.*). Koivula *et al.* (2003) ont par ailleurs montré que la richesse spécifique des captures est supérieure avec l'Ethylène-Glycol qu'avec la saumure.

Viscosité, coût, capacité de conservation, efficacité de capture, attractivité pour les mammifères (Marshall et Doty, 1990) et « neutralité » du Mono-PropylèneGlycol semblent équivalents à l'éthylène (Weeks et McIntyre, 1997). De plus, il est moins toxique (Hall, 1991), moins voire non nocif par contact (Mochida et Gomyoda, 1987), même si son ingestion semble dangereuse (Dorman et Haschek, 1991). D'utilisation récente, il se répand dans la sphère entomologiste (Grove, 2000, Lemieux et Lindgren, 1999, Weeks et McIntyre, 1997, Bouget, 2004).

Afin d'accroître ses capacités conservatrices, nous pouvons utiliser une solution de Mono-Propylène concentré à 50% additionné de sel à 10%. Quelques gouttes d'un détergent neutre et inodore, riche en agents tensioactifs sont ajoutées pour diminuer la tension superficielle et faciliter l'immersion des insectes tombés, notamment des petites espèces. Il faut choisir un produit sans additif odorant (liquide de rinçage pour lave-vaisselle, Teepol, Mir par exemple).

Les pièges à sec sont utilisés pour capturer certains insectes vivants. Ils impliquent un relevé régulier

(en deçà d'une semaine). S'ils permettent d'éviter la répulsion par un liquide dont on ne connaît pas la neutralité, ils entraînent d'autres interactions, notamment :
putréfaction et attraction des sapro- et nécrophages, certains Carabidae manifestant une réaction positive ou négative vis-à-vis de ces odeurs ;
prédation interspécifique et cannibalisme.

Préconisations

Nous utilisons des pots cylindriques de polyéthylène de diamètre 85 mm et de hauteur 110 mm (0.55 L de volume), enfoncés dans le sol et surmontés d'un toit en Plexiglas translucide carré de 10 cm x 10 cm à environ 10 cm au-dessus du sol. Ils sont remplis pour moitié d'un liquide conservateur. Le toit de tôle plastique évite l'inondation par les précipitations directes et l'encombrement par feuilles ou débris.

La pose des pièges est réalisée en creusant, au moyen d'une tarière de pédologie, un trou cylindrique, dans lequel le pot est enfoncé pour être affleurant ; la continuité de l'affleurement entre sol et bord du pot est aménagée avec de la terre. Lors de la pose, le retournement du sol induit une perturbation qui peut être temporairement attractive ou répulsive pour les Carabidae (mise en surface de proies, modification du recouvrement...). Afin de réduire cet effet de perturbation initiale (Digweed *et al.*, 1995), nous décalons la pose et la date de première activation du piège d'une dizaine de jours (en couvrant les pièges d'un couvercle).

Pour le liquide conservateur :

si possibilité de récupération du liquide après usage, utiliser le mélange Mono-Propylène Glycol 50% + eau 50% + 10% de sel en masse ; périodicité des relevés : jusqu'à 30 jours ;

si recyclage impossible, utiliser une saumure saturée : eau + 10% sel ; périodicité des relevés : 7-15 jours.

Le caractère moins attractif de la saumure est parfois avancé pour justifier un échantillonnage passif à vocation quantitative, mais des doutes subsistent sans une comparaison objective saumure-antigel⁴ (cf. Koivula *et al.*, 2003).

Les pièges vitres

(Christophe Bouget et Hervé Brustel)

Principe, groupes piégés et biais

Le piège-vitre, ou piège-fenêtre (« collision trap », « window flight trap »), est un piège interceptant en vol les insectes particulièrement mobiles qui ont un vol lourd et qui présentent un géotactisme positif lors du choc avec un obstacle : ils se laissent tomber (Coléoptères surtout). La technique a été développée par Chapman et Kinghorn (1955) puis Peck et Davies (1980). Dans les dispositifs les plus usités, un récipient de collecte est disposé sous un obstacle d'interception plan (interception bidirectionnelle), ou croisé (interception multidirectionnelle).

Même si cette méthode ne permet pas d'associer les espèces à leur micro-habitat, elle a été employée par de nombreux auteurs pour l'échantillonnage de la faune saproxylique (Barbalat, 1995 ; Okland, 1996 ; Martikainen *et al.*, 1999 ; Grove, 2000 ; Brustel, 2004b).

D'après Similä (2002), les pièges vitres plans permettent de capturer 60% de la faune coléoptérologique volante et donnent une image représentative de la faune saproxylique (Siitonen, 1994). Dans des forêts boréales d'épicéa, la proportion de taxons saproxyliques parmi les Coléoptères capturés au piège-vitre est forte : selon les études, entre 42 et 67% des espèces et entre 39 et 47 % des individus (Stokland, 1994 ; Martikainen *et al.*, 2000 ; Sippola *et al.*, 2002).

D'autres pièges sont employés pour capturer l'entomofaune aérienne circulante (notamment

saprophylique) : plaques collantes, pièges colorés, pièges chimio-attractifs. Le piège-vitre semble cependant posséder une efficacité supérieure : le nombre d'individus et d'espèces par piège est plus important (Barbalat, 1995, Siitonen, 1994, Brustel, 2004b). La sélectivité, définie comme la proportion des Coléoptères dans l'échantillon total, est également maximale pour les pièges-vitres (Canaday, 1987), voire les pièges-vitres amorcés comme le montre le tableau [ci-dessous](#).

Tableau 11 : Sélectivité (% Coléoptères / total arthropodes) de différentes techniques de piégeage dans différents types forestiers du Sud-Ouest de la France et des Pyrénées (d'après Valladares, 2000 ; Noblecourt, 2001 ; Brustel, 2004b).

% Coléoptères	Douglas-Epicéa	Sapin-hêtre	Pineraies	Sapin - feuillus divers	Chênaies
Piège à bière bas	1,6	3,9	7,6	11,9	3,9
Piège à bière haut	4,1	4,2	6,1	6,1	4,3
P. coloré	25	37,5	32,4	44,8	30,7
P. vitre	41,8	57,1	40,6	75,7	40,8
P. vitre + terpènes	49,4	19,5	68,4	84,1	/

Cette méthode de piégeage peut être répliquée et standardisée plus facilement que les nasses à émergence ou l'écorçage manuel. Le piégeage continu permet de capturer de nombreuses espèces peu visibles par chasse à vue ou par écorçage, en particulier les espèces à activité saisonnière brève ou nocturnes.

Comme tout piège d'interception, il mesure en fait une activité-densité ou activité-abondance des insectes. Nous faisons l'hypothèse que l'activité-abondance est corrélée à la densité locale de population autour du piège (Baars, 1979). En raison du niveau d'activité mais aussi de la réaction au piège (poids, hauteur et vitesse du vol : évitement constaté pour des espèces à vol lent comme des Cantharidae, ou au contraire à vol rapide et habile comme les Buprestidae), l'efficacité de capture est espèce-dépendante.

Le caractère aléatoire de l'interception (la « neutralité ») est biaisé par différents paramètres du dispositif ou de son environnement immédiat (Bouget, 2001), comme la densité du peuplement (notion d'espace de vol disponible, donc de « fréquentabilité » et donc de « piégeabilité »), la proximité de certaines ressources ou la direction des vents.

Variations du dispositif

Il existe des pièges-vitres de deux formes (cf. [Figure 4](#) et [Encart 8](#)) :

plans, bidirectionnels, requérant 2 points de suspension à hauteur équivalente, et avec une gouttière de récolte de type « jardinière » ; ce collecteur est souvent étroit et parfois pourvu de volets latéraux inclinés de récupération ; en effet, l'énergie cinétique du Coléoptère choquant la vitre peut le faire rebondir hors du récolteur étroit mais il est dirigé au fond du récolteur par les plans inclinés.

multidirectionnels, formés de 2 panneaux croisés, assemblés perpendiculairement et placés au-dessus d'un large entonnoir plastique auquel est fixé un flacon de collecte ; la surface d'interception cumulée peut être aussi importante qu'un piège plan ; ces pièges, moins encombrants, nécessitent un seul point de suspension et peuvent être hissés dans le houppier ([Photo 7](#)) ; le faible volume du flacon de collecte réduit l'usage du liquide conservateur par rapport aux longues gouttières des pièges plans.

).

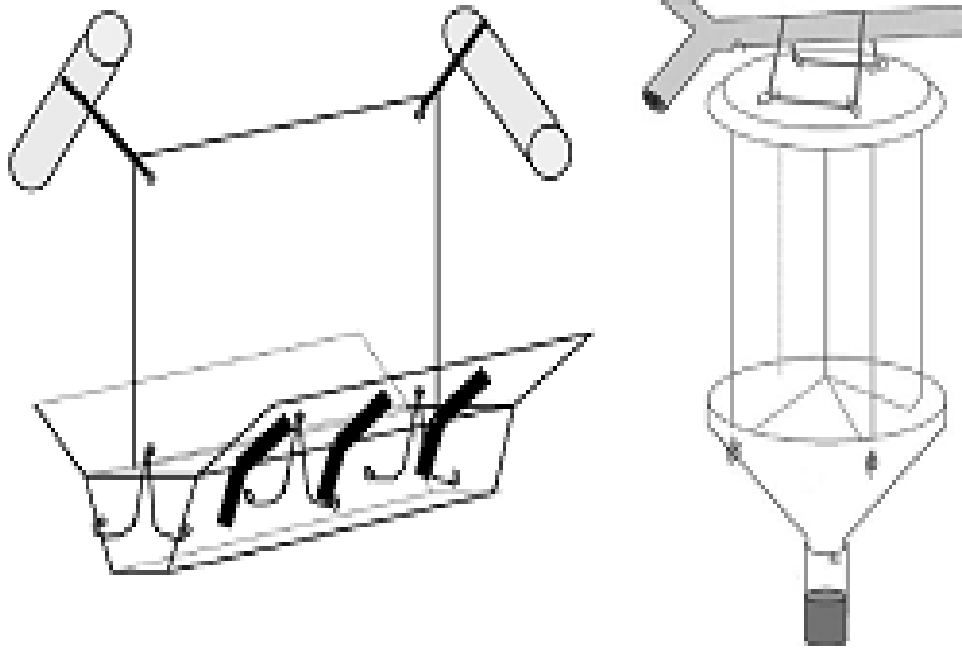


Figure 4 : Piège-vitre plan (à gauche) et multidirectionnel, modèle Polytrap™ (à droite



Photo 7 : Piège multidirectionnel noir (modèle Polytrap™).

Le liquide conservateur est constitué de saumure saturée, de MonoPropylèneGlycol (cf. partie III.1 de ce Chapitre), ou d'éthanol éventuellement dilué jusqu'à 50 %, et de détergent anionique (qui facilite l'immersion des insectes piégés).

Pour augmenter le taux de capture, un attractif est parfois ajouté au dispositif d'interception : un mélange fermentescible ou fermentaire, conservateur et attractif, à base de bière ou de vin, de sucre, d'éthanol dilués à l'eau (Allemand et Aberlenc, 1991), ou de l'éthanol, agissant comme kairomone (cf. [Encart 9](#)), ou un mélange d'éthanol et de térébenthine (terpène) dans le cas de peuplements résineux. L'attractif peut être ajouté au liquide conservateur du collecteur ou placé dans un diffuseur isolé. Si le liquide conservateur placé dans le collecteur est attractif (éthanol, mélange fermentaire), l'important volume nécessaire dans les gouttières des pièges-plans pourra induire un accroissement d'attractivité des pièges-plans par rapport aux pièges-croix (cf. Encart 8).

