

L'étude des insectes en forêt :
méthodes et techniques,
éléments essentiels pour une
standardisation

Synthèse des réflexions menées
par le groupe de travail
« Inventaires Entomologiques en Forêt »
(Inv.Ent.For.)

Rédacteurs en chef
Christophe BOUGET et Louis-Michel NAGELEISEN
N° 19 - MARS 2009



OFFICE NATIONAL DES FORÊTS
OFFICE POUR LES INSECTES ET LEUR ENVIRONNEMENT
RÉSERVES NATURELLES DE FRANCE
CEMAGREF

L'ETUDE DES INSECTES EN FORET : METHODES ET TECHNIQUES, ELEMENTS ESSENTIELS POUR UNE STANDARDISATION

Synthèse des réflexions menées par le groupe de travail
« Inventaires Entomologiques en Forêt » (Inv.Ent.For.)

Coordination :
Louis-Michel NAGELEISEN

Rédacteurs en chef :
Christophe BOUGET et Louis-Michel NAGELEISEN

Secrétaire de rédaction :
Philippe BONNEIL

Comité de Rédaction :
Philippe BONNEIL, Foix (09), philbonneil@yahoo.fr
Christophe BOUGET, Cemagref, Nogent-sur-Vernisson (45), christophe.bouget@cemagref.fr
Hervé BRUSTEL, EI Purpan, Toulouse (31) hervé.brustel@purpan.fr
Pierre-Henri DALENS, Rémire-Montjoly (97), ph.dalens@laposte.net
Emmanuelle DAUFFY-RICHARD, Cemagref, Nogent-sur-Vernisson (45),
emmanuelle.dauffy-richard@cemagref.fr
Louis-Michel Nageleisen, MAAP-DSF, Champenoux (54),
louis.michel.nageleisen@gmail.com
Thierry NOBLECOURT, ONF, Quillan (11), thierry.noblecourt@onf.fr
Anne VALLET, Entomo-Logic, Nancy (54), avallet2@orange.fr
Jean-Pierre SARTHOU, INRA-ENSAT, Castanet – Tolosan (31), sarthou@ensat.fr
Julien TOUROULT, ONF, Paris (75), julien.touroult@onf.fr

LES DOSSIERS FORESTIERS n°19

Mars 2009

Edité par l'**Office national des forêts**
2 avenue de Saint-Mandé – F – 75570 Paris cedex 12
www.onf.fr



Document réalisé grâce à la contribution financière de :



*Les opinions exprimées dans ce document n'engagent que leurs auteurs
et ne constituent en aucune façon une prise de position officielle de l'Office national des forêts.*

Pour citer ce document, tout ou partie :

Nageleisen, L.M. & Bouget, C., coord., 2009. *L'étude des insectes en forêt : méthodes et techniques, éléments essentiels pour une standardisation. Synthèse des réflexions menées par le groupe de travail « Inventaires Entomologiques en Forêt » (Inv.Ent.For.)*. Les Dossiers Forestiers n°19, Office National des Forêts, 144 p.

Bonneil, P., 2009. Catalogue des méthodes d'échantillonnage entomologique. In : Nageleisen, L.M. & Bouget, C. (coord). *L'étude des insectes en forêt : méthodes et techniques, éléments essentiels pour une standardisation. Synthèse des réflexions menées par le groupe de travail « Inventaires Entomologiques en Forêt » (Inv.Ent.For.)*, Les Dossiers Forestiers n°19, Office National des Forêts, p. 36-52.

Ce document fait l'objet d'une traduction en anglais :

Nageleisen, L.M. & Bouget, C., coord., 2009. « *Forest insect studies: methods and techniques. Key considerations for standardisation. An overview of the reflections of the « Entomological Forest Inventories » working group (Inv.Ent.For)* ». Les Dossiers Forestiers n°19, Office National des Forêts, 144 p.

LE MOT DE LA REDACTION

Cet ouvrage est précieux, précieux car complet. Cela peut sembler surprenant s'agissant de l'univers des insectes. Bien entendu, il ne traite pas de l'ensemble des espèces fréquentant les milieux forestiers. Quelques tomes n'y suffiraient pas. Son originalité – et son utilité – tient à l'ensemble des thématiques abordées et à la manière dont ces sujets sont traités.

Cet ouvrage insiste sur la nécessité de penser à la fois le plan d'échantillonnage et la (ou les) méthodes de capture relatifs aux objectifs poursuivis. Ces méthodes sont décrites avec leurs avantages et leurs inconvénients car les contingences humaines et financières imposent des choix. Or ceux-ci conditionnent fortement les conclusions qui pourront être tirées des données récoltées.

Une bonne description de l'échantillonnage et de la technique de capture permet aussi de mutualiser au mieux les données et de permettre des comparaisons pour juger de la pertinence de telle ou telle action sur le milieu. Cet ouvrage s'adresse ainsi autant aux naturalistes et scientifiques qu'aux gestionnaires. Il est un trait d'union entre ces différents acteurs pour qu'ensemble les choix d'étude soient bien compris.

L'originalité de cet ouvrage tient aussi au fait d'avoir rassemblé des auteurs très complémentaires pour offrir au lecteur le meilleur de ce qui est connu, en replaçant toujours les informations données dans le contexte des objectifs fixés et des résultats attendus. Ces auteurs ont travaillé longuement ensemble, confrontant leur expérience. Qu'ils en soient chaudement remerciés.

A l'heure où les enjeux de conservation de la biodiversité appellent une expertise de plus en plus poussée, la constitution de bases de données permettant de fonder analyses et scénarios est un préalable nécessaire. Cet ouvrage y contribue fortement. Le système d'information sur la nature et les paysages, porté par le ministère chargé de l'écologie et le Muséum national d'histoire naturelle, pourra ainsi bénéficier d'un ouvrage de référence pour les inventaires entomologiques en forêt.

Largement diffusé, cet ouvrage doit permettre aux inventaires entomologiques de se développer et de contribuer à une meilleure connaissance de notre diversité biologique et à sa conservation.

Jacques TROUVILLIEZ
Directeur du service du patrimoine naturel
Muséum national d'histoire naturelle

PREAMBULE

Le groupe de travail Inv.Ent.For. a été créé au cours de l'année 2001 à la suite de demandes multiples de gestionnaires d'espaces naturels forestiers (Office National des Forêts, Réserves Naturelles de France, Parcs Naturels Régionaux, Conservatoires Régionaux d'Espaces Naturels) en matière d'inventaire entomologique.

Groupe informel, il est composé de personnes provenant de deux origines principales :

- 1) des entomologistes ayant une expérience en forêt et appartenant à divers organismes :
 - Département de la Santé des Forêts
 - Inra de Bordeaux, Orléans, Montpellier et Versailles
 - Cemagref de Nogent/Vernisson
 - Muséum National d'Histoire Naturelle de Paris
 - Muséum d'Histoire Naturelle de Troyes
 - Universités françaises et belges : Grenoble, Orléans, Toulouse (école d'ingénieurs de Purpan), Gembloux
 - Muséum d'Histoire Naturelle du Luxembourg
 - Office National des Forêts (réseau interne d'entomologistes)
 - Office Pour les Insectes et leur Environnement
 - diverses associations entomologiques régionales
 - bureaux d'étude (entomologistes professionnels indépendants)
- 2) des gestionnaires, demandeurs de méthodologie d'inventaires, ou plus directement d'inventaires et des partenaires institutionnels :
 - Office National des Forêts
 - Réserves Naturelles de France (réseau forêt)
 - Parcs Naturels Régionaux
 - Ministère de l'Agriculture et de la Pêche
 - Ministère de l'Ecologie, de l'Energie, du Développement Durable et de la Mer
 - Collectivités territoriales.

Les objectifs du groupe de travail sont les suivants :

- 1 - établir un cahier des clauses techniques des inventaires en fixant un cadre minimal pour un inventaire. Ce cadre minimal doit préciser les groupes d'insectes à inventorier selon les objectifs assignés à l'inventaire, les méthodes d'échantillonnage et la durée minimale d'inventaire
- 2 - lister les ressources en matière de détermination
- 3 - rédiger un cadre déontologique sur l'utilisation des données d'inventaires
- 4 - établir des recommandations pour une gestion forestière respectueuse de l'entomofaune.

Le présent document répond essentiellement au premier objectif c'est-à-dire **proposer aux gestionnaires d'espaces naturels forestiers et aux entomologistes impliqués à la demande de ces gestionnaires dans une opération d'inventaire un cadre technique minimal et standardisé**. De ce fait il n'est en aucun cas un précis d'entomologie listant de manière exhaustive les méthodes d'inventaire des différents groupes constituant l'entomofaune forestière.

La réalisation de ce document a été rendue possible grâce aux contributions financières de l'Office National des Forêts, du Cemagref, de l'Office Pour les Insectes et leur Environnement et de Réserves Naturelles de France.

RÉSUMÉ / SUMMARY

Par leur immense diversité, leur rôle écologique majeur et le caractère bio-indicateur de certains, la prise en compte des insectes dans la gestion et la conservation des espaces naturels est croissante depuis une dizaine d'années.

Cependant, l'étude de ce groupe souffre d'un manque de ressources professionnelles (entomologistes professionnels, formation) et d'une connaissance encore trop lacunaire de la part des gestionnaires, pourtant fortement intéressés par ce vaste groupe.

Du simple état des lieux (inventaire) à l'étude de l'effet d'un type de gestion (étude comparative) en passant par des suivis, l'approche de la diversité entomologique passe par des méthodes et des techniques d'échantillonnage particulières.

Les gestionnaires d'espaces forestiers ont depuis longtemps mené des études entomologiques avec des divergences fréquentes, d'un site à un autre, dans les protocoles d'échantillonnage et les groupes taxonomiques abordés. Ces approches quasi- indépendantes de la part d'un gestionnaire à un autre conduisent à une comparaison des résultats entre sites difficile.

En 2001, à la demande d'organismes gestionnaires, un groupe de travail dénommé Inv.Ent.For. (Inventaires Entomologiques en Forêt) s'est constitué pour mener une réflexion sur la prise en compte de la faune entomologique dans les espaces naturels forestiers. Composé d'entomologistes professionnels (chercheurs, chargés d'étude de bureaux d'étude ou d'associations, etc.) et de gestionnaires d'espaces naturels (ONF, Réserves Naturelles de France), le groupe a eu pour objectifs de faire des propositions concrètes sur un cadre technique minimal et standardisé concernant les groupes à prendre à compte dans les études entomologiques et les méthodes permettant de les échantillonner. Le présent document présente ces propositions en cinq chapitres.

Le premier chapitre reprend des éléments conceptuels et pratiques sur la réalisation d'un inventaire ou d'un échantillonnage. Il fait le point sur les étapes incontournables d'une étude scientifique et sur l'importance de quelques grands principes à respecter.

Le deuxième chapitre dresse la liste de l'ensemble des méthodes et techniques permettant d'échantillonner les insectes, aussi bien dans les milieux terrestres, forestiers ou non, que dans les milieux aquatiques. Puis il détaille avec des conseils pratiques, quatre méthodes proposées par le groupe de travail Inv.Ent.For. pouvant être utilisées en forêt tempérée : le piège à fosse, les pièges à vitres, le piège Malaise et les pièges lumineux.

Quelques groupes entomologiques pouvant être appréhendés pour des inventaires en milieux forestiers tropicaux sont également abordés avec leurs méthodes spécifiques dans le troisième chapitre.

Face à l'impossibilité d'appréhender la colossale diversité des insectes, les membres d'Inv.Ent.For. ont dégagé cinq groupes d'insectes méritant une prise en compte systématique en forêt : les Coléoptères Carabidae et saproxyliques, les Diptères Syrphidae, les Lépidoptères diurnes et nocturnes et les Fourmis rousses (Hyménoptères). Ceux-ci sont présentés un par un dans le quatrième chapitre avec quelques généralités, l'intérêt de leur étude et les méthodes permettant de les échantillonner en fonction des objectifs assignés par le gestionnaire.