Les dispositifs actifs (chimio- ou chromo-attraction, positionnement ciblé) entraînent un risque de biais d'interaction avec le milieu, qui limite le domaine de validité des comparaisons (Encart 10). Cependant, ce biais peut être volontairement mis en œuvre dans la recherche d'espèces particulières, dans le cadre d'un inventaire de site.

Le piège-vitre peut-être aussi complété d'artifices chromatiques. Les panneaux transparents des pièges-croix sont parfois pourvus d'une bande noire verticale, mimétique d'une silhouette de tronc ([Photo 7](#)), attractive pour certains xylophages (Chénier et Philogène, 1989 ; Zach, 1997) (cf. pièges à scolytes nord-américains de type Lindgren).

D'autre part, un entonnoir ou une gouttière de récolte de couleur blanche ou jaune, peuvent jouer le rôle complémentaire de plateau coloré (cf. piège composite, partie II.1.2 de ce chapitre).

La surface d'interception est limitée par la fragilité du plastique, et par sa prise au vent : les plaques sont ainsi parfois remplacées par un filet de maille très fine ou une toile tendue dont les dimensions peuvent être bien supérieures (Peck et Davies, 1980 ; Marshall *et al.*, 1994 ; Degallier et Arnaud, 1995), ou un plastique plus souple, plus léger, compactable pour le transport (Meriguet, 2007).

Pour les pièges utilisés en suspension libre, le standard de surface cumulée d'1 m² est courant. Des pièges-vitres plus petits sont utilisés en association directe avec un micro-habitat naturel, accolés à un tronc de chandelle ou à un champignon corticole et donc à une source attractive naturelle (« trunk window trap », Kaila, 1993). Muona (1998) estime que cette dernière méthode capture plus d'espèces rares que des pièges-vitres libres. En effet, cette technique oriente le profil des captures vers des guildes d'espèces sténoèces (mycétophiles, corticoles ou cavicoles) en fonction du support choisi.

Préconisations

En raison de plusieurs arguments pratiques (volume de liquide conservateur plus faible, résistance accrue, encombrement réduit, montage rapide, transport en pièces détachées facilité, les pièges-vitres en croix, notamment le piège standard Polytrap™ (Brustel, 2004a), sont préférables aux pièges-vitres plans.

Les pièges sont suspendus à un support naturel (branche du houppier...) à hauteur d'homme, position à moduler en fonction de l'encombrement de la strate échantillonnée et des risques de perturbation par le gibier.

Eu égard aux contraintes évoquées ci-dessus ([Encart 10](#)), nous suggérons : d'utiliser un liquide conservateur relativement « neutre » dans le cas d'études comparatives (comme le mélange Propylène-Glycol/eau/sel décrit dans la fiche « Pièges à Fosse ») ; d'ajouter de l'éthanol dans le fluide conservateur ou dans un flacon émetteur suspendu au piège pour maximiser les captures dans un objectif d'inventaire.

Le piège Malaise
(Anne Vallet et Pierre Sarthou)

Principes, groupes piégés et biais

Le piège Malaise a été mis au point par René Malaise en 1934 (Malaise, 1937). Cet homme était un

entomologiste suédois, un explorateur et un collectionneur d'art. Il est surtout connu pour son invention du piège à insectes dont il est question ici. Cette technique est réservée aux insectes au vol adroit qui présentent un géotropisme négatif (c'est-à-dire qu'ils ont tendance à monter en face d'un obstacle). On pourra se référer pour ce piège à la bibliographie de Steyskal (1981).

Le piège Malaise (Photos 8) est constitué d'une structure stationnaire en forme de tente, faite d'un tissu finement maillé, avec des côtés ouverts et un plan central vertical orientant les insectes vers un toit conique muni d'un dispositif de récolte avec un liquide conservateur. Les insectes arrivant au niveau du panneau central essaient d'éviter la barrière soit en tombant par terre, soit en volant vers le haut. Ceux qui cherchent à s'échapper vers le haut sont retenus par le toit et sont dirigés vers un flacon collecteur d'où ils ne peuvent s'échapper.



Photos 8 : Piège Malaise.

Il s'agit d'un piège efficace qui collecte beaucoup d'insectes très variés. La grande majorité des insectes récoltés sont des Diptères et des Hyménoptères (Southwood, 1978), mais c'est aussi un moyen efficace pour capturer des Névroptères et beaucoup d'autres ordres vivant au niveau de la strate herbacée lorsqu'ils sont installés au sol. Les Coléoptères ont tendance à se laisser chuter au sol lorsqu'ils heurtent un obstacle en vol et l'utilisation de cette technique pour leur capture est peu conseillée. Cependant, l'utilisation d'une seule tente Malaise en Andorre durant 17 mois a permis la capture de quelques 3.000 spécimens de Coléoptères, avec 41 familles représentées (Vazquez et Pujade, 1995). Des résultats intéressants sur les Coléoptères sont affirmés par Marshall et al. (1994), des études sur les Coléoptères forestiers sont entièrement axées sur cette technique en Nouvelle- Zélande (Hutcheson et Jones, 1999 ; Hutcheson et Kimberley, 1999) et à l'occasion d'une expédition du « radeau des cimes » au Gabon, l'usage de cette technique a révélé des espèces nouvelles d'Agilus (Buprestidae) (Curletti, 1999).

Les pièges Malaise placés sur le sol attrapent des insectes volant jusqu'à un mètre au-dessus du niveau du sol, dans ou au-dessus de la végétation. Ils sont les plus efficaces pour échantillonner les arthropodes le long des lisières de forêt (effet corridor) mais peuvent être employés dans les forêts, marécages, prairies et dans les écosystèmes à végétation clairsemée comme les dunes, les marais salants ou les surfaces rocheuses. Dans les biotopes largement ouverts, le piège Malaise agit souvent comme point focal pour les essaims de Diptères augmentant de ce fait le nombre de captures.

L'efficacité des pièges Malaise est très dépendante de la forme du piège, de sa taille et de sa couleur (Marshall et al., 1994), sources de biais résolues avec l'utilisation de pièges standards (au niveau de la forme et de même couleur) disponibles dans le commerce.

La probabilité de capture d'un insecte augmente avec l'importance de ses déplacements. Les pièges Malaise sont parmi les échantillonneurs les plus productifs en termes de richesse d'espèces et nombre de spécimens capturés. C'est sans doute aussi leur point faible car l'abondance des insectes récoltés allonge le temps de tri (environ 10 heures pour un Malaise resté en place 15 jours en pleine saison).

Variations du dispositif

Il existe plusieurs types de piège Malaise. Les pièges Malaise de type standard sont de type Harris House (du nom de l'ancien fabricant de ce type de piège). Les Américains utilisent couramment des pièges Malaise de type Townes (du nom de son inventeur, Townes, 1962). Ils sont de taille plus importante que ceux utilisés en Europe.

Les « Malaise » sont des pièges à interception théoriquement non attractifs. La présence d'alcool dans le récipient collecteur peut devenir attractive pour certains insectes. Pour palier à ce problème, il est possible de remplacer l'alcool par de l'eau additionnée de sel (agent conservateur) et de détergent (agent mouillant). L'alcool ou l'eau additionnée de détergent tue rapidement les insectes.

Les pièges existent en noir ou en blanc, avec la possibilité de combiner les 2 couleurs (barrière noire avec un toit blanc qui renforce le comportement d'échappement des insectes vers le haut).

La modification la plus commune d'un piège Malaise classique est l'ajout d'une cuvette le long du panneau central, comme dans les Pièges Entomologiques Composites (cf. chapitre II,II.1.2.) pour collecter les insectes qui se laissent tomber à terre après la rencontre avec le panneau. Les cuvettes peuvent être identiques à celles utilisées pour des pièges à fosse, mais elles devront être de couleur gris-clair (couleur non-attractive pour les insectes) et être placées sur la terre. Ceci permet de capturer uniquement les insectes qui ont été arrêtés par le panneau central du piège Malaise. On peut ensuite analyser séparément le matériel du piège Malaise et ceux des pièges à fosse.

Basset (1985) a réduit les dimensions du piège pour le suspendre à la couronne des arbres. Dans cette étude, les taxons les plus capturés avec ce piège ont été des Diptères Nématocères, et Brachycères et des Coléoptères, mais pour cet ordre, les résultats restent très modestes.

Des mini-tentes Malaise, munies d'un récipient collecteur fixé à la base et placées sous la canopée ont aussi été testées par Barbalat (1995). Les résultats concernant les Coléoptères saproxyliques y ont été décevants. Cependant ils semblent très aléatoires si l'on en croit divers résultats obtenus avec de tels pièges réalisés dans le Sud-Ouest et les Pyrénées (Noblecourt, com. pers.). En Haute-Savoie, d'assez bons résultats ont été obtenus avec une forte complémentarité des échantillons faunistiques récoltés avec pièges Malaise et pièges-vitres Polytrap[®] (Sarhou et Brustel, com. pers.).

Préconisations

Nous préconisons l'emploi de pièges Malaise de type standard (type Harris House) disponibles dans le commerce chez « BetS Entomological Services » en Irlande. L'achat du piège comprend la toile, les cordes de nylon servant à l'accrochage, les fiches pour la fixation au sol, un flacon collecteur avec bouchon vissant, mais ne comprend pas les piquets. On trouve également une petite explication pour le montage dans le colis.

Le piège Malaise est maintenu par des piquets placés à chaque extrémité. Les piquets sont maintenus en place par des cordes attachées par des fiches enfoncées dans la terre. Des piquets en aluminium sont plus faciles à employer mais peuvent casser sous des rafales de vent. Les piquets de bois semblent mieux appropriés. Le flacon collecteur est fait en plastique blanc et translucide et contient un passage latéral à proximité du sommet qui est le point sommital du piège par où passent les insectes. Le flacon est rempli au tiers environ d'alcool à 70° qui permet de tuer rapidement les insectes sans qu'ils aient le temps de s'abîmer en essayant de s'échapper. En cas de forte chaleur, il est conseillé de remplir un peu plus les flacons pour prévenir la dessiccation. Il faut préférer l'éthanol non-dénaturé translucide et éviter l'éthanol jaune (dénaturé) que l'on vend dans le commerce car il colore les insectes.

Une fois pliées, les tentes prennent très peu de place et il est possible d'en porter plusieurs en même temps sur le terrain. Le montage est également réalisable seul après un petit coup de main. Il est pratique d'avoir

un marteau avec soi pour enfoncer les fiches dans le sol. La partie la plus haute du

piège devrait théoriquement être placée vers l'endroit où il y a le plus de lumière. Les insectes qui cherchent à s'enfuir se dirigent en effet préférentiellement vers la lumière.

Pour des études comparatives, les pièges doivent être placés selon la même orientation (utilisation de la boussole). Il faut éviter de les placer dans des pâtures avec du bétail (fort risque de piétinement) ou alors prévoir une barrière pour éviter que les bêtes ne s'approchent de trop près. Aucun dégât dû à la faune sauvage (chevreuil, sanglier...) n'est à signaler.

Afin d'échantillonner correctement dans un habitat, le piégeage doit couvrir toute la période potentielle de vol des insectes, habituellement entre avril et octobre dans des régions tempérées. Une période si longue de piégeage est nécessaire pour échantillonner les taxons ayant des phénologies différentes.

Avec l'objectif d'inventorier dans un écosystème particulier, l'échantillonnage doit se faire avec autant de pièges que d'habitats présents.

Le ramassage et la recharge des pièges Malaise sont facilités par l'utilisation de flacons collecteurs supplémentaires remplis d'alcool. Il suffit alors de dévisser le flacon en place et de remettre le nouveau. Ne pas oublier de noter la position du piège et la date du relevé sur le flacon récolté. Le transvasement est facilité par l'utilisation d'une petite pissette d'alcool pour faire tomber les insectes collés sur les parois. Il n'y a jamais de débris végétaux dans les flacons collecteurs.

Il est possible de laisser ainsi les insectes capturés plusieurs années dans le flacon avant de les déterminer.

La durée de vie d'un tel piège est variable selon son usage (de 3 à 5 ans pour une utilisation continue pendant la période de végétation) car les rayons ultraviolets rendent progressivement la toile cassante.

Références citées

- Les pièges lumineux

Principes, groupes piégés et biais

Les sources lumineuses attirent un bon nombre d'insectes à activité crépusculaire et nocturne, en particulier lorsque les rayonnements sont dans les ultra-violetts (longueurs d'onde comprises entre 10 et 400 nm). Cette propriété d'attraction, connue depuis le Moyen-âge, a d'abord été utilisée pour la lutte contre les espèces nuisibles avant d'être mise en place pour des études faunistiques.

L'utilisation des sources lumineuses urbaines, avec prospection active au filet, permet de faire des captures intéressantes. On peut aussi attirer les insectes par un drap, ou tout autre surface blanche, éclairé par une lampe (piégeage lumineux au drap, cf. [Figure 5](#), [Photo 15](#) et [Photo 16](#)). Les piégeages passifs sont constitués d'un dispositif d'interception et de récolte complétant la source lumineuse dont l'allumage est automatique (cellule photo-sensible ou programmateur). L'énergie est fournie par un groupe électrogène ou une batterie de type automobile.

La capture au drap est particulièrement efficace pour réaliser des inventaires. Les individus attirés sont identifiés sur place ou capturés et mis dans un récipient collecteur contenant une substance létale (acétate d'éthyle ou cyanure de potassium à manipuler avec précaution) pour identification ultérieure et dénombrement.

Les pièges automatiques formés par une ampoule et un système d'interception et de récolte sont plutôt utilisés pour des études comparatives et des suivis (standardisation) (Kato *et al.*, 1995 ; Summerville et Crist, 2002 ; Bonneil, 2005).

Les piègeages associés à cette source d'attraction permettent surtout de capturer des Lépidoptères nocturnes (Hétérocères), ainsi que divers Diptères, Coléoptères, Hyménoptères... En zone méditerranéenne, c'est une technique très efficace pendant les fortes chaleurs de l'été pour capturer certains Coléoptères Cerambycidae, Anobiidae, Alleculinae, Oedemeridae.

Comme pour toute méthode relative d'échantillonnage, les données obtenues se rapportent davantage à des unités d'effort de capture ; elles permettent les comparaisons de distributions et d'assemblage d'espèces, ainsi que des richesses spécifiques dans le temps et l'espace. Cependant, il faut garder à l'esprit que les interprétations biologiques peuvent être difficiles à cause de plusieurs facteurs :

les changements en cours de la taille des populations ;

les changements du nombre d'individus d'un stade biologique particulier dus à la phénologie de l'espèce (e.g. fin de génération pour les adultes) ;

les changements d'activité consécutifs à un changement environnemental ;

les différences de réponses entre sexes ou entre espèces. En effet, les mâles à la recherche des femelles pour s'accoupler sont capturés en plus grand nombre et le comportement d'attraction diffère d'une espèce à une autre, certaines ayant un comportement d'évitement à une distance plus ou moins proche de la source lumineuse (Lamotte et Bourlière, 1969)

les changements de l'efficacité du piège sous certaines conditions particulières.

Ce dernier point est particulièrement important : Muirhead-Thomson (1991), Southwood et Henderson (2000) passent en revue les différents facteurs affectant l'efficacité du piègeage. Il s'agit en particulier des conditions climatiques et lunaires dont les effets sur les piègeages sont étudiés depuis longtemps mais restent complexes du fait de l'interaction entre ces facteurs (Williams, 1940) :

une vitesse croissante du vent a un effet négatif sur les captures ;

l'efficacité du piège est d'autant plus grande que le contraste avec le milieu environnant est grand et dépend de la phase lunaire ;

une température ambiante et une humidité relative de l'air assez élevées favorisent les captures ;

la pluie, selon son intensité, a des effets variables.

En conséquence, il est préférable de ne poser des pièges que dans les périodes de nouvelle lune, par nuit sans vent, relativement chaude et sans pluie forte.

Variations du dispositif

Pour l'ensemble des dispositifs, la principale variable est la puissance de la source lumineuse et le spectre de longueurs d'onde du rayonnement émis. Les ampoules sont généralement des lampes à vapeur de mercure ou des tubes actiniques. Plus la puissance de la lampe est élevée, plus l'attraction portera loin. Il est donc nécessaire d'adapter la puissance à la surface du milieu ou du site que l'on souhaite prospecter afin d'éviter de capturer trop d'espèces « touristes » ou vagabondes. Par exemple, une lampe à vapeur de mercure de 400 Watts a une distance d'attraction de 6 km environ en milieu découvert (Beaudoin, 1983) !

Il existe de nombreux types de pièges lumineux automatiques, des plus simples aux plus complexes et certains sont disponibles auprès de fournisseurs de matériel entomologique. Il est également possible d'en confectionner soi-même et d'adapter le système de son choix (type d'ampoule, d'alimentation, d'interception...).

Un piège simple et efficace pour l'échantillonnage des Hétérocères lors d'études comparatives est celui dit de type

« Pennsylvanien » ([Photo 9](#)). Un tube actinique de 15 Watts est disposé verticalement, encadré de 4 panneaux de plexiglas transparents perpendiculaires, surmonté d'un chapeau le protégeant de la pluie, et sous lequel un entonnoir et un récipient collecteur sont positionnés. Le tube est alimenté par une batterie d'automobile de 12 Volts. L'allumage peut être manuel ou automatique (avec un programmateur ou une cellule photosensible permettant l'absence de l'opérateur et l'utilisation de plusieurs pièges simultanément). La batterie doit avoir une autonomie suffisante (en particulier si le piège fonctionne toute la nuit).



Photo 9 : Piège lumineux à déclenchement automatique utilisé en étude comparative des communautés de Lépidoptères nocturnes (Bonneil, 2005).

Préconisations

Pour réaliser des études comparatives, nous conseillons le piège lumineux automatique de type Pennsylvanien décrit ci-dessus.

La puissance du tube actinique de 15 Watts permet d'attirer les insectes dans un rayon de 25 mètres environ et correspond bien à l'échantillonnage d'une placette forestière. La question de l'autonomie en énergie est cruciale : une batterie automobile à gel (pas de fuites, ne coule pas) de 12 Volts et 36 Ampères permet d'alimenter le piège pendant une nuit entière voire deux.

Les piégeages ne doivent se faire qu'aux alentours de la nouvelle lune.

Ce type de piège, utilisé dans le cadre d'une étude écologique en forêt domaniale de Montargis (Loiret), a donné de bons résultats (Bonneil, 2005).

Le prix d'un tel piège est assez élevé (aux alentours de 300 € le piège présenté auprès du fournisseur, cf. ci-après), sans compter le coût des batteries. Il peut être avantageux de réunir le matériel et de monter soi-même un tel type de piège. La mise en place d'un fond commun est possible, elle permet l'utilisation commune par plusieurs gestionnaires dans plusieurs forêts mais sur des années différentes seulement (si stock insuffisant).



Photo 10 : Piège-vitre plan (Guyane).



Photo 11 : Filet d'interception « cryldé », toile d'araignée synthétique (Panama).



Photo 12 : Fagot de bois suspendu pour ponte des Coléoptères saproxyliques (Guyane).



Photo 13 : Bois mort avant mise en caisse d'émergence (Antilles).



Photo 14 : Caisse d'émergence avec collecteur sous forme de demi-bouteille en plastique).



Photo 15 : Piège lumineux en Guyane.



Photo 16 : Piège lumineux combinant ampoule à vapeur de mercure et néon noir (Zambie).

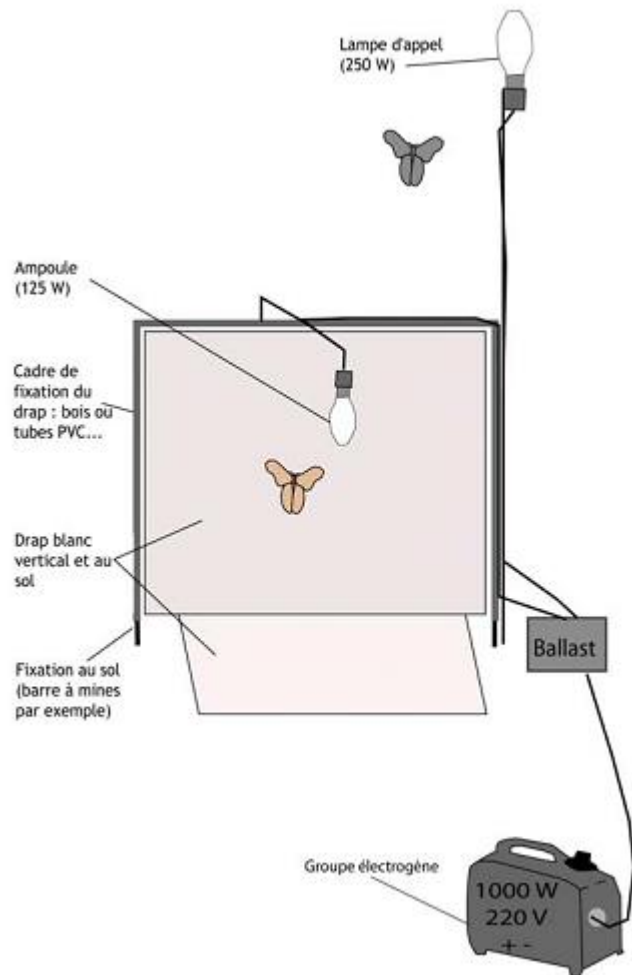


Figure 5 : Schéma d'un piège lumineux au drap.



Photo 17 : Piège lumineux au petit matin (Guyane).

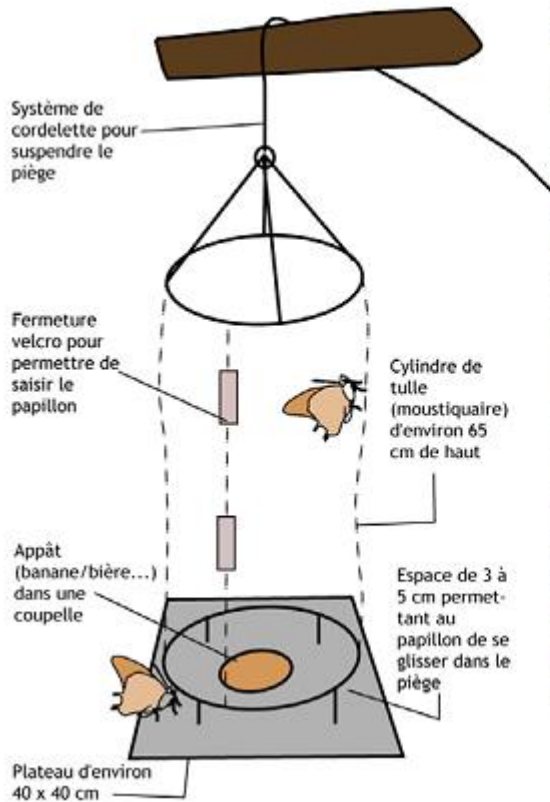


Figure 6 : Schéma du piège à *Charaxes*.