Enfin, le dernier chapitre donne des conseils pratiques sur la gestion des récoltes d'insectes, depuis le conditionnement après la récolte jusqu'à la valorisation des données d'inventaires en passant par la préparation des individus.

SUMMARY / RÉSUMÉ

Due to their high diversity, their crucial ecological roles and their use as bio-indicators, insects have been increasingly taken into account into the management of natural areas for ten years.

However, the study of insects currently suffers from a lack of professional resources (entomologists, diplomas) and from insufficient background knowledge among land managers, despite an increasing interest.

Insect studies include not only rough inventories but also monitoring designs or studies comparing the environmental effects of management practices. All these approaches require particular sampling methods.

Even though forest managers have been leading entomological studies for a long time, sampling protocols and study groups often differ between study sites. The comparison of results is therefore quite misleading.

In 2001, upon request of several land managers, a working group called Inv.Ent.For. emerged. This group, composed of professional and non-professional entomologists, aimed at defining a technical and standardized framework for forest insect sampling; i.e. key insect groups and common sampling techniques. Proposals are detailed in five chapters of this report.

Chapter 1 includes conceptual and practical information about the basic principles and steps of sampling designs.

Chapter 2 gives a detailed list of techniques to sample insects in terrestrial (not only forest) ecosystems as well as landwaters. Four families of methods are precisely described, with a practical perspective in temperate forests: pitfall traps, window-flight traps, Malaise traps and light traps. Insect groups and related techniques in tropical forests are highlighted in Chapter 3.

Since it is really difficult to encompass the huge diversity of forest insects, the Inv.Ent.For. group suggests to focus insect studies on 5 representative insect groups: ground beetles, saproxylic beetles, Hoverflies, Butterflies and moths, and *Formica* ants. The interests of these 5 groups, as well as their sampling techniques, are discussed in Chapter 4.

The last chapter points out some practical tips to maintain and preserve insect samples, from sampling to packaging, mounting and data management.

SOMMAIRE

INTRODUCTION	13
CHAPITRE 1	15
CONCEVOIR UN INVENTAIRE :	15
COMMENT CONSTRUIRE UN PLAN D'ÉCHANTILLONNAGE ?	15
I – Inventaire ou échantillonnage ?	17
II - Un échantillonnage de quoi ?	17
III - Un échantillonnage pour quoi faire ?	17
IV - Etapes d'un échantillonnage	21
V - Choix de la méthode d'échantillonnage	22
VI - Quel plan d'échantillonnage ? Les principes à respecter	23
VI - Conclusions	28
CHAPITRE 2	33
LES METHODES D'ÉCHANTILLONNAGE DES INSECTES	33
I - Catégories et classification des méthodes	35
II - Catalogue des méthodes d'échantillonnage entomologique	36
II.1 - Méthodes utilisées en milieu terrestre	36
II.1.1 - Méthodes actives	36
II.1.2 - Méthodes passives	41
II.2 - Méthodes pour échantillonner la faune de litière et du sol	47
II.3 - Méthodes utilisées en milieux aquatiques	49
II.3.1 - Méthodes actives	49
II.3.2 - Méthodes passives	50
III - Les méthodes proposées par le groupe Inv.Ent.For. en forêt tempérée	53
III.1 - Le piège à fosse	53
III.2 - Les pièges vitres	58
III.3 - Le piège Malaise	63
III.4 - Les pièges lumineux	66
CHAPITRE 3	69
APERÇU DES METHODES ET GROUPES D'INSECTES UTILES POUR LES	
INVENTAIRES ENTOMOLOGIQUES DANS LES MILIEUX FORESTIERS TROPICAUX.	69
I - Quelques groupes taxonomiques pouvant se prêter à des inventaires et à une interprétation écologique	71
I.1 - Les Lépidoptères	71
I.2 - Les Coléoptères Scarabaeidae	72
I.3 Les Coléoptères Cicindelidae (Cicindèles)	73
I.4 Les Coléoptères saproxyliques	74
II - Quelques méthodes utilisables en milieu tropical	74
II.1 Les pièges d'interception	74
II.2 - Le « fogging »	76
II.3 - Les enceintes à émergence	76
II.4 - Le piège lumineux	78
II.5 - Les pièges à appât olfactif	80
III - Prise en compte de la saisonnalité	84
IV - Limites et perspectives	85
CHAPITRE 4	89
LES GROUPES D'INSECTES CIBLES EN FORET TEMPEREE	89
I - Les Coléoptères Carabidae	91
I.1 - Présentation du groupe	91
I.2 - Intérêts	91
I.3 - L'échantillonnage	93
I.4 - Sur le terrain	95
II - Les Coléoptères saproxyliques	99

II.1 - Présentation du groupe.....	99
II.2 - Intérêts.....	101
II.3 - L'échantillonnage.....	101
II.4 - Sur le terrain.....	103
II.5 - Travail au laboratoire : tri et détermination.....	104
III - Les Lépidoptères.....	111
III.1 - Présentation du groupe.....	111
III.2 - Intérêts.....	111
III.3 - L'échantillonnage.....	112
III.4 - Sur le terrain.....	113
III.5 - Au laboratoire.....	114
IV - Les Syrphes.....	117
IV.1 - Présentation du groupe.....	117
IV.2 - Intérêt.....	117
IV.3 - L'étude des Syrphes grâce à Syrph-The-Net.....	118
IV.4 - L'échantillonnage.....	120
IV.5 - Sur le terrain.....	120
IV.6 - Au laboratoire.....	121
V - Les Fourmis rousses des bois.....	123
V.1 - Présentation du groupe.....	123
V.2 - Intérêt.....	123
V.3 - L'échantillonnage.....	123
V.4 - Sur le terrain.....	124
V.5 - Caractérisation des populations de Fourmis rousses.....	125
VI - Synthèse sur les méthodes d'échantillonnage selon les groupes à étudier en forêt.....	129
CHAPITRE 5.....	131
GESTION DES RECOLTES	131
I - Conditionnement des échantillons lors de la récolte.....	133
II -Préparation du tri des échantillons.....	133
III - Tri des échantillons.....	135
IV - Identification.....	136
V - Conservation.....	137
VI - Valorisation des données nouvelles.....	137
VII - Gestion des données d'inventaire.....	137
VIII - Déontologie.....	138
Liste des figures	140
Liste des tableaux	141
Liste des encarts.....	142
Liste des photos.....	143
Remerciements.....	144

INTRODUCTION

(Louis-Michel Nageleisen)

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.

C'est dans ce contexte, en prenant en compte d'une part les impératifs et les attentes des gestionnaires, d'autre part les contraintes et les limites liées à l'entomofaune, que le groupe de travail Inv.Ent.For. a travaillé en réunissant des gestionnaires et des entomologistes. L'objectif final est de **proposer** aux gestionnaires d'espaces naturels forestiers et aux entomologistes impliqués dans une opération d'inventaire à la demande de ces gestionnaires, **un cadre technique minimal standardisé**. Ce cadre devrait permettre d'obtenir des résultats utiles localement à la connaissance et à la gestion, comparables à des études similaires réalisées ailleurs et extrapolables à plus large échelle pour contribuer à un état des lieux de l'entomofaune régionale et nationale.

CHAPITRE 1

CONCEVOIR UN INVENTAIRE :

Comment construire un plan d'échantillonnage ?

(Emmanuelle Dauffy-Richard, Philippe Bonneil et Christophe Bouget)

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 fourmières 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 donnés, en référence à une question précise.

II - 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.

III - 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.

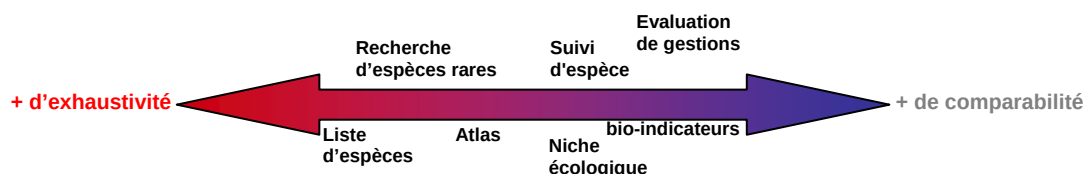


Figure 1 : Priorité à l'exhaustivité ou à la comparabilité de l'échantillonnage selon l'objectif de l'inventaire.

¹ Zones Naturelles d'Intérêt Ecologique Faunistique et Floristique.

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).

Encart 1 : Le degré de contraintes pour l'échantillonnage dépend de l'approche suivie (cf. Richard, 2004).

Standardiser les méthodes de collecte et bien représenter le groupe entomologique visé (la population statistique) sont des conditions nécessaires pour autoriser la comparaison d'inventaires et donner des premiers éléments de réponse à des questions **exploratoires** (exemples : atlas, suivi d'espèces patrimoniales, caractérisation des exigences écologiques d'une espèce, etc.).

Mais, ces deux conditions ne sont pas toujours suffisantes pour fournir des résultats robustes. En effet, des tendances fortuites risquent d'apparaître sous le simple effet du hasard ou d'autres facteurs cachés (Anderson *et al.*, 2001). On pourra donc **émettre des hypothèses en conclusion de l'étude** (hypothèse *a posteriori*), **mais sans pouvoir réellement les tester.**

Pour aller plus loin, il faudra ensuite vérifier (ou contredire) ces hypothèses dans une étude ultérieure plus ciblée (**approche confirmatoire**), en s'appuyant sur un plan d'échantillonnage construit pour mimer une expérience sur le terrain (**expérience mensurative**, Hurlbert, 1984 ; Krebs, 1999). Par exemple, pour savoir si la biodiversité des Carabidae diffère selon le traitement sylvicole en futaie régulière *versus* irrégulière, il nous faudra stratifier l'échantillonnage sur le facteur « mode de traitement sylvicole », en veillant aux principes de répétition, contrôle et équilibre des unités d'échantillonnage (cf. Encart 4). Ces précautions permettront de tester l'hypothèse à l'origine de l'étude, formulée à partir d'études précédentes (bibliographie) ou de sa propre expérience naturaliste. Exemple : « H1- La futaie irrégulière abriterait davantage d'espèces forestières que la futaie régulière. ».

Cependant, malgré sa rigueur, cette approche reste, comme la précédente, **descriptive**. Pour pouvoir généraliser les résultats, il faudrait répéter cette expérience mensurative dans différents contextes ou chercher à comprendre les processus à l'origine de ces patrons de corrélation.

Ce dernier cas implique de s'intéresser aux mécanismes des phénomènes observés dans la nature et revient donc à chercher à **prouver la relation de cause à effet entre deux phénomènes** (Exemple : « La coupe rase fait-elle disparaître les espèces forestières de Carabidae ? Au bout de combien d'années ? »). Or, seuls des outils comme la modélisation et de véritables expériences (expérience **manipulative**, Hurlbert, 1984 ; Krebs, 1999, cf. Encart 6) permettent de concourir à l'explication des phénomènes naturels.

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.

	Qualités requises de l'échantillonnage						Type d'approche			
							faunistique	comparative exploratoire	comparative confirmatoire	Expérimental mécanistique
	exhaustif	représentatif	précis, robuste	comparable	mensuratif ²	manipulatif ²				
	▲ 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	++++	++	+	+						
recherche d'espèces rares	+++	++	+	+						
atlas, cartographie	++	+++	++	++	+			+		
suiti 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)	+	++	++++	++++	++++	++++				++++
Objectifs de l'inventaire										

IV - ETAPES D'UN ECHANTILLONNAGE

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

1. 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.

2. 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.

3. 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.).

4. 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) ;
- 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.

5. 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.

6. 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.