Photo 18 : Piège à *Charaxes* suspendu à 8 m de hauteur.



Photo 19 : Piège à Cétoines, seau suspendu contenant un mélange de banane et de vin de palme (Bénin).



Photo 20 : Piège aérien, jus de banane + rhum + sucre + sel (Guyane).



Photo 21 : Piège à coprophages ; l'appât est situé dans la poche de gaze suspendue.

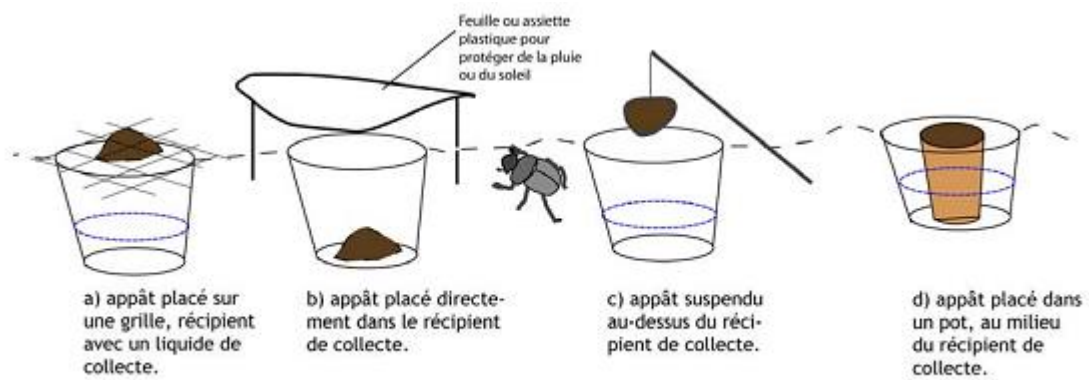


Figure 7 : Exemples de modèles de piège à Scarabéidés coprophages

CHAPITRE 3

METHODES DE DENOMBREMENT DES OISEAUX

Suivi de la faune : méthodes de dénombrement des oiseaux

Les oiseaux sont considérés comme de bons indicateurs de la qualité et de l'évolution des milieux naturels. Mené à des pas de temps réguliers sur un même site, le suivi des populations d'oiseaux peut constituer un élément pertinent pour évaluer les mesures de gestion proposées. Parmi les méthodes de dénombrement existantes, on distingue globalement, des méthodes de recensement absolues, permettant d'obtenir une estimation non biaisée du nombre de couples nicheurs en un lieu, à un moment donné et pour une espèce donnée, et des méthodes dites relatives, utilisées comme des indices d'abondance relative des populations d'oiseaux.

Des limites à bien percevoir

Les méthodes de dénombrement ne constituent pas une fin en soi et, comme dans toute démarche scientifique, le choix d'une méthode nécessite de préciser les objectifs poursuivis, de définir une stratégie d'échantillonnage ainsi que les modes d'exploitation des résultats envisagés (cf fiche « suivi de la végétation »).

Les oiseaux représentent par ailleurs un groupe dont l'étude et le suivi sont plus difficiles qu'il n'y paraît au premier abord. En effet, leurs déplacements sont conséquents, tant dans l'espace que dans le temps, et leur détectabilité peut varier considérablement. Cette détectabilité constitue ainsi l'une des difficultés majeures des méthodes de dénombrement. Ses fluctuations sont liées à de nombreux facteurs, notamment l'espèce considérée, le milieu étudié, les conditions atmosphériques, l'heure, la saison, les conditions d'observation (ex: bruit ambiant) et les compétences de l'observateur lui-même. L'importance des biais apportés par ces variations de détectabilité ne doit pas être sous-estimée et peut rendre difficiles certaines comparaisons de relevés.

Dénombrer l'avifaune d'un espace donné

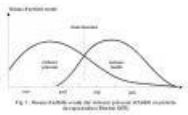
Comme pour d'autres espèces animales, les dénombrements d'oiseaux sont très souvent employés avec pour finalité :

- Déterminer le nombre total d'individus ou la densité d'une ou plusieurs espèces dans un milieu donné. Etudier les relations entre les caractéristiques du milieu et de l'avifaune.
- Étudier, pour un milieu ou un territoire donné, les fluctuations des effectifs d'une saison à l'autre au cours d'une année ou d'une année sur l'autre.
- Dans ce cadre, il implique que soit précisées :
 - La nature et le degré de précision de la connaissance souhaitée, notamment sous l'angle des relations entre l'avifaune et un habitat donné.
 - L'étendue spatiale et les caractéristiques écologiques de l'espace étudié.
 - La signification du mot avifaune (étude ciblée sur un groupe d'oiseaux : les passereaux nicheurs, les anatidés et limicoles hivernants, les picidés, les galliformes...).

Éléments et rappels de base

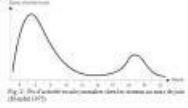
Lors des dénombrements d'oiseaux, l'identification des espèces se fait soit à la vue, soit, pour de nombreuses méthodes concernant les passereaux, en combinant l'ouïe et la vue. Pour que les observations faites en des endroits ou à des moments différents soient comparables, il est indispensable que le niveau d'activité des espèces demeure sensiblement constant par rapport à la méthodologie de collecte des données, et ceci tout au long de l'étude. Or, l'activités des mâles chez les oiseaux n'est pas constante tout au long de l'année, ni même tout au long de la journée. Il existe sous nos latitudes un pic printanier

Figure 1 :



dont l'activité du chant correspond à la formations des territoires (surtout pour les passereaux et les familles apparentées). Il y a de même un pic d'activité journalier

Figure 2 :



qui est placé pour les oiseaux diurnes dans les premières heures suivant le lever du soleil et dans une moindre part un pic d'activité vespérale.

Les principales méthodes de dénombrement

Beaucoup de méthodes de dénombrement de l'avifaune ont été développées pour les passereaux mais elles peuvent en principe s'appliquer à d'autres groupes d'oiseaux de manière plus générale.

On distingue schématiquement deux catégories de méthodes :

- Les méthodes de recensement, ou méthodes absolues, qui visent à obtenir des valeurs non biaisées du nombre d'individus se rapportant à une surface déterminée. Rentrent dans cette catégorie la méthode des plans quadrillés et les méthodes de recensement par comptage au sol ou aérien.
- Les méthodes de sondage, ou méthodes relatives, qui renseignent sur l'abondance relative des espèces d'oiseaux.

Rentrent dans cette catégorie les méthodes faisant appel à des itinéraires échantillons (line-transects et Indice Kilométrique d'Abondance I.K.A.), et celles faisant appels à des points d'écoutes (Indice Ponctuel d'Abondance I.P.A., Echantillonnage Fréquentiel Ponctuel E.F.P. et Echantillonnages Ponctuels Simples E.P.S.) pour les plus connues.

Certains auteurs ont tenté d'estimer les densités de populations à partir des résultats obtenus par ces méthodes relatives. Il est dans ce cas indispensable d'évaluer l'aire prospectée et de vérifier les fluctuations de déte-ctabilité des différentes espèces.

Ces différentes méthodes de dénombrement permettent de dégager certaines informations, d'ordre com-paratif, sur les populations d'oiseaux, notamment :

- les fluctuations inter-annuelles de populations en liaison avec les conditions météorolo-giques, les fluctuations saisonnières,
- les fluctuations de populations en liaison avec l'évolution du milieu.

Les méthodes absolues

Ces méthodes de dénombrement permettent de déterminer un nombre d'individus le plus proche de la réalité, d'une population d'oiseaux rassemblée sur un espace délimité et relativement court dans le temps. On peut distinguer les méthodes où l'ensemble de la population est visible et donc dénombrable instan-tanément. Ce type de comptage est habituellement utilisé pour le dénombrement des populations d'oiseaux coloniaux en période de reproduction (ex : colonie d'ardéidés), le regroupement d'oiseaux hivernant (comme les anatidés et limicoles), les oiseaux volants lors des migrations (ex : comptage sur les cols de migration). Lorsque les populations ne sont pas visibles instantanément, comme pour les passereaux en période de reproduction, on utilise des méthodes où l'on répète un recensement cartographique suffisamment de fois pour prétendre à l'exhaustivité (méthode des plans quadrillés).

Les comptages au sol et aériens

En fonction de l'étendue spatiale de la zone concernée, les dénombrements se font essentiellement au sol pour les zones de quelques dizaines à quelques centaines d'hectares, mais peuvent être aussi réalisés en avion pour les zones étendues (delta, zone littorale ou marine). Bien qu'apparemment simples à mettre en œuvre, ces méthodes demandent d'avoir une bonne expérience dans la détermination des espèces, une connaissance des lieux et des rythmes d'activités des oiseaux. L'objectif étant de pouvoir comparer les effectifs obtenus dans temps, il est indispensable que les conditions d'observation soit similaires et les observateurs identiques (dans la mesure du possible) afin de limiter les biais.

Conseils d'utilisation

- Avoir une connaissance du site pour localiser les regroupements habituels des oiseaux. Choisir les meilleurs points d'observation.
- Opérer lors de bonnes conditions météorologiques (temps calme, bonne luminosité).
- En fonction de l'activité des oiseaux, opérer aux bons moments dans la journée (regroupement à marée haute).

Quelques contraintes

- La taille du groupe d'oiseaux : la marge d'erreur augmente avec la taille du groupe (encadré 1). La distance d'observation peut rendre les comptages extrêmement délicats.
- L'activité des oiseaux peut engendrer des déplacements rendant difficile tous dénombrement (ex : activité de nourrissage).

La méthode des plans quadrillés

Pour compter tous les oiseaux nicheurs d'une zone, on peut envisager de chercher tous les nids construits et occupés durant la période de reproduction. Cette technique est la plus utilisée pour les oiseaux coloniaux de grande taille comme les vautours et les hérons (méthode assimilée à des comptages au sol) mais irréaliste pour les passereaux car de nombreux nids passent inaperçus. C'est pourquoi il est préférable pour ces derniers de dénombrer les territoires ou cantons des mâles durant le printemps.

Principe

La méthode des plans quadrillés consiste à parcourir plusieurs fois durant la période de reproduction des oiseaux un terrain de quelques dizaines d'hectares et de cartographier tous les contacts d'oiseaux sur un plan précis afin d'obtenir une densité pour une espèce donnée.

Conditions nécessaires

Tous les objets susceptibles de permettre une localisation précise sur le terrain (haies, murets, arbres isolés...) sont reportés sur un plan. Quelques jalons peuvent être installés sur le terrain pour quadriller la zone d'étude et pallier à l'absence de repères naturels. Si l'observateur note toutes les espèces présentes, la parcelle de recensement devra être comprise entre 40 et 100 hectares en milieux ouverts et 10 à 30 hectares dans des milieux plus forestiers. L'itinéraire prévu devra couvrir toute la zone d'étude de façon à ce qu'aucun point ne soit distant de plus de 100 mètres de l'observateur. Tous les contacts d'oiseaux sont reportés selon un code sur un plan à l'échelle comprise entre 1/5000^{ème} et 1/1250^{ème}.

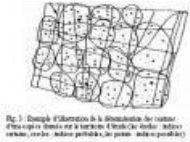
Déroulement

L'observateur réalise au cours de la saison de reproduction un minimum de 8 parcours, espacés dans le temps. Les parcours sont réalisés durant les premières heures du jour et dans des conditions météorologiques favorables (absence de vent violent, de pluies de brouillard...). L'observateur cherchera à noter particulièrement les contacts simultanés entre mâles chanteurs (encadré 2). Pour chaque oiseau contacté, un indice de reproduction sera aussi affecté :

- Les indices certains : construction d'un nid, transport de matériaux, nourrissage... Les indices probables : observation d'un couple, chant et parade d'un mâle... Les indices possibles : observation d'un individu.

Expression des résultats

A la fin de la saison, l'ensemble des observations réalisées à chaque visite sera reporté, par superposition, sur une carte unique. Cette carte fait apparaître les différents territoires, ou cantons, correspondant aux zones de concentration des points Figure 3 :



Un minimum de 3 contacts pour 8 passages est nécessaire pour qu'un nuage de points soit retenu comme un canton.

Extension à d'autres groupes et variantes

Cette méthode, adaptée surtout pour les passereaux, est la seule qui permet réellement un dénombrement absolu des oiseaux nicheurs et donc de calculer des densités. Mais elle demande un « investissement terrain » très lourd et elle ne peut être utilisée que sur des petites surfaces. Cette méthode a parfois été adaptée pour des dénombrements d'espèces à grand canton (pics, gallinacés, coucou gris) mais cela suppose des quadrats beaucoup plus vastes.

Les méthodes relatives

Contrairement aux méthodes absolues, les méthodes relatives renseignent sur une abondance dite « relative » des espèces d'oiseaux. Ces méthodes sont employées le plus souvent sur de vastes territoires lorsque les méthodes de dénombrement absolu ne peuvent être mises en place. Elles permettent de comparer les abondances relatives des espèces entre elles, entre habitats et dans le temps sur la base d'une très forte corrélation linéaire entre l'abondance relative mesurée et l'abondance réelle pour une espèce donnée. Ces méthodes reposent soit sur des itinéraires échantillons (lignes transects, IKA), soit sur des points d'écoute (IPA, EFP, EPS).

Figure 4 :



L'indice kilométrique d'abondance (I.K.A.)

Cette méthode, dérivée de celles dites des lignes transects, a été mise au point par Ferry et Frochot (1958). Elle permet, dans un milieu suffisamment homogène, d'obtenir une abondance relative spécifique pour

chaque espèce d'oiseau observée par rapport à une unité de distance, le kilomètre en l'occurrence. On obtient ainsi un Indice Kilométrique d'Abondance pour chaque espèce, qui a donné son nom à la méthode (IKA dans le jargon ornithologique).

Méthode

L'observateur choisit de parcourir le même itinéraire plusieurs fois durant la période de reproduction des oiseaux. Cet itinéraire doit être rectiligne, d'une longueur connue et compris entre 500 et 1000 mètres. En deçà de 500 m, les contacts sont trop peu nombreux et cela peu biaiser les résultats ; au-delà de 1000 m, il est souvent difficile de trouver un milieu homogène. L'observateur avance à une vitesse régulière (1 à 2 km/h), en marquant un arrêt tous les 20 mètres. Il peut choisir de dénombrer les oiseaux d'un seul côté ou des deux cotés de l'axe de progression. La réalisation du trajet en aller et retour permet de confirmer certaines informations.

Notation

Pour chaque itinéraire réalisé, tous les oiseaux vus ou entendus sont notés sur une distance illimitée, sans localisation précise. Les observations sont conventionnellement traduites en nombre de couples nicheurs selon l'équivalence suivante :

oiseaux simplement vus ou entendus criant	1/2 couple
mâles chantant	1 couple
oiseaux bâtissant	1 couple
groupes familiaux	1 couple
nids occupés	1 couple

Nombre de relevés

Pour chaque milieu, une première série de dénombrements sera effectuée en début de saison pour les nicheurs précoces et une deuxième en fin de saison pour avoir les nicheurs tardifs. Il est nécessaire de faire plusieurs fois le même itinéraire afin d'avoir un « bon » dénombrement, lors d'une matinée aux conditions météorologiques favorables. Globalement, il s'agit de réaliser deux bons dénombrements, l'un en début de saison et l'autre en fin de saison, c'est-à-dire deux relevés dans des conditions d'activité optimale pour les différentes espèces d'oiseaux présentes (heure, météo, etc.).

Calcul de l'I.K.A.

En fin de saison, l'exploitation des données consiste, pour chaque espèce, à diviser le nombre de couples obtenus par la longueur de l'itinéraire exprimée en kilomètre. Cette opération donne un chiffre appelé l'Indice Kilométrique d'Abondance. La valeur de l'I.K.A. de chaque espèce est la valeur maximale obtenue à l'un ou l'autre des deux « bons » relevés (encadré 3). Comme la distance de détection d'une espèce à l'autre est très variable (ex : le roitelet huppé et le pic noir), les I.K.A. ne permettent pas de comparer les abondances relatives des espèces entre elles, mais seulement les milieux ou les années, pour une espèce donnée.

Variantes : les lignes transects

La méthode des I.K.A. nécessite que le milieu soit homogène ce qui est rarement le cas dans la plupart de nos paysages. Une variante à cette méthode est de réaliser des itinéraires échantillons, appelés lignes transect, sur des distances plus courtes, en notant les différentes espèces sur une distance limitée. Cette distance

est la plupart du temps de 50 m de part et d'autre de l'axe de progression. Ainsi, il est possible de comparer les indices d'abondance obtenus entre espèces.

Les Indices Ponctuels d'Abondance (I.P.A.)

Mise au point par Blondel, Ferry et Frochot en 1970, la méthode des Indices Ponctuels d'Abondance (I.P.A.) est dans son principe analogue à celle des I.K.A., à la différence près qu'au lieu de parcourir un itinéraire donné sur une distance connue, l'observateur reste immobile sur une station durant 20 mn exactement. L'objectif était de pallier à certaines restrictions de la méthode des I.K.A., en particulier en supprimant les contraintes liées à la linéarité du parcours et à l'homogénéité du milieu prospecté.

Méthode

L'observateur note en un lieu précis (appelé par la suite station ou point d'écoute) durant un temps de 20 mn toutes les espèces contactées, quelle que soit la distance de détection des espèces, en tenant compte du nombre d'individus contactés par espèce. Les points d'écoute sont disposés dans l'espace étudié de telle manière à ce que les surfaces échantillonnées ne se superposent pas. La longueur du rayon d'observation va dépendre de la distance de détectabilité du chant des espèces étudiées. Pour les passereaux, on estime entre 300 et 400 mètres la distance minimale à respecter entre deux stations.

Notation et nombre de relevés

Pour chaque relevé, la notation des espèces est identique à celle des I.K.A. De même, il faut réaliser deux passages sur la même station, l'un avant le 25 avril, pour dénombrer les nicheurs précoces et l'autre après, pour les nicheurs tardifs. Un

I.P.A. correspond donc à deux I.K.A « partiels ». On retient pour chaque espèce comme I.P.A., la valeur maximale obtenue dans l'un ou l'autre des relevés. Pour chaque milieu ou territoire étudié, il est nécessaire de réaliser plusieurs points d'écoute afin d'avoir un bon échantillonnage des espèces présentes. Entre 20 et 30 I.P.A. pour un milieu ou un territoire donné s'avèrent souvent nécessaires. On obtient, en divisant la somme des 20 à 30 I.P.A. obtenus pour une espèce donnée, par le nombre d'I.P.A. réalisés, un I.P.A. moyen pour un milieu ou un territoire.

La méthode des Echantillonnages Fréquentiels Progressifs (E.F.P.)

La méthode des E.F.P. est similaire à celle des I.P.A. dans la mesure où elle est axée sur un point d'écoute d'une durée de 20 mn, mais les espèces contactées ne seront notées qu'en absence/présence et non en abondance et chaque station fera l'objet d'un seul passage au lieu de deux pour les I.P.A.

Méthode

L'observateur note en un lieu précis durant un temps de 20 mn toutes les espèces contactées en absence/présence, quelle que soit la distance de détection des espèces. De même que pour les I.K.A., les points d'écoute sont disposés dans l'espace étudié de telle manière à ce que les surfaces échantillonnées ne se superposent pas.

Avantage des E.F.P sur les I.P.A

Le fait de travailler en présence/absence allonge considérablement dans la journée la durée utile de travail sur le terrain. En effet, la probabilité d'avoir au moins un contact avec chaque espèce au cours de 20 mn reste élevée une bonne partie de la matinée. En pratique, au lieu de réaliser quatre I.P.A par matinée, il est possible de faire 8 à 10 E.F.P.

Par ailleurs, si l'on doit travailler à plusieurs observateurs, il est préférable d'utiliser la méthode des E.F.P. car le fait de travailler en absence/ présence limite le « biais observateur » inéluctablement plus important lorsque l'on travaille en abondance.

Le programme STOC

En 1989, le C.R.B.P.O. (Centre de Recherche sur la Biologie des Populations d'Oiseaux) a mis en place un programme de Suivi Temporel des populations d'Oiseaux Communs nicheurs en France, avec pour objectif de fournir une estimation des tendances démographiques des passereaux les plus communs de nos campagnes. Ce programme est basé sur la répétition, plusieurs années de suite et sur un même site, d'un protocole standardisé d'échantillonnage. Des programmes similaires existent dans un certain nombre de pays d'Europe. Le programme STOC est composé de deux ensembles :

- Le programme STOC-capture, faisant appel au baguage et s'appuyant sur le réseau des bagueurs bénévoles.
- Le programme STOC-EPS, utilisant la technique « points d'écoute » en s'appuyant sur l'ensemble des ornithologues amateurs.

Le programme STOC-capture

Le programme STOC-capture repose sur des opérations de baguage standardisées qui ont lieu dans plus d'une centaine de stations de référence réparties dans toute la France (120 en 2006). Chaque station, définie par une surface de quelques hectares dans un habitat homogène et présumé stable, fait l'objet chaque année d'un minimum de trois sessions de capture entre mi-mai et fin juin. La répartition spatiale des filets est homogène avec une densité recommandée de cinq filets par hectare. L'emplacement (à 10 m près) et le nombre des filets sont les mêmes à chaque session de capture et chaque année. Chaque oiseau capturé au cours des sessions est bagué, déterminé au niveau de l'espèce, de l'âge (adulte ou jeune le plus souvent) et du sexe quand cela est possible. Répété chaque année, le programme STOC-capture permet d'obtenir des informations sur les mécanismes influençant ces dynamiques et d'estimer les tendances démographiques des passereaux communs, notamment en lien avec des facteurs écologiques tels que des événements climatiques. Cela est rendu possible en comparant le ratio entre le nombre de jeunes et d'adultes capturés chaque année et en comparant le taux d'oiseaux recapturés d'une année sur l'autre.

Le programme STOC-EPS

Le programme STOC-EPS a été mis en place pour apporter des informations complémentaires au programme STOC-capture. En effet, le programme de baguage fournit des données qualitatives, mais quantitativement limitées car reposant sur une centaine de stations (en 2004) à quelques milieux restreints (milieux buissonneux, de sous-bois et de roselière pour l'essentiel). Un réseau alternatif de suivi des populations ne s'appuyant pas que sur les bagueurs, mais sur l'ensemble des ornithologues amateurs est apparu rapidement indispensable afin d'augmenter considérablement le nombre d'espèces et de milieux suivis à l'échelle nationale.

Le programme STOC-EPS utilise la méthode des points d'écoute (Echantillonnage Ponctuel Simple). Chaque ornithologue qui le désire, se voit attribuer par le CRBPO, un carré de 2 km de côté choisi aléatoirement près de son lieu d'habitation. L'ornithologue doit réaliser 10 points d'écoutes (EPS) dans son carré en les répartissant de la manière la plus homogène possible et proportionnellement aux habitats présents dans le carré. Pour chaque EPS, l'observateur note durant 5 mn tous les individus différents d'oiseaux vus et entendus et complète cette liste d'une fiche renseignant sur l'habitat échantillonné. Le protocole prévoit deux passages chaque printemps sur chaque lot d'EPS, autour de la date charnière du 8 mai, avec 4 à 5 semaines d'intervalle.