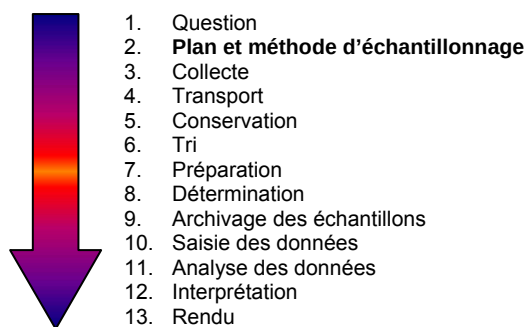


Figure 2 : Place de l'échantillonnage dans une étude entomologique.

V - 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.

VI - 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).

Encart 2 : Comment assurer la représentativité ?

C'est le **tirage aléatoire** (exemple : Figure 3.a) d'un grand nombre d'unités d'échantillonnage (**répétitions**) qui permet d'assurer la **représentativité** de la population statistique visée (exemple : les communautés d'insectes du site) : une image réduite mais fidèle, *i.e.* sans biais (Ancelle, 2002).

Cependant, l'**échantillonnage systématique**, qui consiste à sélectionner les unités d'échantillonnage de manière régulière dans l'espace et/ou dans le temps (exemple : grille, Figure 3.b), est souvent préféré à l'échantillonnage aléatoire en écologie, notamment pour des objectifs de cartographie ou de suivi, car il est plus pratique et moins coûteux sur le terrain pour bien couvrir une zone d'étude. Il faut cependant vérifier ses conditions de validité (cf. Greenwood, p 79 ; Ims et Yoccoz, 1997, p 66 ; Krebs, 1999, p 291-293).

Pour prendre en compte l'effet d'un facteur primordial (exemple : effet de la coupe de régénération), l'**échantillonnage aléatoire stratifié** consiste à subdiviser la population hétérogène en sous-populations (strates) plus homogènes, mutuellement exclusives et collectivement exhaustives. Au sein de chaque strate, les unités d'échantillonnage sont tirées au hasard et de façon indépendante. Selon l'objectif, le nombre d'unités d'échantillonnage peut être identique entre strates, proportionnel à la taille de la strate, ou à sa rareté (Frontier, 1983, p 92-108 ; Legendre, 2007).

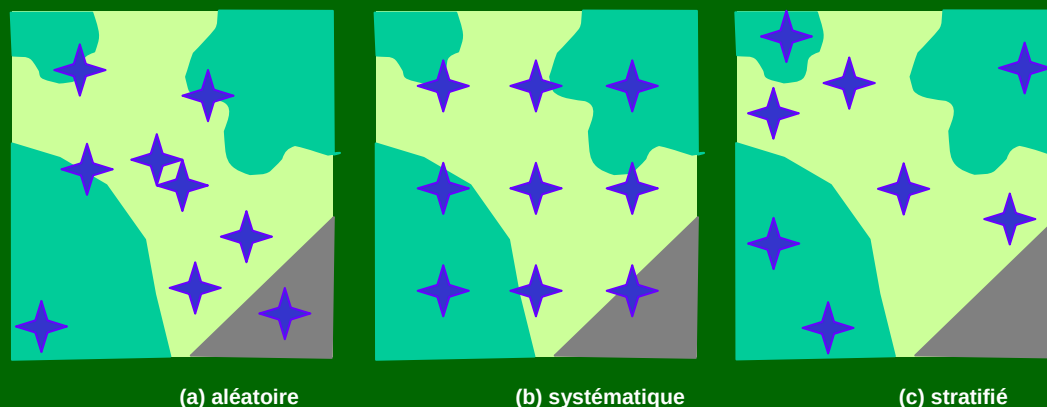


Figure 3 : Exemple de 3 types de plan d'échantillonnage appliqués à une même portion de territoire : (a) échantillonnage aléatoire (relevés dont les coordonnées sont tirées au hasard à l'intérieur d'un massif forestier) ; (b) échantillonnage systématique (grille d'échantillonnage avec un point tous les 100 m) ; (c) échantillonnage stratifié selon la couverture du sol (relevés répartis aléatoirement dans les stades jeunes, et respectivement dans les stades âgés).

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) :

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

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

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

Encart 3 : Comment faire l'état des lieux faunistique d'une réserve ? Exemple de plan d'échantillonnage pour une liste d'espèces.

L'objectif est de maximiser l'**exhaustivité**, la **complémentarité** et la **représentativité** des relevés pour obtenir la liste d'espèces la plus complète possible sur un territoire donné, tout en préservant la possibilité de **comparer ultérieurement** une partie de la liste obtenue à d'autres sites ou de la suivre dans le temps. Le plus efficace sera alors de prospecter les habitats, les saisons et les périodes de la journée les plus variées possibles, en couplant plusieurs méthodes de collecte complémentaires (piégeage, chasse à vue, battage, etc.), tout en assurant la standardisation de certaines d'entre elles (piégeage par exemple).

De même, la stratégie d'échantillonnage recommandée est mixte : parcourir l'ensemble du territoire par un **échantillonnage aléatoire ou systématique** (incluant aussi les parties plus « banales » de la zone d'étude, cf. Encart 2), et, de manière complémentaire, prospecter de manière plus approfondie certains micro-habitats potentiellement riches en espèces (Sutherland, 1996).

Toutes ces conditions nécessitent d'avoir préalablement défini la population statistique visée : étendue du site, diversité des milieux et des insectes que l'on souhaite représenter dans l'inventaire, etc.

(2) 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 « réplicats »), 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 réplicats, 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).

Encart 4 : Comment étudier l'effet d'un mode de traitement sylvicole sur la biodiversité des Coléoptères Carabidae ? Exemple d'une expérience mesurative

Pour savoir si les communautés de Coléoptères Carabidae diffèrent entre futaie régulière et irrégulière (par bouquet), on cherche à estimer l'effet du mode de traitement sylvicole (variable explicative 1) sur la richesse spécifique des Carabidae par groupe écologique (variables réponses), mais on pressent que cet effet dépendra aussi du stade sylvicole (interaction avec la variable explicative 2). Au vu des connaissances acquises, l'une des hypothèses sous-jacentes serait : « *Pour les stades de régénération, la futaie régulière est plus riche en espèces de milieux ouverts que la futaie irrégulière, tandis que c'est le contraire pour les stades âgés* ».

Le plan d'échantillonnage adapté sera stratifié sur les deux facteurs explicatifs prioritaires, et entièrement croisé et équilibré entre les 6 traitements résultant de la combinaison de leurs modalités :

- le mode de traitement sylvicole, facteur à 2 modalités (régulier vs irrégulier),
- le stade sylvicole, facteur à 3 modalités (régénération-trouée / intermédiaire / mature).

Dix répétitions par traitement, bien équilibrées sur l'ensemble du plan d'échantillonnage, seront nécessaires pour pouvoir étudier l'interaction entre les deux facteurs (« *l'effet du mode de traitement sylvicole dépend du stade considéré* »). Un cas très problématique serait de n'avoir simultanément aucune répétition ni dans les peuplements réguliers matures ni dans les peuplements irréguliers jeunes (cases diagonalement opposées vides) : dans l'échantillon, la futaie irrégulière serait plus « mature » que la futaie régulière. Les 2 facteurs « mode de traitement » et « stade » seraient alors confondus : on ne pourrait pas séparer leurs effets respectifs.

		Stades sylvicoles		
		Régénération - trouée	intermédiaire	mature
Mode de traitement sylvicole	régulier	10 peuplements	10 peuplements	10 peuplements
	irrégulier	10 peuplements	10 peuplements	10 peuplements

L'unité d'échantillonnage à répliquer est un peuplement forestier homogène en termes sylvicole (mode de traitements, stade sylvicole), mais aussi écologique (covariables). En effet, d'autres variables auront une influence sur les communautés de Carabidae. On fixera *a priori* les valeurs prises par les plus perturbatrices d'entre elles pour éviter certains biais, en limitant l'échantillonnage à un seul massif forestier (biais historique et biogéographique), aux stations de chênaie-hêtraie acidiphile (biais stationnel et dendrologique), et aux peuplements à plus de 100 m des lisières (effet de lisière). On contrôlera la saisonnalité, en répétant les relevés aux mêmes périodes pour les 6 traitements. On pourra ensuite mesurer *a posteriori* d'autres covariables (exemple : couverture du sol autour des pièges, etc.) à inclure dans les analyses.

Enfin, dans ces enveloppes d'échantillonnage prédéfinies (population statistique), on tirera au hasard les coordonnées de 10 points par traitement, en imposant comme contrainte que les peuplements d'un même traitement soient distants d'au moins 300 m, pour limiter l'autocorrélation spatiale. Cependant, si toutes les cartographies nécessaires à la constitution des enveloppes d'échantillonnage ne sont pas disponibles, on prospectera les peuplements sur le terrain jusqu'à trouver au moins 60 points d'échantillonnage répondant aux critères prédéfinis.

(3) 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.

(4) 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).

Encart 5 : Que doit-on répliquer ? Attention aux pseudo-répétitions !

A chacun des niveaux d'un plan d'échantillonnage (piège, placette ou site, parcelle, forêt, etc.), la répétition des points permettra de connaître et d'améliorer la précision des estimations de la variable réponse à ce niveau. Cependant, la priorité est de **répliquer les unités d'échantillonnage au niveau concerné par la question posée**, c'est-à-dire définies d'après les variables explicatives de l'étude.

Pour évaluer l'effet de la coupe de régénération sur les Lépidoptères nocturnes (Bonneil, 2005), ce sont les peuplements forestiers de même stade sylvicole qu'il faut répliquer en priorité, plutôt que les pièges par placette. Ainsi, comparer seulement une parcelle mature à une parcelle coupée est insuffisant pour tester l'effet coupe, quand bien même on aurait posé une centaine de pièges dans chacune de ces parcelles. En effet, ces pièges intra-parcelle ne sont pas suffisamment indépendants les uns des autres, au regard du facteur « coupe », pour être considérés comme de vraies répétitions. Ce sont seulement des **pseudo-répétitions** (Hurlbert, 1984), car ils sont trop liés géographiquement, écologiquement et du point de vue de l'histoire de la gestion pour représenter plusieurs situations distinctes d'un même stade sylvicole.

De même, les relevés saisonniers ne sont pas non plus de vraies répétitions car ils sont liés dans le temps, et, du fait des différences phénologiques des espèces, ils apportent des informations complémentaires davantage destinées à être cumulées sur l'ensemble de la campagne d'échantillonnage.

(5) 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.

Encart 6 : Comment prouver un effet ? Exemple d'une expérience manipulative : « En combien d'années la coupe rase fait-elle disparaître les populations de l'espèce forestière *Leistus rufomarginatus* (Coléoptère, Carabidae) ? »

Pour prouver une relation de cause à effet entre variable explicative (« coupe rase ») et variable réponse (« abondance de *Leistus rufomarginatus* »), il faudrait pouvoir éliminer toutes les explications alternatives à la concurrence des phénomènes, i.e. tous les effets perturbateurs potentiellement confondus avec l'effet initialement visé (« coupe rase »), qu'ils soient connus ou seulement suspectés ou cachés.

Cela nécessite de construire un véritable plan d'expérience (expérience manipulative), qui repose sur quatre grands principes (Ims et Yoccoz, 1997 ; Jayaraman, 1999) :

- définir les traitements à appliquer : « coupe rase » *versus* « non coupe » (témoin) ;
- répétition des unités expérimentales : au moins 10 peuplements forestiers par traitement ;
- contrôle des conditions expérimentales : division des parcelles forestières en blocs homogènes du point de vue stationnel, composition en essences, etc., au sein desquels seront considérées les unités expérimentales ;
- randomisation : appliquer le traitement de manière aléatoire aux unités expérimentales, de sorte que chacune des unités expérimentales ait la même probabilité de recevoir le traitement « coupe » ou de rester en témoin « non coupé ».