Dans la pratique, pour un carré incluant 10 EPS, il faut compter 2 à 3 heures de terrain répétées sur deux matinées printanières.

Les données sont centralisées sur un coordinateur départemental, qui les transmet au coordinateur national du CRBPO. 900 carrés ont ainsi été échantillonnés en France en 2005. En répétant les comptages chaque année sur les mêmes carrés, il est ainsi possible d'évaluer les tendances d'évolution des effectifs reproducteurs des espèces communes.

CHAPITRE 5

GESTION DES RECOLTES

I - CONDITIONNEMENT DES ECHANTILLONS LORS DE LA RECOLTE

Ces préconisations sont valables pour toutes les techniques de piégeage et les groupes échantillonnés (hors les insectes fragiles comme les Lépidoptères).

Aucun tri n'est effectué sur le terrain sauf l'élimination des gros débris (végétaux ou autres) qui devront être rincés à l'eau au dessus d'une passoire. Les éléments récupérés dans la passoire seront rassemblés dans l'échantillon initial.

Passer le contenu de la récolte dans un tamis à mailles très fines, puis transférer le contenu du tamis dans un sac à congélation avec une fermeture hermétique type « Ziploc® » ou « Minigrip® » correctement étiqueté, localisé et daté. Le sachet peut ainsi être stocké directement au congélateur. C'est léger et peu volumineux. Si les sachets doivent être postés, mettre un peu d'éthanol à 95° dans le sachet avant fermeture.

Pour la récolte des très petits insectes (micro-Hyménoptères par exemple au piège Malaise) qui pourraient passer à travers les mailles du tamis, verser le contenu de la récolte dans un filtre (à café par exemple) puis mettre ce filtre directement dans le sachet de congélation après écoulement du liquide et stocker au congélateur.

Un sachet correspond à la récolte d'un piège donné à une date donnée. On glisse impérativement une étiquette (voir ci-après) dans le sachet précisant le lieu, le type et numéro de piège, la date... (attention à la qualité de l'encre utilisée et à sa longévité).

II -PREPARATION DU TRI DES ECHANTILLONS

Avant toute manipulation des échantillons il faut préparer deux documents :

- la fiche de tri
- les planches d'étiquettes correspondant au site de piégeage.

La fiche de tri (cf. Figure 13)

Celle-ci doit être adaptée aux espèces ciblées mais un certain nombre de champs doit être renseigné (département, commune, station, relevé GPS, dates de pose et de relevé des pièges, type de piège ou méthode de capture, etc.).

Cette fiche doit être numérotée de façon continue par lieu et par année (exemple : « Tronçais 2007/01 », « Tronçais 2007/02 », ..., « Tronçais 2008/01 », ...).

Tout le suivi de l'échantillonnage se fait à partir de cette fiche, qui sera renseignée au fur et à mesure des identifications. Certaines identifications ne se font et ne reviennent que plusieurs années après, d'où la nécessité de bien numéroter la fiche et de reporter ce numéro sur les étiquettes accompagnant les espèces à identifier. Le suivi sur fiche simplifie la gestion des données quand celle-ci s'étale sur plusieurs années.

III - TRI DES ECHANTILLONS

Laisser l'échantillon (contenu d'un sachet) se décongeler tout doucement car certains insectes éclatent en cas de décongélation trop rapide.

Le contenu est délayé dans une mince couche d'eau dans un bac peu profond.

Après avoir nettoyé l'échantillon de toutes les feuilles et brindilles, il faut procéder au **tri à la famille (selon le groupe)**. Ce tri doit nécessairement être effectué sous loupe binoculaire. Les différentes familles sont réparties dans des coupelles ([Photo 27](#)) et seront, selon les compétences, soit identifiées, soit reconditionnées pour une identification ultérieure ou un envoi à un spécialiste. Ce reconditionnement peut être effectué dans des flacons contenant de l'alcool faiblement titré (45°) pour un examen à court terme, ou à 70° pour un stockage de longue durée, ou sur des couches de

papier filtre. On veillera particulièrement à l'étiquetage de tout nouveau lot issu d'un tri de façon à assurer la traçabilité de l'échantillon.

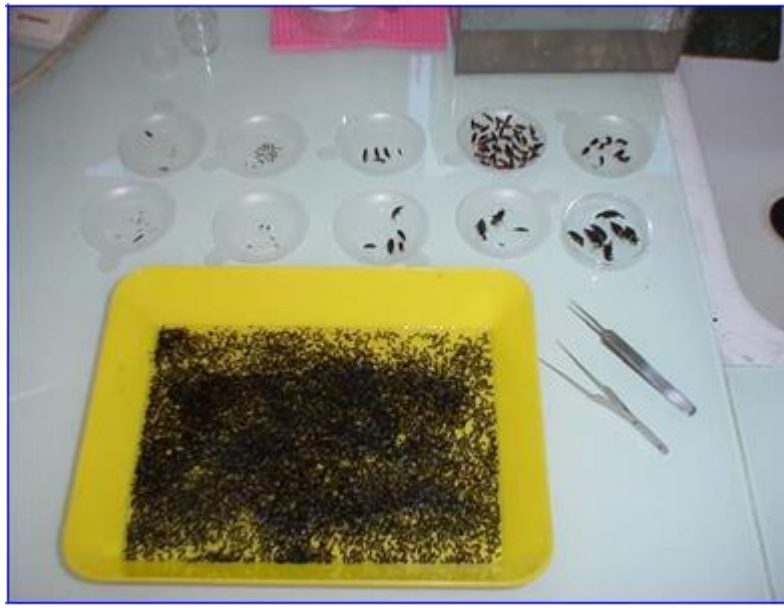


Photo 27 : Tri à la famille

IV IDENTIFICATION

L'identification des espèces est réalisée à l'aide de clés de détermination disponibles dans des ouvrages spécialisés en général disponibles par famille (exemple de la collection des « Faunes de France »⁵) (cf. usuels de détermination donnés par groupes cibles dans le Chapitre 4). Une collection de référence est particulièrement utile pour aider à cette identification. Elle est constituée

progressivement au fil des années et doit être contrôlée (validée) par un entomologiste ayant une bonne connaissance de la famille.

Pour chaque espèce identifiée, il faut conserver un exemplaire en collection. Ceci est surtout vrai pour les espèces difficiles à identifier ou pour les espèces peu communes. Il s'agit là d'une assurance de qualité, permettant ainsi un contrôle de l'identification *a posteriori*. Toutes les espèces qui proviennent de l'échantillonnage et qui sont mises en collection doivent porter le numéro de la fiche de relevé sur l'étiquette de localisation : on doit pouvoir retrouver la fiche avec les espèces (en cas de changement d'identification) mais aussi retrouver les espèces à partir de la fiche.

Envoi aux spécialistes

En cas d'un échec d'identification ou de doute sur l'identification, il est nécessaire de faire appel à des compétences extérieures en ciblant dans un premier temps des compétences régionales. Un contact préalable est nécessaire avant d'envoyer un échantillon de façon à ne pas submerger d'échantillons un entomologiste souvent déjà débordé par de nombreux insectes en attente d'étude. Il est d'usage d'abandonner quelques individus à tout spécialiste sollicité.

Les espèces seront soit préparées selon les indications du spécialiste, soit reconditionnées en alcool faiblement titré (45°). Dans tous les cas, joindre des étiquettes de localisation en même temps que les insectes.

Reconditionnement

Préférer le reconditionnement en tube hermétique (par exemple en micro-tube type Eppendorf 1,5 ml pour les petits insectes, cf. photo [ci-dessous](#)). Placer l'étiquette à l'intérieur du tube en s'assurant qu'elle est bien lisible de l'extérieur (attention à la qualité de l'encre utilisée et à sa longévité).

Cas des insectes n'appartenant pas à des groupes ciblés par l'inventaire

Lors d'un inventaire, il est habituel de recueillir par piégeage de nombreuses espèces dans des groupes qui ne font pas partie des objectifs initiaux. Par principe l'ensemble des insectes est conservé. A l'issue du tri à l'ordre ou la famille, les insectes non cibles sont stockés dans un flacon rempli d'alcool à 45° avec une étiquette précise donnant l'ensemble des renseignements sur la méthode de capture (voir plus haut). Ces échantillons pourront alors faire l'objet d'une étude ultérieure.

V - CONSERVATION

Les échantillons sont conservés à l'abri de la lumière directe du soleil (risque de décoloration), dans un local sec. Lorsqu'il s'agit d'un stockage en flacons ou tubes remplis d'alcool, un contrôle régulier du niveau du liquide est effectué (compléter en cas d'évaporation pour que les insectes baignent toujours dans le liquide).

Un stockage à sec est déconseillé en dehors d'insectes montés en boîte de collection (piqués par une épingle ou collés sur une paillette de carton). En effet, desséchés les insectes deviennent très cassants et les appendices (pattes, antennes...) indispensables à la détermination se séparent fréquemment du corps lors d'un stockage prolongé sauf si ce stockage a lieu dans de très bonnes conditions en boîte sur coton cardé (cf. photo [ci-dessous](#)). Faute de place suffisante, il est conseillé de se rapprocher des Museums régionaux d'histoire naturelle pour l'archivage de certaines collections de référence.



Photo 29 : Exemple de conditionnement en boîte sur coton cardé (boîte Caubère, référence 546 de dimensions 60 x 45 x 8 mm ou référence 756 de dimensions 80 x 65 x 8 mm).

VI - VALORISATION DES DONNEES NOUVELLES

Lorsqu'on confie du matériel à identifier à un entomologiste spécialiste il faut que celui-ci puisse valoriser les données qu'il juge intéressantes. Ainsi, en cas de découverte scientifique majeure (espèce nouvelle pour la France ou espèce nouvelle pour la science) l'identificateur de la donnée doit pouvoir publier l'information dans la revue scientifique de son choix, en citant les commanditaires et le cadre de l'étude. En cas d'espèce nouvelle pour la science, le descripteur s'engage à déposer au

moins un type (l'holotype et si possible l'allotype) au Muséum National d'Histoire Naturelle de Paris.

VII - GESTION DES DONNEES D'INVENTAIRE

Il faut prévoir dès le départ l'informatisation des données. C'est une phase indispensable qui permet la valorisation de l'inventaire et un partage, une mutualisation des résultats bruts à différentes échelles (régionales, nationales). Chaque inventaire dans une forêt donnée est une nouvelle pierre pour l'édifice de la connaissance des espèces (statut, répartition, biologie, phénologie ...).

Il existe différents logiciels de gestion des données naturalistes et scientifiques. Certains, structures ou particuliers, ont développé leur propre base de données (BD) pour un usage personnel mais d'autres ont développé des BD très complètes mises à disposition d'autres utilisateurs. On peut citer, par exemple, le logiciel Data Fauna Flora de l'Université de Mons-Hainaut (Belgique), la BD Serena des Réserves Naturelles de France ou la Base de Données Naturalistes de l'ONF.

Outre, le stockage des données, ces dernières BD permettent leur centralisation et l'échange entre utilisateurs du même réseau (Réserves Naturelles, agences de l'ONF ...), ainsi que l'envoi des données aux DIREN de rattachement.

I - DEONTOLOGIE

Les études impliquent la plupart du temps des prélèvements d'insectes dans la nature. Les entomologistes se doivent d'orienter ces études vers une meilleure connaissance du monde des insectes tout en contribuant à la conservation des milieux dans lesquels ils vivent.