Seule l'étape de randomisation permet de s'affranchir du risque de confusion avec des effets cachés, en éliminant toutes les erreurs systématiques (biais). Répétition et contrôle local tentent de maintenir l'erreur aléatoire résiduelle à un niveau aussi faible que possible (précision).

Pour l'exemple choisi, un plan d'expérience de type Avant/Après-Témoin/Impact (cf. Koivula, 2002) consisterait à faire, simultanément dans plusieurs parcelles matures, une coupe rase sur la moitié de la surface de la parcelle (traitement), tout en laissant l'autre moitié intouchée (témoin), et à suivre l'effet de ce traitement sur *L. rufomarginatus* dans le temps. Pour chaque parcelle (bloc), la portion coupée est tirée au sort (randomisation). L'impact de la coupe rase serait alors testé en suivant les changements d'abondance de *Leistus rufomarginatus* au cours du temps (années précédant et suivant la coupe), de manière comparative entre peuplements témoin et coupé, sur l'ensemble des parcelles. Une telle expérience devrait être planifiée sur une échelle de temps assez longue pour espérer mesurer l'effet recherché (10 à 20 ans) .

Ce type d'échantillonnage correspond à une expérience manipulative.

Or, la manipulation et la distribution aléatoire des traitements, ainsi que l'échelle de temps nécessaire à la réalisation des effets étudiés, sont des contraintes difficilement compatibles avec les études entomologiques de terrain. C'est pourquoi, au lieu de créer les traitements par manipulation directe de l'écosystème, on cherche plutôt à tirer parti de situations contrastées préexistantes sur le terrain pour mimer ces traitements. Exemple : on compare l'entomofaune de parcelles matures *versus* préalablement coupées (étude synchronique au lieu de diachronique, ou « *space-for-time substitution* »). Cela correspond donc à une expérience mensurative (ou étude observationnelle), pour laquelle on stratifie le plan d'échantillonnage sur les traitement pré-existants au lieu de randomiser leur application. Par conséquent, on ne se libère pas des effets cachés et la conclusion est moins fiable (simple corrélation). Cependant, si les trois autres conditions sont respectées (stratification sur des traitements pré-existants, contrôle des variables perturbatrices et répétition des unités d'échantillonnage), l'expérience mensurative offrira un maximum de présomption en faveur de la relation de covariation testée (Ancelle, 2002).

VI - CONCLUSIONS

Plutôt que d'apporter une réponse toute faite (plan d'échantillonnage « clé en main », applicable à toutes les études) qui n'existe malheureusement pas, nous vous proposons ici un memento des questions à se poser en amont de l'étude, afin d'orienter le projet sur les bases les plus solides possibles. Ces questions sont accompagnées d'éléments de réponse pour les principaux cas de figure dans le

Tableau 3.

- Quel phénomène souhaite-t-on mettre en évidence ?
→ s'accorder sur l'objectif, sous forme de question(s) et/ou d'hypothèse(s).
- Souhaite-t-on comparer des éléments lors de cette étude ?
→ approche comparative
ou seulement, ultérieurement, comparer les résultats à d'autres études ?
→ approche faunistique standardisée.
- Quel effet souhaite-t-on évaluer ? (pour une approche comparative)
→ choisir la (ou les) variable(s) explicative(s)
→ définir l'unité d'échantillonnage à répéter (attention aux pseudo-réplicats)
→ choisir le type de plan d'échantillonnage adapté (stratifié, aléatoire ou systématique).

- Sur quel aspect de l'entomofaune ?
→ cibler le groupe avec sa méthode de relevé, évaluer les contraintes
→ définir les variables réponses.
- A quelle échelle spatiale et temporelle souhaite-t-on des résultats ?
→ définir la population statistique visée
→ choisir le terrain d'étude et la durée de l'étude.
- Quel effort d'échantillonnage puis-je assumer (moyens, temps) ?
→ maximiser le nombre de réplicats : au moins 5 par traitement (préférentiellement ≥ 10)
→ adapter le nombre d'effets étudiés et la population statistique visée.
- Quels autres effets risquent de perturber les résultats ?
→ fixer certains facteurs
→ équilibrer d'autres facteurs
→ veiller à l'indépendance des réplicats entre eux.

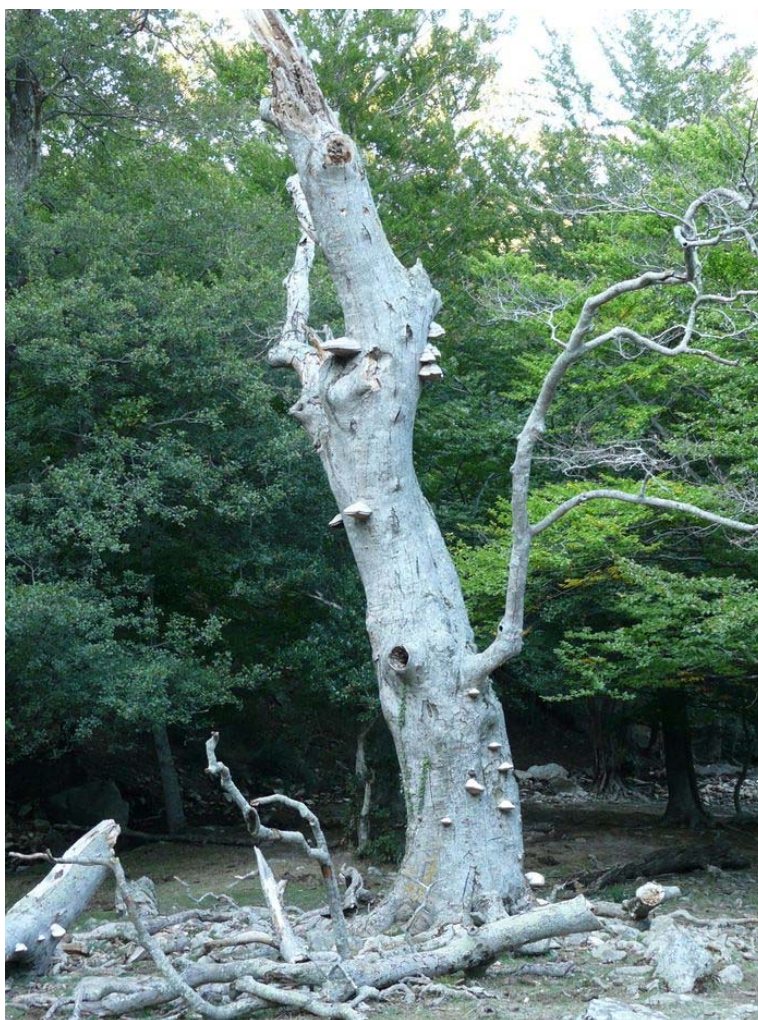


Photo 1 : Vieux hêtre mort, hôte de très nombreux insectes saproxyliques (Réserve Naturelle de la forêt de la Massane).

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.

Références citées :

- 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.

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/indexemple.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=francais>

- 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/designpages/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>

CHAPITRE 2

LES METHODES D'ECHANTILLONNAGE DES INSECTES

(Philippe Bonneil, Christophe Bouget, Hervé Brustel, et Anne Vallet)

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 par unité d'effort	• 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).

II - CATALOGUE DES METHODES D'ECHANTILLONNAGE ENTOMOLOGIQUE

(Philippe Bonneil)

II.1 - Méthodes utilisées en milieu terrestre

II.1.1 - 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, terrioles...

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

Coûteux 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 Auchenorrhyncha, 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-couchée 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 Auchenorrhyncha, 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 BIOCEMETRE (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 rouges (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 rouges 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 méthode	Compétence requise	Coût temporel (avec tri et identification)	Coût matériel	Dépendance climatique	Risque de dégradation du dispositif	Sélectivité vs. Capturabilité	Standardisation
Prospection de gîtes et micro-habitats/Chasse à vue	Relative	++	Variable	-	++	-	S variable C variable	-
Ecorçage	Semi-exhaustive	++	++	-	-	-	S variable C +	-
Brossage	Semi-exhaustive	++	++	-	-	-	S variable C +	-
Battage	Semi-exhaustive	++	Variable	-	++	-	S variable C +	-
Fauchage	Semi-exhaustive	++	Variable	-	++	-	S variable C +	-
Comptage de Fourmillières	Semi-exhaustif	-	++	-	-	-	S +++	++
Transect de suivi	Relative	++	Variable	-	+++	-	S variable C -	++
Thermo-nébulisation insecticide	Relative	++	++	++	++	-	S - C variable	-
Aspirateur	Absolute	-	++	++	-	-	S - C ++	++
Cylindre d'extraction	Absolute	+	++	++	+	-	S - C ++	+
Sac collecteur	Absolute	++	++	+	-	-	S - C ++	+
Quadrat, carré de ramassage ...	Absolute	++	+++	+	++	-	S variable C +++	+
Interception lumineuse au drap	Relatif	+	++	++	++	-	S variable	-
Reconnaissance au chant (Orthoptères)	Relative	+++	++	- / +	++	-	S +++ C ++	+
Chalutage	Semi-exhaustive	-	++	++	++	-	S - C ++	+

II.1.2 - 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.

Groupe échantillonné

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.

Groupe échantillonné

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. Échantillonne une partie seulement de la faune aérienne. Présence d'espèces touristes possible. Visible et sujet au vandalisme.

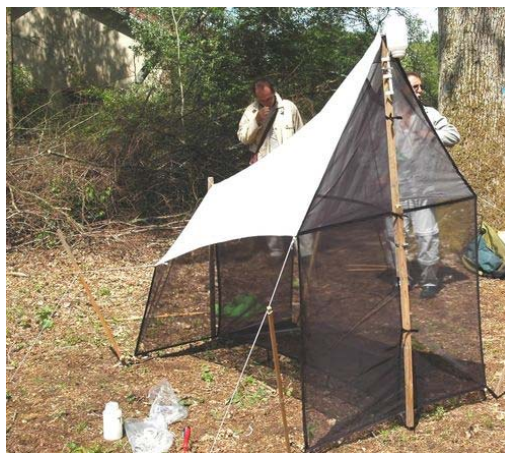


Photo 2 : Exemple de piège Malaise

■ 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).

Groupe échantillonné

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 suction**).

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 migrants (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 migrants : Diptères, Chironomidae, Lépidoptères... (avec le filet « cryldé » : Coléoptères et Hémiptères d'assez grande taille).

Avantages

Peu coûteux. Utile pour l'étude des migrants.

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, Opiliones, Diplopodes, Chilopodes, 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).

Groupe échantillonné

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.

Groupe échantillonné

Selon appât : Diptères, Hyménoptères, Coléoptères Elatéridae, Cerambycidae, Buprestidae, Cetonidae, 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-violets 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 méthode	Compétence requise	Coût temporel (avec tri et identification)	Coût matériel	Dépendance climatique	Risque de dégradation du dispositif	Sélectivité vs. Capturabilité	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 succion	Interception	Semi-exhaustive	+	++	++	-	++	S- C+	+++
Filet stationnaire	Interception	Relative	+	++		++	++	S- C-	++
Piège à fosse	Interception	Relative	+	++	+	-	+	S-à++ C++	+++
Piège sexuel	Attraction	Relative	-	-	++	++	++	S+++ C++	+
Piège appâté au sol	Attraction	Relative	+	++	+	-	+	S++ C++	+++
Piège appâté suspendu	Attraction	Relative	+	++	+	++	++	S++ C++	+++
Piège refuge	Attraction	Relative	+	++	-	-	+	S++ C+	+
Piège coloré	Attraction	Relative	+	++	+	+	++	S+ C++	+++
Piège lumineux automatique	Attraction	Relative	+	++	++	++	++	S+ C++	+++
Piège microtube	Attraction	Relative	-	+	-	++	+	S++ C+	+
Nasse à émergence	Interception	Absolute	+	++	+	-	++ ("in situ")	S+ C+	+
Piège entomologique composite (PEC)	Mixte	Relative	++	Très important	++	++	++	S- C+++	+++

II.2 - 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 décortilage 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	Compétence requise	Coût temporel (avec tri et identification)	Coût matériel	Dépendance climatique	Risque de dégradation du dispositif	Sélectivité vs. Capturabilité	Standardisation
Tamassage	Actif	Absolute	++	+++	-	+	-	S++ C+++	+
Extracteur de Berlese-Tullgren	Passif	Absolute	-	+	++	-	-	S- C++	+++
Extracteur de Winkler-Moczarski	Passif	Absolute	-	+	++	-	-	S- C++	+++
Extraction par flottaison	Actif	Absolute	++	+++	+	-	-	S+ C++	+

II.3 - Méthodes utilisées en milieux aquatiques

(cf. Tableau 8)

II.3.1 - 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

II.3.2 - 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 hydrocantes 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 troubleau	Relative	++	-	-	-	-	S++ C++	-
Filet Surber	Relative	+	+	-	-	-	S- C++	+++
Filet dragueur ou haveneau	Semi-exhaustive	+	+	++	-	-	S- C++	+
Benne	Absolute	+	+	++	-	-	S- C++	++
Recherche d'exuvies	Relative	+	++	-	++	-	S++ C+	-
Piège substrat artificiel aquatique	Relative	+	+	+	-	++	S+ C++	++
Nasse à émergence aquatique	Semi-exhaustive	+	+	+	+	++	S- C++	++
Nasse à hydrocanthares	Relative	+	++	+	-	++	S+ C+	++
Piège lumineux aquatique	Relative	+	++	++	-	++	S+ C++	++

Références citées :

- 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.
- Fraval 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.

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/colpres.pdf
- Cours canadiens de Gilles Bourbonnais sur les méthodes d'échantillonnage entomologiques :
www.cegep-ste-foy.qc.ca/profs/gbourbonnais/entomo/methodes.ppt
- Informations sur les Indices Biologiques Normaux Globalisés (IBGN) :
<http://www.inrp.fr/Acces/Biogeo/cooper/eau/html/ibgntxt.htm>
http://www.pays-de-loire.ecologie.gouv.fr/rubrique.php3?id_rubrique=29

III - LES METHODES PROPOSEES PAR LE GROUPE INV.ENT.FOR. EN FORET TEMPEREE

III.1 - 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 Berlese, 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).

Encart 7 : Les facteurs de variation de l'efficacité du piège.

Le caractère aléatoire de son interception (sa « neutralité ») est cependant biaisé par différents paramètres du piège (Bouget, 2001). Parmi les biais reconnus, citons les suivants :

- influence du recouvrement local, notamment de la structure de végétation, sur l'activité et donc l'efficacité de capture (Greenslade, 1964), hypothèse infirmée par Judas *et al.* (2002) ;
- influence de l'ouverture du milieu sur le fonctionnement d'un piège avec liquide conservateur non neutre. Lors d'études comparant des milieux ouverts ou fermés, la question est posée d'une efficacité du piège variant avec l'ouverture. Cette question est d'autant moins triviale que les pièges ne sont pas neutres mais attractifs pour les organismes piégés. L'hypothèse sous-jacente est que l'intensité de l'attraction augmente avec le taux d'émission et de diffusion de l'attractif, qui s'accroît avec l'ouverture du milieu ;
- efficacité de capture espèce-dépendante, rappelée par Sunderland *et al.* (1995), les espèces plus petites et moins actives étant sous-représentées dans les échantillons.

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 : - Pot cylindrique - Gouttières profondes allongées - Gouttières en L - Rampe de pots avec barrières latérales Augmentation de taille (diamètre...)	- Simplicité de pose - Augmente la surface d'interception - Augmente la surface d'interception - Augmente la surface d'interception	- Logistique de pose - Logistique de pose - Logistique de pose
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-Propylène Glycol 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

³ Nota : l'antigel moteur commercial, souvent dilué à 25% est moins conservateur.

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).

Références citées

- 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. Chablis 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.

⁴ Nota : un problème délicat est celui de la perturbation par les sangliers (la pose de barbelés autour du piège est à l'étude).

Mochida, K. et Gomyoda, M., 1987. Toxicity of ethylene-glycol, diethylene glycol and propylene glycol to human cells in culture. Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology 38, 151-153.

Spence, J. R. et Niemelä, J. K., 1994. Sampling Carabid assemblages with pitfall traps: the madness and the method. The Canadian Entomologist 126, 881-894.

Sunderland, K.D., DeSnoo, G.R., Dinter, A., Hance, T., Helenius, J., Jepson, P., Kromp, B., Lys, J.A., Samu, F., Sotherton, N.W., Toft, S. et Ulber, B., 1995. Density estimation for invertebrate predators in agroecosystems. Acta Jutlandica 70, 133-162.

Weeks, R. D. et McIntyre, N. E., 1997. A comparison of live versus kill pitfall trapping techniques using various killing agents. Entomologia experimentalis et applicata 82, 267-273.

Fournisseurs de matériels et sites

- Pots-pièges en polypropylène rigide

Distributeurs de conteneurs plastiques en agro-alimentaire.

Exemple : pots cylindriques, diamètre 95 mm, hauteur 114 mm, volume 555 mL, modèle UNIPAK 5012 (<http://www.pro-jet.fr>) ; disponible en carton de 1000, 38.21 €HT/100 (catalogue 2007). Ces pots correspondent aux bacs à glace cylindrique d'un demi-litre, qui peuvent être recyclés pour un usage entomologique.

- Fluides de piégeage

Distributeurs de produits chimiques, par l'intermédiaire des grandes surfaces de bricolage pour le Monopropylene Glycol.

Exemples : Brabant Chimie dans le nord de la France (<http://www.charbonneaux.com/brabant.htm>) ; Gaches Chimie dans le sud de la France (<http://www.gaches.com/contacts.html>).

III.2 - 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 saproxylique) : 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 « piègeabilité »), 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.

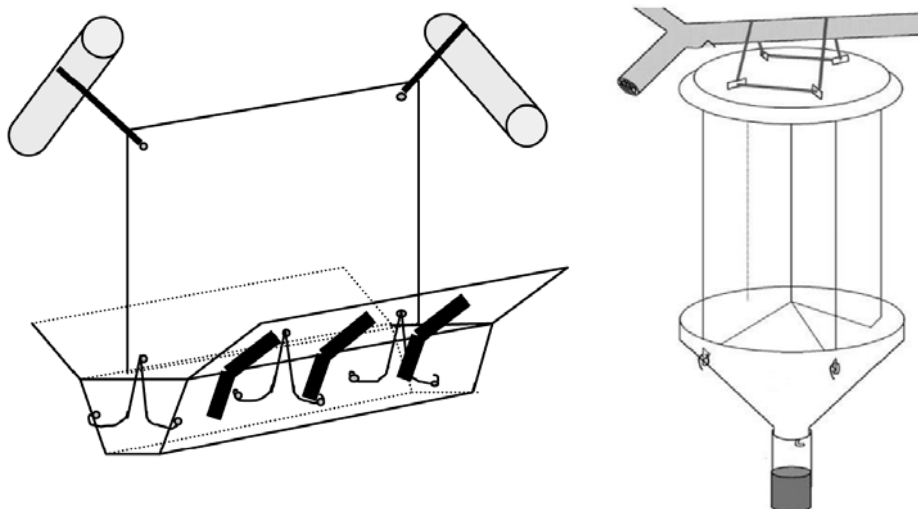


Figure 4 : Piège-vitre plan (à gauche) et multidirectionnel, modèle Polytrap™ (à droite).



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

Encart 8 : Comparaison des performances de pièges-vitres plans ou multidirectionnels.

Dans le cadre d'une étude méthodologique, nous avons comparé l'efficacité de capture de 2 pièges d'une surface d'interception équivalente à 1 m² mais de forme distincte : multidirectionnel en croix ou bidirectionnel plan. La forme du piège-vitre (plan ou en croix) a un fort effet significatif sur l'abondance et la richesse des Coléoptères saproxyliques par piège : 2.5 fois plus d'individus et d'espèces ont été échantillonnés dans les pièges-plans (Bouget *et al.*, 2008a). 88% des taxons locaux ont été capturés dans les pièges plans, alors que les pièges croix ne renfermaient que 46% des espèces sur chaque site. En moyenne, sur un site, près de 54% des espèces n'ont été trouvées que dans les pièges plans. Plusieurs familles étaient notoirement mieux capturées avec les pièges plans (Latridiidae, Elateridae, Nitidulidae, Platypodinae, Scraptiidae, Mycetophagidae, Ciidae, Laemophloeidae...). Notons toutefois que le liquide conservateur contenait un attractif. Or, pour des pièges d'1 m², le rapport de volume est de l'ordre de 0.5 L de liquide pour le flacon des pièges-croix à 4 L pour la gouttière des pièges-plans. Cette différence de volume d'attractif et de surface d'évaporation a pu contribuer aux variations d'efficacité.

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.

Encart 9 : L'attraction kairomonale de l'alcool

L'éthanol, composé volatile libéré lors de la décomposition des tissus du bois mort ou de la sève des arbres blessés et dépérissants, intervient comme une kairomone, un signal de stress attirant de nombreux Coléoptères inféodés au bois mort ou sénescant et leur permettant de localiser leur hôte (Byers, 1992).

En écologie, une kairomone est une substance chimique produite par un être vivant, libérée dans l'environnement, qui déclenche une réponse comportementale chez une autre espèce et dont l'effet est positif pour cette espèce réceptrice.

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.

Encart 10 : Variations d'efficacité des pièges-vitres amorcés à l'éthanol dans des milieux forestiers contrastés.

Lors d'une étude méthodologique concernant les effets de l'emploi d'un attractif alcoolique sur l'efficacité de capture des pièges-vitres, nous avons observé que les pièges amorcés capturaient 2 fois plus d'individus et 40% d'espèces en plus que les pièges non amorcés. La probabilité de détection est également accrue dans les pièges attractifs. De nombreuses espèces sont plus abondantes dans les échantillons de pièges amorcés, et aucune espèce n'est significativement moins abondante dans les pièges amorcés (Bouget *et al.*, 2008b).

Nous avons ensuite comparé l'effet de l'amorce dans différents milieux forestiers, pour mesurer son influence sur le domaine de validité des comparaisons. On peut en effet imaginer que l'utilisation d'un piège amorcé biaise la comparaison des données entre deux types de milieu de structure variable par exemple. Et nous avons en effet montré que la différence entre des pièges appariés, amorcés ou non, augmente avec l'ouverture du milieu forestier (Bouget *et al.*, 2008b). Il est probable que le taux d'émission et la distance de diffusion de l'attractif, et donc l'intensité d'attraction d'un piège amorcé, augmentent avec l'ouverture du milieu. D'autre part, nous avons constaté que, dans les parcelles riches en bois mort frais (après une coupe par exemple), la forte émission d'éthanol brouille l'attraction du piège (effet de saturation, de dilution), si bien que l'intensité d'attraction diminue, tout comme la différence entre pièges amorcés ou non.

L'usage de pièges avec attractif alcoolique est donc recommandé dans le cadre d'inventaires non comparatifs (à la recherche d'une exhaustivité maximale), mais il est à proscrire lorsqu'il s'agit de comparer la faune de milieux de structure contrastée.

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 PolytrapTM (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.

Références citées :

Allemand, R. et Aberlenc, H. P., 1991. Une méthode d'échantillonnage de l'entomofaune des frondaisons : le piège attractif aérien. Bull. Soc. Ent. Suisse 64, 293-305.