Vu la dégradation du milieu naturel, et même en étant conscient que la destruction des biotopes constitue une menace bien plus grave que la récolte des insectes, la récolte des insectes comme un but en soi n'est plus admissible. Tout prélèvement de matériel doit pouvoir être justifié par des objectifs scientifiques (recherche, inventaire, suivi de la faune entomologique ...) ou pédagogiques.

Il convient donc :

- de limiter au strict minimum la récolte de spécimens par un plan d'échantillonnage adapté aux objectifs de l'étude ;
- de n'utiliser qu'exceptionnellement des pièges automatiques non sélectifs pendant une longue durée dans le même secteur et d'en limiter le nombre au strict besoin de l'étude en cours ;
- d'optimiser la sélectivité du piège vis-à-vis du groupe étudié afin d'éviter le gaspillage de matériel biologique et la défaunation ;
- de s'interdire toute capture volontaire d'insectes protégés ;
- de respecter l'intégrité des biotopes prospectés ;
- de protéger la grande faune en utilisant dans les pièges des produits à toxicité minimale, et réduire si possible la capture de micromammifères et batraciens (grilles...);
- de conserver le matériel piégé pour des études ultérieures et de confier le matériel non étudié à d'autres spécialistes.

Respect de la réglementation :

L'entomologiste respecte la réglementation nationale relative à la protection de la nature sur le territoire de la République Française et la réglementation européenne lorsque celle-ci est directement applicable aux Etats membres. Toute pratique qui contreviendrait à une réglementation existante ne peut être envisagée qu'après une autorisation préalable des services compétents. Notamment tout

inventaire dans les espaces protégés (Réserves Naturelles, zones centrales de Parc National, etc.) est soumis à une autorisation préalable de leur service scientifique. Les Directions Régionales de l'Environnement (DIREN) instruisent les demandes de captures d'espèces protégées. Les délais d'obtention d'une telle autorisation pouvant être assez long ils sont à intégrer dans le calendrier de réalisation de l'étude.

Propriété des données, publication

Les données brutes sont propriétés de l'opérateur, « inventeur », qui doit en garder le bénéfice scientifique (De Beaufort et Maurin, 1988) et pouvoir en disposer pour des travaux ultérieurs. Les données de l'inventaire sont compilées dans un rapport final remis au commanditaire de l'étude. Elles peuvent alors être publiées en citant d'une part les sources de données scientifiques (inventeur, déterminateur, confirmation scientifique) et d'autre part le donneur d'ordre et éventuellement les financeurs.

La propriété des spécimens récoltés doit être clairement définie dans une convention préalablement à l'opération d'inventaire. La constitution de collection de référence pour un site donné conservée par le gestionnaire à titre pédagogique par exemple peut être une bonne chose sous condition qu'il soit prévu un stockage adéquat et un entretien de ces collections. Sinon il est préférable que les spécimens soient conservés par les entomologistes.

Références Bibliographiques :

- Ancelle T.**, 2002. *Statistique Epidémiologie*. Maloine, Paris, 300 p.
- Anderson D.R., Burnham K.P., Gould W.R. et Cherry S.**, 2001. Concerns about finding effects that are actually spurious. *Wildlife Society Bulletin*, 29, 1, p. 311-316.
- Bonneil P.**, 2005. *Diversité et structure des communautés de Lépidoptères nocturnes en chênaie de plaine dans un contexte de conversion vers la futaie régulière*. Thèse de Doctorat, Ecologie, Muséum National d'Histoire Naturelle, 227 p.
- Conroy M.J.**, 1996. Designing surveys of forest diversity using statistical sampling principles. In Kohl M. et Gertner G.Z. (Eds), *Caring for the forest. Research in a changing world. Statistics, mathematics and computers. Meeting of IUFRO S4.11-00 held at IUFRO 20th World Congress*, Birmensdorf Switzerland, Swiss Federal Institute for Forest, Snow and Landscape Research (WSL/FNP), p. 117-143.
- Dauffy-Richard E. et Archaux F.**, 2007. *Méthodes d'échantillonnage des Coléoptères Carabiques : biais inter-habitats et nombre minimal d'unités d'échantillonnage pour estimer la richesse spécifique*. Rapport de convention d'appui technique ONF-Cemagref, Cemagref, Nogent-surVernisson, 40 p.
- Debinski D.M. et Humphrey P.S.**, 1997. An integrated approach to biological diversity assessment. *Natural Areas Journal*, 17, 4, p. 355-365.
- Dufrêne M. et Desender K.**, 2006. *L'érosion de la biodiversité : les carabides*. Etat de l'environnement wallon : Etudes – Expertises, MRW/DGRNE/CRNFB et KBIN/IRScNB, 28 p.
- Frontier S.**, 1983. *Stratégies d'échantillonnage en écologie*. Masson, Paris, 494 p.
- Gosselin F. et Gosselin M.**, 2004. Analyser les variations de biodiversité : outils et méthodes. In Gosselin M. et Larroussinie O. (Rédacteurs en chef), *Biodiversité et gestion forestière : connaître pour préserver - synthèse bibliographique*. Coédition GIP Ecofor - Cemagref Editions, Antony, p. 58-99.
- Goupy J.**, 1988. *La méthode des plans d'expériences. Optimisation du choix des essais et de l'interprétation des résultats*. Dunod, Paris, 303 p.
- Greenwood J.J.D.**, 1996. Basic techniques. In Sutherland W.J. (Eds), *Ecological census techniques - a handbook*. Cambridge University Press, Cambridge, UK, p. 11-110.
- Hurlbert S.H.**, 1984. Pseudoreplication and the design of ecological field experiments. *Ecological Monographs*, 54, p. 187-211.
- Ims R. et Yoccoz N.**, 1997. *Ecological methodology : study design and statistical analysis*. University of Oslo - Department of Biology, Oslo.
- Jager J.C. et Looman C.W.N.**, 1995. Data collection. In Jongman R.H.G., ter Braak C.J.F. et van Tongeren O.F.R. (Eds), *Data analysis in community and landscape ecology*. Cambridge University Press, Cambridge, p. 10-28.
- Jayaraman K.**, 1999. *Manuel de statistique pour la recherche forestière*. Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture - Coopération Hollandaise - Commission Européenne, 242 p.
- Koivula M.**, 2002. Alternative harvesting methods and boreal carabid beetles (*Coleoptera, Carabidae*). *Forest Ecology and Management*, 167, 1-3, p. 103-121.
- Krebs C.J.**, 1999. *Ecological methodology*. Benjamin/Cummings, Addison-Wesley Longman Educational Publishers, New York, NY, 620 p.
- Legendre P.**, 2007. Plans d'échantillonnage et plans d'expérience, Notes de cours Bio2041, Université de Montréal, disponibles sur http://www.biol09.biol.umontreal.ca/BIO2041/pdf/Sujet_02- Presentation.pdf
- Richard E.**, 2004. *Réponse des communautés de Carabiques à la conversion en futaie régulière de chêne : aspects écologiques et méthodologiques*. Thèse de Doctorat, Sciences de l'Environnement, ENGREF, Paris, 446 p.
- Sutherland W.J.**, 1996. Why census ? In Sutherland W.J. (Eds), *Ecological census techniques: a handbook*. Cambridge University Press, p. 1-10.
- Underwood A.J.**, 1997. *Experiments in ecology: logical design and interpretation using analysis of variance*. Cambridge University Press, Cambridge, xviii+504 p.
- Yoccoz N.G.**, 2000. *Parc National des Ecrins. Suivi ornithologique en continu (SOC)*. Institut Norvégien de Recherche sur l'Environnement, Tromsø, Norvège.

- Yoccoz N.G., Nichols J.D. et Boulinier T.**, 2001. Monitoring of biological diversity in space and time. *Trends in Ecology and Evolution*, 16, 8, p. 446-453.
- AFNOR**, 2004. Qualité de l'eau - Détermination de l'indice biologique global normalisé (IBGN). Norme NF T90-350, 16 p.
- Chauvin R.**, 1948. De la méthode en Ecologie entomologique, *Rev. Scient.*, 86, p. 627-633.
- Fraival A.**, 1997. L'étude des populations : un problème difficile, *Insectes*, 107, p. 29-30.
- Lamotte M. et Bourlière F.**, 1969. Problèmes d'écologie: l'échantillonnage des peuplements animaux des milieux terrestres, Paris, Masson, 303 p.
- Marshall S.A., Anderson R.S., Roughley R.E., Behan-Pelletier V. et Danks H.V.**, 1994. Terrestrial arthropod diversity : planning a study and recommended sampling-techniques, *Bulletin of Entomological Society of Canada*, 26, p. 1-33.
- Mora F.**, 1994. Techniques et méthodes d'échantillonnage des peuplements d'invertébrés épigés circulant en système forestier exploité ou non, Lyon, DEA Analyse et modélisation des systèmes biologiques.
- Robert J.C.**, 1992. Le Piège Entomologique Composite (PEC): une technique d'échantillonnage à large spectre de l'entomofaune terrestre circulante, *Bulletin de la Société Entomologique de Suisse*, 65, p. 395-411.
- Robert J.Y.**, 1991. Les techniques d'étude des structures des peuplements d'invertébrés terrestres épigés, Lyon, DEA Analyse et modélisation des systèmes biologiques.
- Southwood T.R.E.**, 1978. *Ecological methods with particular reference to the study of insect populations*, London, Chapman et Hall, 524 p.
- Southwood T.R.E. et Henderson P.A.**, 2000. *Ecological methods*, Blackwell Science, 576 p.
- Baars M.A.**, 1979. Catches in pitfall traps in relation to mean densities of carabid beetles. *Oecologia*, 41, p. 25-46.
- Barber, H.S.** 1931. Traps for cave-inhabiting insects. *Journal of the Elisha Mitchell Scientific Society* 46:259-266.
- Bouget, C.**, 2001. Echantillonnage des communautés de Coléoptères Carabiques en milieu forestier. Relation espèces-milieu et variations d'efficacité du piège à fosse. *Symbioses Nouvelle série*, 55-64.
- Bouget, C.**, 2004. Chablais et diversité des Coléoptères en forêt feuillue de plaine : impact à court terme de la trouée, de sa surface et de son contexte paysager. Thèse de doctorat, Ecologie. Paris: Muséum National d'Histoire Naturelle.
- Digweed, S. C., Currie, C. R., Carcamo, H. A. et Spence, J. R.**, 1995. Digging out the "digging-in effect" of pitfall traps: Influences of depletion and disturbance on catches of ground beetles (Coleoptera: Carabidae). *Pedobiologia* 39, 561-576.
- Dorman, D. C. et Haschek, W.**, 1991. Fatal propylene glycol toxicosis in a horse. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 198, 1643-1644.
- Greenslade P.J.M.**, 1964. Pitfall trapping as a method for studying populations of Carabidae (Coleoptera). *Journal of Animal Ecology*, 33, p. 301-310.
- Grove, S. J.**, 2000. Trunk window trapping : an effective technique for sampling tropical saproxylic beetles. *Memoirs of the Queensland Museum* 46, 149-160.
- Hall D.W.**, 1991. The environmental hazard of ethylene glycol in insect pitfall traps. *The Coleopterists Bulletin*, 45, p. 193-194.
- Holopainen, J. K.**, 1990. Influence of ethylene glycol on the numbers of carabids and other soil arthropods caught in pitfall traps. In *The role of ground beetles in ecological and environmental studies* (ed. N. E. Stork), pp. 339-341. Andover: Intercept Ltd.
- Judas, M. et Schaefer, M.**, 2002. Regionalization of macrofauna populations. In *Spatial modeling in forest ecology and management : a case study* (ed. M. Jansen, M. Judas *et al.*), pp. 87-111. Berlin ; Heidelberg ; New York: Springer-Verlag.
- Koivula, M., Kotze, D., Hiisivuori, L. et Rita, H.**, 2003. Pitfall trap efficiency: Do trap size, collecting fluid and vegetation structure matter ?. *Entomologica Fennica* 14, 1-14.
- Lemieux, J. P. et Lindgren, B. S.**, 1999. A pitfall trap for large scale trapping of Carabidae : comparison against conventional design, using two different preservatives. *Pedobiologia* 43, 245-253.
- Marshall, D. A. et Doty, R. L.**, 1990. Taste responses of dogs to ethylene glycol, propylene glycol and ethylene glycol-based antifreeze. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 12, 1599-1602.
- Batra P.**, 2006. Tropical ecology, assessment, and monitoring (TEAM) initiative. Butterfly monitoring protocol. Conservation international. Version 2.01. 17 p. Disponible en ligne : <http://www.teamnetwork.org/portal/server.pt/gateway>
- Brustel H.**, 2004. Coléoptères saproxyliques et valeur biologique des forêts françaises (Thèse). ONF, Les dossiers forestiers, n°13, 297 p.
- Cambefort Y.**, 1984. Étude écologique des Coléoptères Scarabaeidae de Côte d'Ivoire. *Travaux des chercheurs de la station de Lamto (R.C.I.)* n°3, 320 p.