Barbalat, S., 1995. Efficacité comparée de quelques méthodes de piégeage sur certains Coléoptères et influence de l'anthophilie sur le résultat des captures. Bull. Soc. Neuchâteloise de Sciences Naturelles. 118, 39-52.

Bouget C., Brustel H., Brin A., Noblecourt T., 2008a. Sampling saproxylic beetles with window flight traps : methodological insights. Revue d'Ecologie (Terre et Vie), suppl. : 21-32.

Bouget, C., Brustel, H., Brin, A., Valladares, L., 2008b. Evaluation of window flight traps for effectiveness at monitoring dead wood associated beetles : the effect of ethanol lure under contrasting environmental conditions. Agricultural and Forest Entomology. In Press.

Brustel, H., 2004a.. "PolytrapTM" a window flight trap for saproxylic beetles. 3rd Symposium and Workshop on the Conservation of Saproxylic Beetles. Riga / Latvia, 7th-11th July, 2004. Poster.

Brustel, H., 2004b. Coléoptères saproxyliques et valeur biologique des forêts françaises : perspectives pour la conservation du patrimoine naturel. Les dossiers forestiers, n°13. Paris : Office National des Forêts. 320 p.

Byers, J. A., 1992. Attraction of bark beetles, *Tomicus piniperda*, *Hylurgops palliatus*, and *Trypodendron domesticum* and other insects to short chain alcohols and monoterpenes. Journal of Chemical Ecology 18, 2385-2402.

- Canaday, C. L.**, 1987. Comparison of insect fauna captured in 6 different trap types in a douglas-fir forest. *Can. Entomol.* 119, 1101-1108.
- Chapman, J. A. et Kinghorn, J. M.**, 1955. Window flight traps for insects. *Can. Entomol.* 87, 46-47.
- Chénier, J. V. R. et Philogène, B. J. R.**, 1989. Evaluation of three trap designs for the capture of conifer-feeding beetles and other forest Coleoptera. *Can. Entomol.* 121, 159-167.
- Degallier N.; Arnaud, P.**, 1995. Utilisation du piège d'interception. *Bull. ACOREP*, 23 : 57-58.
- Grove, S. J.**, 2000. Trunk window trapping : an effective technique for sampling tropical saproxylic beetles. *Memoirs of the Queensland Museum.* 46, 149-160.
- Kaila, L.**, 1993. A new method for collecting quantitative samples of insects associated with decaying wood or wood fungi. *Entomologica Fennica* 4, 21-23.
- 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, 1-33.
- Martikainen P., Siitonen J., Punttila P., Kaila L. and Rauh J.**, 2000. Species richness of Coleoptera in mature managed and old-growth boreal forests in southern Finland. *Biol. Cons.* 94, 199-209.
- Martikainen, P., Siitonen, J., Kaila, L., Punttila, P. et Rauh, J.**, 1999. Bark beetles (Coleoptera, Scolytidae) and associated beetle species in mature managed and old-growth boreal forests in southern Finland. *Forest Ecology and Management.* 116, 233-245.
- Meriguet, B.**, 2007. Modèle de piège d'interception ultra-léger. *L'Entomologiste*, 63 (4) : 215-219.
- Muona, J.**, 1998. Trapping beetles in boreal coniferous forest : how many species do we miss ? *Fennia* 177, 11-16.
- Noblecourt, T.**, 2001. Une méthode d'échantillonnage des Coléoptères de la frondaison des résineux. Essai comparatif en sapinières régulière et jardinée. Mémoire de DESU, Toulouse: Université Paul Sabatier.
- Okland, B.**, 1996). A comparison of three methods of trapping saproxylic beetles. *European Journal of Entomology.* 93, 195-209.
- Peck, S. B. and Davies, A. E.**, 1980. Collecting small beetles with large area window traps. *The Coleopterists Bulletin.* 34, 237-239.
- Siitonen, J.**, 1994. Decaying wood and saproxylic Coleoptera in two old spruce forests : a comparison based on two sampling methods. *Annales Zoologici Fennici.* 31, 89-95.
- Similä, M.**, 2002. Patterns of beetle species diversity in Fennoscandian boreal forests : effects of forest age, naturalness and fertility and covariation with other forest-dwelling taxa. PhD thesis, University of Joensuu, Joensuu, 41 p.
- Sippola, A. L., Siitonen, J. et Punttila, P.**, 2002. Beetle diversity in timberline forests: a comparison between old-growth and regeneration areas in Finnish Lapland. *Annales Zoologici Fennici* 39, 69-86.
- Stokland JN.**, 1994. Biological diversity and conservation strategies in Scandinavian boreal forests. PhD thesis, Oslo: University of Oslo.
- Valladares, L.**, 2000. Exploration et caractérisation de méthodes de piégeage adaptées aux Coléoptères saproxyliques en forêts feuillues, mixtes ou résineuses. Mémoire de DESU, Toulouse: ESAP.
- Zach, P.**, 1997. Jewel beetles (Coleoptera, Buprestidae) in pheromone traps set for *Ips typographus*. *Biologia* 52, 303-307.

Fournisseurs de matériel

Les pièges-vitres multi-directionnels dénommés Polytrap™ sont commercialisés par l'Ecole d'Ingénieurs de Purpan.

III.3 - 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'*Agrilus* (Buprestidae) (Curlletti, 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 piégeages 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 phénomologies 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

Barbalat S., 1995. Efficacité comparée de quelques méthodes de piégeage sur certains Coléoptères et influence de l'anthophilie sur le résultat des captures, *Bull. Soc. Neuchâtoise de Sciences Naturelles*, 118, p. 39-52.

Hutcheson J. et Jones D., 1999. Spatial variability of insect communities in a homogenous system : Measuring biodiversity using Malaise trapped beetles in a Pinus radiata plantation in New Zealand, *Forest Ecology and Management*, 118, 1-3, p. 93-105.

Hutcheson J.A. et Kimberley M.O., 1999. A pragmatic approach to characterising insect communities in New Zealand : Malaise trapped beetles, *New Zealand Journal of Ecology*, 23, 1, p. 69-79.

Malaise, R., 1937. A new insect trap. *Entomologisk Tidskrift* 58: 148-160.

Marshall S.A., Anderson R.S., Roughley R.E., Behan-Pelletier V. et Danks H.V., 1994. Terrestrial arthropod biodiversity : planning a study and recommended sampling techniques. A brief. *Bulletin of the Entomological Society of Canada* 26(1), Supp. 33pp.

Southwood T.R.E., 1978. *Ecological methods with particular reference to the study of insect populations*, London, Chapman et Hall, 524 p.

Teyskal G.S., 1981. A bibliography of the Malaise trap. *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 83: 225-229.

Townes H., 1962. Design for a Malaise trap, *Proc. Entomol. Soc. Washington*, 64, p. 253-262.

Vasquez X.A. et Pujade J., 1995. Primeres dades referides als coleopters capturats amb trampa malaise a santa coloma (Andorra) (Coleoptera). *Ses. Entom. ICHN-SCL* 9: 187-199.

Fournisseurs

Piège Malaise type Marris House (200€ le piège complet en 2009) chez :

BetS Entomological Services (Propriétaires : Dr Brian Nelson and Dr Shirley Nelson)

37 Derrycarne Road - Portadown, Co. Armagh,

BT62 1PT, N. - Ireland, UK

E-mail: enquiries@entomology.org.uk

Tel: +44 (0)77 6738 6751 or +44 (0)28 3833 6922

Fax: +44 (0)28 3833 6922

III.4 - Les pièges lumineux

(Philippe Bonneil)

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-violets (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 piégeages 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 piégeage. Il s'agit en particulier des conditions climatiques et lunaires dont les effets sur les piégeages 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 recommandons 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).

Références citées

Beaudoin L., 1983. *Contribution à la théorie des pièges lumineux*, Thèse de doctorat d'Université, Paris, Université Pierre et Marie Curie, 259 p.

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, Muséum National d'Histoire Naturelle - Cemagref, 236 p.

Canaday C.L., 1987. Comparison of insect fauna captured in 6 different trap types in a douglas-fir forest. *Can. Ent.*, 119, p. 1101-1108.

Kato M., Inoue T., Hamid A.A., Nagamitsu T., Ben Merdek M., Nona A.R., Itino T., Yamane S. et Yumoto T., 1995. Seasonality and vertical structure of light-attracted insect communities in a dipterocarp forest in Sarawak. *Researches on Population Ecology*, 37, 1, p. 59-79.

Lamotte M. et Bourlière F., 1969. *Problèmes d'écologie: l'échantillonnage des peuplements animaux des milieux terrestres*, Paris, Masson, 303 p.

Muirhead-Thomson R.C., 1991. Light traps, in Muirhead-Thomson R.C. (Eds), *Trap responses of flying insects*, London, Academic Press, p. 1-39.

Southwood T.R.E. et Henderson P.A., 2000. *Ecological methods*, Blackwell Science, 576 p.

Summerville K.S. et Crist T.O., 2002. Effects of timber harvest on forest Lepidoptera : Community, guild, and species responses. *Ecological Applications*, 12, 3, p. 820-835.

Williams C., 1940. An analysis of four years captures of insects in a light trap. Part 2. The effect of wheather conditions on insect activity ; and the estimation and forecasting of changes in the insect population, *Trans. R. Ent. Soc. Lond.*, 90, p. 227-306.

Fournisseurs

Piège automatique sur 12.V de type Pennsylvanian : système vendu par une boutique en ligne allemande (<http://www.bioform.de/>). Aller dans « Entomologiebedarf » puis « Entomologiebedarf » et « Leuchtfallen 12 V classic ».

CHAPITRE 3

APERÇU DES METHODES ET GROUPES D'INSECTES UTILES POUR LES INVENTAIRES ENTOMOLOGIQUES DANS LES MILIEUX FORESTIERS TROPICAUX.

(Julien Touroult et Pierre-Henri Dalens)

Comme en forêt tempérée, le choix d'une méthode d'étude des insectes en milieu tropical doit en premier lieu être orienté en fonction du but recherché. La plupart des études en milieu tropical portent sur :

- l'effet de la dégradation de milieux forestiers « primaires » sur la biodiversité : fragmentation du milieu forestier, effet de l'exploitation forestière ou de la conversion en plantation...
- la caractérisation de la faune de certains sites (réserves, parcs nationaux...) par l'inventaire des espèces présentes ;
- la recherche d'espèces nouvelles pour la science, souvent trouvées dans le cadre d'inventaire de sites.

Pour les deux premiers cas, ce ne sont pas tant les méthodes d'inventaires qui présentent des difficultés mais le choix d'un groupe taxonomique approprié, c'est-à-dire pour lequel on puisse interpréter le résultat : savoir si un site est plus ou moins riche qu'un autre, s'il présente des espèces remarquables, si telle ou telle forêt secondaire présente un intérêt en matière de conservation de la biodiversité... Il convient de choisir une ou des méthodes de collecte en fonction du groupe taxonomique ciblé et de la nature de l'étude. Les principales méthodes utilisées en Europe décrites dans la partie précédente fonctionnent en zone tropicale. Dans la suite, nous allons détailler quelques groupes taxonomiques et méthodes particulièrement appropriés ou particuliers aux milieux tropicaux.

En forêt tropicale, l'idée séduisante selon laquelle certains groupes d'insectes pourraient être de bons bio-indicateurs, reflétant de façon synthétique la biodiversité présente ou la réponse de la biocénose à une perturbation, n'a pas encore fait ses preuves. Plusieurs études, tant en forêt tropicale saisonnière de Sulawesi (Schulze *et al.*, 2004) pour la corrélation entre vertébrés et invertébrés qu'en forêt équatoriale du Cameroun (Lawton *et al.*, 1998) pour les groupes d'arthropodes entre eux, montrent que les corrélations sont en général faibles dans la réponse aux perturbations. Ces réponses sont souvent divergentes selon le régime alimentaire des groupes taxonomiques, leur capacité de déplacement et leur comportement vis-à-vis de l'éclairement.

I - QUELQUES GROUPES TAXONOMIQUES POUVANT SE PRETER A DES INVENTAIRES ET A UNE INTERPRETATION ECOLOGIQUE

I.1 - Les Lépidoptères

Comme en milieu tempéré, cet ordre bénéficie d'un bon niveau de connaissance par des spécialistes amateurs et professionnels, d'ouvrages et articles de référence pour la détermination comme pour la connaissance de leur distribution et de leur régime alimentaire.

Deux groupes (avec pour chacun une méthode d'inventaire associée) sont particulièrement utilisés en milieu tropical :

- Les Nymphalidae, notamment la sous-famille des Charaxinae, qui sont attirés par des pièges utilisant des appâts (cf. méthode piège à *Charaxes* développée plus loin). Le nombre d'espèces échantillonnables par cette méthode est relativement abordable : de 40 à 100 espèces selon les régions. Ces papillons diurnes sont territoriaux, souvent associés à la canopée avec des plantes hôtes ligneuses (Henning, 1988). Certaines espèces se rencontrent en savane et jusque dans les milieux anthropisés. Ce groupe est sensible à la fragmentation des milieux (Daily et Ehrich, 1995) et moyennant une certaine connaissance de la faune locale, il permet d'évaluer le caractère patrimonial de reliques forestières (Joly, 2003). Cette technique fonctionne dans tous les milieux tropicaux arborés continentaux.
- Les Hétérocères (papillons nocturnes), capturés par piégeage lumineux. Les familles et la méthode utilisée sont comparables à celles exposées pour les milieux tempérés. Compte tenu de l'extrême diversité des Hétérocères en milieu tropical et de l'efficacité des pièges lumineux, qui permet souvent d'attirer plus de 2.000 papillons par nuit de collecte, il est nécessaire de cibler quelques groupes plus facilement identifiables. En Guyane, dans le cadre de l'étude d'impact du barrage de Petit-Saut, les Sphingidae ont été utilisés (Cerdan *et al.*, 1993). Ce groupe comprend environ 120 espèces en Guyane et un ordre de grandeur comparable dans les autres régions tropicales (D'Abrera, 1986). Les Sphingidae ont des capacités de déplacement importantes et sont très sensibles à l'attraction des sources lumineuses, ce qui peut les attirer loin de leur milieu de prédilection. Cependant, diverses études ont montré qu'ils présentaient des affinités assez fortes avec le type de milieu, à condition d'effectuer une analyse qualitative de la composition des échantillons et non une

simple approche en présence/absence (Chey *et al.*, 1997 ; Touroult et Le Gall, 2001b). En fonction des capacités de détermination et d'interprétation, de nombreux autres groupes d'Hétérocères peuvent être utilisés, comme par exemple les Geometridae dans les zones montagneuses des Andes (Hilt *et al.*, 2006).

Remarque : la méthode de suivi des Lépidoptères diurnes par transect (cf. partie II.1.1 du Chapitre 2 et partie III du Chapitre 4) peut également être employée en milieu tropical ; elle nécessite une forte compétence en reconnaissance des espèces sur le terrain. Wood et Gillman (1998) ont montré, à Trinidad, que les résultats d'évaluation de richesse spécifique différaient nettement entre le comptage sur transect et l'utilisation de pièges « à *Charaxes* ». Ce dernier type de piège donne une vision plus sélective, capturant des espèces exigeant une canopée fermée tandis que la méthode de transect échantillonne surtout des espèces de lisière et de sous-bois. L'organisme *Conservation international* conseille l'échantillonnage type « piège à *Charaxes* » pour le suivi écologique des Rhopalocères en milieu tropical (Batra, 2006).

1.2 - Les Coléoptères Scarabaeidae

Cette grande famille de Coléoptères constitue un groupe intéressant à inventorier. Il comprend un grand nombre d'espèces, relativement bien connues et facilement échantillonnables. Les espèces ne sont pas directement liées à des plantes hôtes mais ont des modes de vie variés selon les sous-familles (parfois considérées comme des familles à part entière) et sont sensibles au type d'habitat. Ils apportent donc une information écologique plus fine qu'une simple relation à la richesse végétale.

Les Coléoptères Scarabéides coprophages

En zone tempérée, les Scarabéides coprophages sont peu nombreux en forêt et sont plutôt associés aux espaces ouverts de pâturage des grands herbivores domestiques (Lumaret, 1990). En zone tropicale, de nombreuses espèces sont forestières et peuvent être facilement inventoriées et utilisées dans des études écologiques (Hanski et Cambefort, 1992). En Afrique, les zones de savane sont sensiblement plus riches que les zones forestières, reflétant ainsi un lien évident avec la faune des grands mammifères ; en Amérique et en Asie, les forêts hébergent des cortèges plus riches que les milieux ouverts.

Les espèces forestières sont de bons indicateurs car elles sont associées à la présence de faune assurant la ressource alimentaire (excréments de vertébrés, cadavres de vertébrés et d'invertébrés), sensibles au micro-climat (ambiance forestière du sous-bois) et pour la plupart ne peuvent se déplacer en milieu ouvert (Scheffler, 2005). Les exigences et préférences écologiques des espèces sont bien connues dans plusieurs contextes : Afrique de l'Ouest (Cambefort, 1984 ; Davis et Philips, 2005), Afrique centrale (Walter, 1978), Amérique centrale (par exemple Estrada *et al.*, 1993), Amazonie (Scheffler, 2005) et Asie du Sud-Est (par exemple Sabu *et al.*, 2006). Une des difficultés d'utilisation de ce groupe réside dans la détermination des nombreuses petites espèces (3-6 mm) en l'absence d'ouvrage de synthèse (documentation éparse sous forme d'articles de taxonomie).

Deux grandes méthodes peuvent être utilisées pour ces inventaires :

- Le piégeage par appât. Selon l'attractif utilisé, cette méthode permet un échantillonnage ciblé et reproductible des Scarabéides coprophages.
- Le piégeage d'interception. Cette méthode est très efficace pour collecter les Scarabéides coprophages forestiers qui se déplacent en général près du sol. Elle permet d'avoir une image assez fiable du cortège d'espèces présentes et de leur abondance, indépendamment d'un effet lié à la ressource alimentaire.

Les Coléoptères Cetoniinae (ou Cetoniidae selon les auteurs)

Ce groupe taxonomique, qui comprend des espèces indicatrices de la qualité des écosystèmes forestiers en France (Brustel, 2004), peut constituer un bon groupe indicateur en Afrique (Touroult et Le Gall, 2001a) et probablement en Asie. En effet, le nombre d'espèces est dans une fourchette « manipulable » (de l'ordre de 80 à 300 espèces dans les pays d'Afrique forestière), elles sont assez facilement déterminables et peuvent être capturées par une méthodologie standard. Pour la détermination des espèces africaines, on peut notamment citer les volumes de la série des Coléoptères du Monde qui leur sont consacrés (par exemple Rigout et Allard, 1992), l'iconographie de Sakai et Nagai (1998) et des révisions plus récentes de certains genres dans des revues comme *Coléoptères* ou *Les Cahiers Magellanes*. En Amérique, le nombre d'espèces est plus limité (de l'ordre d'une trentaine

d'espèces par région) et la facilité d'échantillonnage est moindre, ce qui en fait un groupe moins pratique pour les études écologiques mais qui reste utilisable (Solis, 2004).

Les Cétoines ne sont pas inféodées à des plantes hôtes particulières mais sont, pour beaucoup d'entre elles, exigeantes en terme d'habitat (certaines se trouvent exclusivement en forêt, d'autres en savane...) et de micro-habitat (développement larvaire dans les cavités d'arbres, les terreaux d'épiphytes, les bois cariés, la litière...). Bien que l'écologie précise de chaque espèce ne soit pas connue en milieu tropical, les cortèges varient sensiblement d'un milieu à l'autre et peuvent être assez facilement interprétés. Au Bénin, il a été possible d'identifier des espèces qui se déplacent dans le sous-bois sombre et évitent les clairières et lisières (cf. Tableau 12). La technique d'échantillonnage consiste à utiliser des pièges aériens à appât fermenté, comparables aux pièges utilisés en Europe.

Tableau 12 : Résultats de piégeages au Sud-Bénin, dans une zone de forêt dense semi-décidue, illustrant la diversité en Cétoines et les espèces caractéristiques des milieux (d'après Touroult et Le Gall, 2001a).

Résultats par milieux	Forêt (pièges en hauteur)	Forêt (pièges en sous-bois)	Palmeraie	Cultures arborées	Champs	ensemble
Nombre de pièges	6	2	10	2	4	24
Nombre moyen de Cétoines capturées par piège, en 10 jours de piégeage	29	13	4	42	6	15
Richesse spécifique	22	9	12	13	12	26
Diversité (indice alpha de Fisher)	4	2,2	1,6	2,3	2,9	4,23
Part de l'espèce la plus commune (indice de dominance de Berger-Parker)	41%	53%	26%	76%	38%	44%
Quelques espèces caractéristiques (nombre d'individus par milieux)						
<i>Paralleucosma glycyphanoïdes</i> (Moser, 1908)	52	1	0	0	0	53
<i>Caelorrhina thoreyi</i> (Schaum, 1841)	35	4	0	0	0	39
<i>Stethodesma strachani</i> Bainbridge, 1840	14	0	0	0	0	14
<i>Myodermus alutaceus</i> Afzelius, 1817	231	75	5	5	2	318
<i>Tmesorrhina iris</i> (Fabricius, 1781)	71	46	0	3	0	120
<i>Chordodera quinquelineata</i> (Fabricius, 1781)	0	6	0	0	0	6
<i>Pachnoda tridentata</i> (Olivier, 1789)	2	0	23	17	18	60
<i>Diplognatha gagates</i> (Forster, 1771)	1	0	41	7	17	66
<i>Chlorocala africana</i> (Drury, 1773)	138	3	40	58	27	266
<i>Plaesiorrhina cincta</i> (Voet, 1779)	410	1	31	372	56	870
<i>Marmylida marginella</i> (Fabricius, 1775)	1	0	2	5	9	17
<i>Gametis sanguinolenta</i> (Olivier, 1789)	6	0	3	8	7	24
Ensemble de 14 autres espèces peu fréquentes	38	9	15	14	12	88
Total par milieu	999	145	160	489	148	1941

I.3 Les Coléoptères Cicindelidae (Cicindèles)

Cette famille de Coléoptères est bien représentée dans les zones tropicales, avec un nombre abordable d'espèces. Celles-ci sont en général faciles à identifier et peuvent servir dans les études de milieux, qu'ils soient ouverts, littoraux, arborés ou forestiers (Rivers-Moore et Samways, 1996 ; Clark et

Samways, 1997). Il existe notamment une très bonne monographie des Cicindèles africaines (Werner, 2000). Les Cicindèles sont des Coléoptères prédateurs dont la plupart des espèces vit au niveau du sol. Elles sont sensibles à la perturbation des sols et à la disponibilité en proies et sont souvent exigeantes en terme de micro-habitat, comme par exemple les bords de rivière, les clairières forestières et les sous-bois (Pearson et Vogler, 2001). Il n'y a pas de méthode efficace de collecte par piégeage, la récolte s'effectue par capture directe avec un filet, de jour, sur transect.