- Cerdan P., Horeau V. et Richard S.**, 1993. Les Sphingidae de forêt en Guyane française : comparaison des populations en forêt inondable et non inondable. *Hydroécologie appliquée*, 5(2) : 97- 106 (ISSN 1147-9213).
- Chalumeau F. et Tourout J.**, 2005. Les Cerambycidae des Petites Antilles. Taxonomie, éthologie, biogéographie. Pensoft Series Faunistica N°51. Pensoft publisher, Sofia-Moscow. 274 p. (ISBN 9546422452).
- Chey V.K, Holloway J.D. et Speight M.R.**, 1997. Diversity of moth in forest plantations and natural forests in Sabah. *Bulletin of Entomological Research*. 87 : 371-385.
- Chey V.K., Holloway J.D., Hambler C. et Speight M.R.**, 1998. Canopy knockdown of arthropods in exotic plantations and natural forest in Sabah, north-east Borneo, using insecticidal mist-blowing. *Bulletin of Entomological Research*. 88 : 15-24.
- Clark T. E. et Samways M. J.**, 1997. Sampling arthropod diversity for urban ecological landscaping in a species-rich southern hemisphere botanic garden. *Journal of Insect Conservation*, 1 (4) : 221-234.
- D'Abbrera, B.**, 1986. Sphingidae Mundi. Hawk moths of the world. E. W. Classey, Melbourne. 225 p.
- Daily G. C. et Ehrich P. R.**, 1995. Preservation of biodiversity in small rain forest patches : rapid evaluation using butterfly trapping. *Biodiversity and Conservation* 4 : 35-55.
- Davis A. L. V. et Philips. T. K.**, 2005. Effect of Deforestation on a Southwest Ghana Dung Beetle Assemblage (Coleoptera: Scarabaeidae) at the Periphery of Ankasa Conservation Area. *Environmental Entomology* : 1081-1088.
- Dégallier N.**, 2004. Coléoptères Histeridae de Guyane français. In Gombauld *et al.*, 2004. Insectes de Guyane : beauté et diversité. SEPANGUY, Collection Nature Guyanaise, Cayenne : 67-74.
- Dégallier N., Charles-Dominique P. et Gérard H.**, 2004. Étude par piégeage lumineux de l'abondance saisonnière d'insectes forestiers en Guyane française. *Bulletin de la Société entomologique de France*, 109(5) : 473-484.
- Estrada A., Halffter G., Coates-Estrada R. et Meritt Jr. D. A.**, 1993. Dung beetles attracted to mammalian herbivore (*Alouatta palliata*) and omnivore (*Nasua narica*) dung in the tropical rain forest of Los Tuxtlas, Mexico. *Journal of Tropical Ecology*, 9 (1) : 45-54.
- Hanski I. et Cambefort Y.**, 1992. Dung beetle ecology. Princeton University Press, 520 p. (ISBN 0691087393).
- Henning S. F.**, 1988. The Charaxinae butterflies of Africa. Aloe Books, Johannesburg. 457 p.
- Hequet V.**, 1996. Longicornes de Guyane. Crestig Editeur. Silvolab Orstom, Cayenne, 36 p. 19 pls.
- Hilt N., Brehm G. et Fiedler K.**, 2006. Diversity and ensemble composition of geometrid moths along a successional gradient in the Ecuadorian Andes. *Journal of Tropical Ecology*, 22: 155-166.
- Holloway J. D., Kirk-Spriggs A. H. et Chey Vun Khen.**, 1992. The response of some rain forest insect groups to logging and conversion to plantation. *Phil. Trans. R. Soc. Lond.* 335 : 425-436.
- Joly C.**, 2003. Contribution à l'étude des Charaxinae du Ghana (Lepidoptera : Nymphalidae). *Notes faunistiques de Gembloux*, n°50 : 27-47.
- Lawton J. H., Bignell D. E., Bolton B., Bioemers G. F., Eggleton P., Hammond P. M., Hodda M., Holt R. D., Larsen T. B., Mawdsley N. A., Stork N. E., Srivastava D. S. et Watt A. D.**, 1998. Biodiversity inventories, indicator taxa and effects of habitat modification in tropical forest. *Nature*, 391 : 72-76.
- Lumaret J.-P.**, 1990. Atlas des Coléoptères Scarabéidés Laparosticti de France. Coll. Inventaire de Faune et de Flore, fascicule 1. SFF/MNHN. 419 p.
- Magurran A. E.**, 1988. Ecological Diversity and its Measurements. University Press, Cambridge. 180 p.
- Affre G. (1976): Quelques réflexions sur les méthodes de dénombrement d'oiseaux par sondages (IKA et IPA) : une approche théorique du problème. *Alauda*, 44 : 387-410.
- Bibby C.J., Burgess N.D., Hill D.A. et Mustoe S.M. (2000): *Bird Census Techniques* - Academic Press, Paris : 302 p.
- Blondel J., Ferry C. et Frochot B. (1970): La méthode des indices ponctuels d'abondance (I.P.A.) ou des relevés d'avifaune par "stations d'écoute". *Alauda*, 38 : 55-71.
- Blondel J. : (1975). L'analyse des peuplements d'oiseaux, éléments d'un diagnostic écologique : I la méthode des échantillonnages fréquentiels progressifs (E.F.P.) - *Revue d'Ecologie (La Terre et la Vie)*, 29 : 533-589.
- Blondel J. (1969): Méthodes de dénombrement des populations d'oiseaux. 97-147 p. in Lamotte et Bourlière : *Problèmes d'écologie : l'échantillonnage des peuplements animaux des milieux terrestres* - Masson, Paris : 303 p.
- Ferry C. et Frochot B. (1958) : Une méthode pour dénombrer les oiseaux nicheurs. *Revue d'écologie (La Terre et la Vie)*, 2 : 85-102.
- Julliard R. et Jiguet F. (2002) : Un suivi intégré des populations d'oiseaux communs en France. *Alauda*, 70:137-147.

Liens Internet

Le site du Centre de Recherche sur la Biologie des Populations d'Oiseaux (CRBPO)
: <http://www.mnhn.fr/mnhn/crbpo/>

Le site de Office National de la Chasse et de la Faune

Sauvage : <http://www.oncfs.gouv.fr/>

Pour en savoir plus :

- **Finnamore A.T., Winchester N.N. et Behan-Pelletier V.M.**, Protocols for measuring biodiversity: arthropod monitoring in terrestrial ecosystems :
<http://www.eman-rese.ca/eman/ecotools/protocols/terrestrial/arthropods/intro.html>
- **Schauff M.**, 1986. Collecting and preserving insects and mites : techniques and tools, Washington, USDA - Systematic Entomology Laboratory :
http://www.ars.usda.gov/SP2UserFiles/ad_hoc/12754100CollectingandPreservingInsectsandMites/col_lpres.pdf
 - Cours canadiens de Gilles Bourbonnais sur les méthodes d'échantillonnage entomologiques : www.ce-gep-ste-foy.qc.ca/profs/gbourbonnais/entomo/methodes.ppt
 - Informations sur les Indices Biologiques Normaux Globalisés (IBGN) : <http://www.inrp.fr/Acces/Bio-geo/cooper/eau/html/ibgntxt.htm>
http://www.pays-de-loire.ecologie.gouv.fr/rubrique.php3?id_rubrique=29

Pour en savoir plus :

- Généralités statistiques (en français) :
Poinsot, D. Statistiques pour statophobes :
<http://perso.univ-rennes1.fr/denis.poinsot/Statistiques%20pour%20statophobes/>
Ancelle T., 2002. Statistique Epidémiologie. Maloine, Paris, 300 p.
Falissard B., 2005. Comprendre et utiliser les statistiques dans les sciences de la vie. Masson, Paris, 372 p.
- Méthodologie d'échantillonnage (en français) :
Ancelle T., 2002. Statistique Epidémiologie. Maloine, Paris, 300 p.
Fiers V., 2003. *Études scientifiques en espaces naturels. Cadre méthodologique pour le recueil et le traitement de données naturalistes.* Cahiers techniques de l'ATEN n°72. Réserves Naturelles de France, Montpellier, 96 p.
Frontier S., 1983. Stratégies d'échantillonnage en écologie. Masson, Paris, 494 p.
Jayaraman K., 1999. Manuel de statistique pour la recherche forestière. Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture - Coopération Hollandaise - Commission Européenne, 242 p.
Kehler, D. Conception d'un plan d'échantillonnage et analyse de puissance <http://www.eman-rese.ca/rese/reports/meetings/national2005/kebler.html#part2>
Legendre P., 2007. Plans d'échantillonnage et plans d'expérience, cours Bio 2041, Université de Montréal, disponible sur <http://www.bio.umontreal.ca/legendre/BIO2041/indexexemple.html>.
Zorn P., 2004. Plan d'études - Notions élémentaires. Présentation power point, Journées scientifiques du Réseau d'Evaluation et de Surveillance Ecologique (Québec), <http://www.eman-rese.ca/rese/ecotools/studydesign/intro.html?lang=fetlanguage=français>
- Méthodologie d'échantillonnage (en anglais)
Krebs C.J., 1999. Ecological methodology. Benjamin/Cummings, Addison-Wesley Longman Educational Publishers, New York, NY, 620 p.
New T.R., 1998. *Invertebrate surveys for conservation.* Oxford University Press, 208 p.
U.S. Environmental Protection Agency : Monitoring design information : http://www.epa.gov/nheerl/arm/design-pages/monitdesign/monitoring_design_info.htm
Sutherland W.J. (Rédacteur en chef), 1996. Ecological census techniques: a handbook. Cambridge University Press, xv + 336 p.
- Généralités écologie
Grand Dictionnaire terminologique, 1992 (<http://www.granddictionnaire.com>)
Gosselin M. et Laroussinie O. (Rédacteurs en chef), 2004. Biodiversité et Gestion Forestière : connaître pour préserver - synthèse bibliographique. Co-édition GIP Ecofor - Cemagref Editions, Antony, 320 p.

- Suivi Temporel des Rhopalocères de France (STERF), Observatoire des Papillons des Jardins (OPJ)
- <http://www2.mnhn.fr/vigie-nature/spip.php?rubrique4>
- <http://www2.mnhn.fr/vigie-nature/spip.php?rubrique3>