1.4 Les Coléoptères saproxyliques

Les diverses familles sont échantillonnables avec les mêmes méthodes qu'en milieu tempéré : pièges d'interception et enceintes d'émergence sont les deux techniques les plus efficaces, à compléter avec le piège lumineux. Cependant, de nombreuses petites familles ne sont pas déterminables et les connaissances sur leur éthologie sont quasi-inexistantes. Ces techniques et groupes peuvent être utilisés pour de l'inventaire mais sont difficiles à interpréter. L'utilisation des Coléoptères Cerambycidae (longicornes), assez faciles à inventorier et à déterminer, peut être envisagée pour évaluer l'état de conservation des saproxyliques dans des forêts dégradées ou dans des plantations. En effet, ils sont sensibles à la disponibilité de la ressource alimentaire (nombre d'essences, quantité et diamètre) ainsi qu'à sa continuité. Une connaissance des exigences écologiques particulières permettrait une analyse plus fine des résultats (exemple : certains Prioninae inféodés aux gros volumes de bois mort).

Divers groupes de Scarabéides majoritairement saproxyliques sont assez bien connus dans certaines zones tropicales. C'est le cas par exemple en Amérique centrale pour les Dynastidae (Ratcliffe, 2003) et dans l'ensemble de la zone néotropicale pour les Rutelidae (cf. par exemple Soula, 2005). Ils peuvent constituer de bons marqueurs de la biodiversité liée au bois en décomposition avancée. Ils sont échantillonnables au piège lumineux, au piège à Cétoine et au piège d'interception, ainsi que par recherche des larves dans les bois en décomposition.

II - QUELQUES METHODES UTILISABLES EN MILIEU TROPICAL

D'une manière générale, les méthodes de collecte présentées pour les milieux tempérés fonctionnent également en milieu tropical (assiettes colorées, piège Malaise, etc.). A noter que les pièges Barber (« pit fall trap ») ne sont pas très efficaces pour capturer les Carabidae tropicaux qui sont d'ailleurs moins nombreux en forêt tropicale qu'en milieu tempéré au niveau du sol.

Les méthodes supplémentaires ou adaptées aux milieux tropicaux sont développées ci-dessous.

II.1 Les pièges d'interception

Le piège-vitre et ses variantes

(cf. aussi partie III.2 du Chapitre 2)

Tout comme en Europe, cette technique relativement récente est très efficace pour la capture de Coléoptères en forêt tropicale d'après nos expériences en Guyane, en Martinique et également au Brésil (Dégallier, com. pers.). En Guyane, le type de piège décrit ci-dessous permet de capturer entre 200 et 500 Scarabéides coprophages par semaine.

En forêt tropicale, par rapport aux milieux tempérés, des difficultés viennent de la chute régulière de feuilles, qui viennent obstruer les collecteurs, et des fortes précipitations pendant les périodes propices aux insectes, qui diluent les mélanges conservateurs.

Le modèle le plus utilisé est un modèle plan : plaque de plexiglas transparent de 1,2 m de long ou davantage par 80 cm de hauteur, placée dans un « couloir » de déplacement. La plaque est fixée entre deux arbres, plus ou moins haut selon les espèces recherchées (Photo 10).



Photo 10 : Piège-vitre plan (Guyane).

Une gouttière est soit fixée à la plaque de plexiglas, soit fixée indépendamment au-dessous de la plaque. La gouttière est percée de quelques trous pour évacuer le « trop plein » en cas de fortes pluies. Le mélange dans la gouttière est constitué d'eau saturée en sel, ce qui évite la décomposition des échantillons et l'envahissement par les dytiques et autres insectes aquatiques. En saison des pluies, il est utile de mettre une bâche au-dessus du piège, pour limiter la dilution du mélange de conservation et la chute de feuilles.

Le piège peut être relevé tous les 8-10 jours et les échantillons sont conditionnés dans des poches plastiques avec de l'alcool à 70°.

Parmi les limites de ce piège, on peut citer son encombrement lorsqu'il faut l'installer dans un endroit reculé, son coût (dans les 80 € le piège), et la quantité de matériel à trier, avec beaucoup de familles dont les espèces sont indéterminables. Ce type de piège est également peu adapté à une installation en milieu ensoleillé et ouvert (évaporation du liquide).

Variante

Pour la capture d'espèces volant bas, notamment les Scarabéides coprophages et les Histeridae (cf. Solis, non daté ; Dégallier, 2004) une méthode plus « souple » existe. Elle consiste à tendre solidement au-dessus du sol une toile grillagée (type moustiquaire robuste) et de placer comme collecteur des petites bassines rectangulaires (type bac de tri d'échantillons) ou de creuser légèrement le sol et de placer une bâche hermétique.

Cette méthode a l'avantage de constituer un piège plus facile à transporter et d'être relativement ciblée sur les Coléoptères au vol « lourd » tels les Scarabéides.

Une méthode d'interception particulière : le filet « cryldé »

Cette méthode se base sur l'interception des insectes circulants par une toile agrippante synthétique similaire à la toile « Cryldé® » utilisée en agriculture (protection des vergers). Elle est surtout utilisée en zone néotropicale et particulièrement par les entomologistes de Guyane française mais elle peut fonctionner partout, y compris en milieu tempéré.

Cette méthode est efficace pour les Coléoptères et Hémiptères de plus de 6 mm. Elle permet de capturer des espèces très discrètes et notamment des espèces rarement prises au piège-vitre (buprestes notamment) ou volant en zone ouverte et ensoleillée.

Parmi les limites de cette méthode, on peut citer son coût (achat de la toile synthétique), sa difficulté d'installation et l'obligation de relever fréquemment le dispositif (idéalement tous les 2 jours). Elle est peu standardisable et donc surtout à utiliser pour la réalisation d'inventaires de biodiversité.



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

Différentes toiles agrippantes peuvent être utilisées. Une des plus simples à se procurer est la toile d'araignée synthétique vendue pour les farces et attrapes d'Halloween ! Il faut ensuite la tendre verticalement sur le terrain, dans un lieu de passage présumé des insectes, le plus souvent dans un chablis, ou sur des piquets verticaux plantés dans le sol (Photo 11).

II.2 - Le « fogging »

(cf. aussi partie II.1.1 du Chapitre 2)

Cette méthode, surtout utilisée dans la recherche fondamentale en milieu tropical, consiste à pulvériser un insecticide à faible rémanence sur un arbre et à récupérer l'ensemble des espèces dans des collecteurs (bâche ou entonnoir) placés au sol sous la zone traitée (Chey *et al.*, 1998). Cette technique permet d'avoir une image instantanée de la faune présente mais n'est pas envisageable pour des études et inventaires répétitifs car non-sélective et complexe à mettre en œuvre.

II.3 - Les enceintes à émergence

Une méthode particulièrement efficace pour la capture des Coléoptères saproxyliques consiste à prélever des bois et branches attaqués par les larves et à les mettre « en incubation » dans des enceintes closes jusqu'à émergence de l'adulte. Cette technique permet de récolter de nombreuses espèces très discrètes, petites ou à période d'apparition courte. Elle est aussi très pratique dans certaines régions tropicales où la saisonnalité est faible, permettant ainsi un suivi régulier en limitant le temps passé sur le terrain. Cette méthode simple et peu coûteuse permet de connaître le milieu de développement des espèces, dont leurs plantes hôtes si on a pris soin de noter l'essence lors du prélèvement.

Quelques chiffres permettent d'illustrer l'efficacité de cette méthode pour les longicornes néotropicaux :

- en Guadeloupe, cette méthode nous a permis de capturer 80 % des Cerambycidae de l'île en 16 mois (contre moins de 40 % par les méthodes classiques de collecte directe) !
- En Guyane, sur la base de trois ans d'expérience, 15 stères de bois variés attentivement sélectionnés et renouvelés tous les ans, permettent l'obtention d'environ 10.000 longicornes par an représentant environ 500 espèces différentes (soit approximativement un quart de la faune estimée).

Parmi les inconvénients de cette méthode, on peut citer : l'encombrement des enceintes d'élevage, la durée avant l'obtention des spécimens (parfois plus d'un an), la nécessité d'un suivi quasi-journalier et la difficulté à obtenir des données comparables d'un échantillon à l'autre (effet important du récolteur du substrat).

Il existe deux méthodes pour la récolte de bois pour cet « élevage » :

- créer le bois mort en le coupant soi-même, et en le laissant 2 mois en forêt pour que les xylophiles pondent dedans. Cette méthode permet de déterminer de façon fiable la plante-hôte (Tavakilian *et al.*, 1997). Il est ainsi possible de suspendre des fagots de lianes ou de branches fraîchement coupées (Photo 12) ;
- ramasser sur le terrain des branches, petits troncs ou lianes déjà mortes depuis quelques semaines à quelques mois. Il est dans ce cas souvent plus délicat de déterminer l'essence prélevée. Toutes sortes de bois peuvent héberger des larves de Coléoptères saproxyliques mais nous avons déjà constaté une faune plus riche sur les branches mortes restées suspendues à l'arbre et exposées au soleil. La présence de larves dans le substrat peut être confirmée par l'observation de la section de la branche (coupée à la scie ou au sécateur), par la découverte de larves en décortiquant partiellement le bois ou en observant les dépôts de « frass » (déjection de larves) sous les branches.



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

Les morceaux de bois sont ensuite laissés à sécher quelques jours pour ne pas être trop imbibés d'eau, puis mis dans une caisse en carton ou en plastique en veillant à enlever les araignées, Fourmis et autres blattes qui pourraient consommer les adultes à leur émergence. Cette caisse est recouverte d'un sac poubelle en plastique épais. Un culot de bouteille d'eau minérale avec un papier absorbant sert à collecter les insectes qui sont attirés par la lumière (Photo 13 et Photo 14). La jonction entre le sac et la bouteille est assurée par des élastiques (Chalumeau et Touroult, 2005).



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).

D'autres systèmes sont possibles pour éviter de fréquents blocages des insectes dans la jonction sac/bouteille : les flacons de recueil dévissables dont les couvercles percés peuvent être collés aux caisses plastiques (méthode Giugliaris et Dalens, *com. pers.*). Les flacons collecteurs doivent présenter une zone grillagée afin d'éviter la saturation des enceintes par les gaz liés à la fermentation et le développement excessif des champignons.

Les caisses doivent être conservées dans un local abrité des excès de chaleur ; le collecteur transparent orienté vers l'endroit le plus clair. Il convient idéalement d'inspecter le collecteur vers midi et en début de nuit, et de vérifier parfois l'intérieur de la caisse car certaines espèces restent à bonne distance de la lumière.

On citera pour finir, les « traditionnelles » cages d'émergence entièrement grillagées. L'avantage principal est d'éviter l'excès d'humidité et la fermentation mais les insectes qui émergent sont moins visibles et le substrat tend à se dessécher.

II.4 - Le piège lumineux

(cf. aussi parties II.1.2 et III.4 du Chapitre 2)

Cette technique repose, comme exposé pour les milieux tempérés, sur le fait que de nombreux insectes nocturnes sont attirés la nuit par la lumière.

En milieu tropical, les pièges automatiques sont peu utilisés en raison notamment de la quantité d'insectes attirés. La méthode la plus employée est la suivante, avec quasiment autant de variantes qu'il existe d'entomologistes (voir par exemple Hequet, 1996)

Le piège consiste à placer un système lumineux dans une zone dégagée. Le dispositif, assez complexe, est généralement constitué de trois ampoules produisant un spectre riche en UV. La plus puissante, ou lampe d'appel, est placée entre 3 et 6 mètres de hauteur sur un mât ; les deux autres placées à 1,60 mètre du sol, qui servent à rabattre les insectes vers un drap blanc de 1,80 mètre sur 2 mètres, tendu verticalement (Figure 5, Photo 15, Photo 16 et Photo 17). Un autre drap blanc est étendu sur le sol, pour permettre de repérer facilement les insectes qui se posent à terre. Les ampoules sont alimentées par un groupe électrogène. La récolte des insectes s'effectue des deux côtés du drap, par terre et aux alentours du piège, certains insectes ne se posant qu'à une certaine distance de la lumière.



Photo 15 : Piège lumineux en Guyane.



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

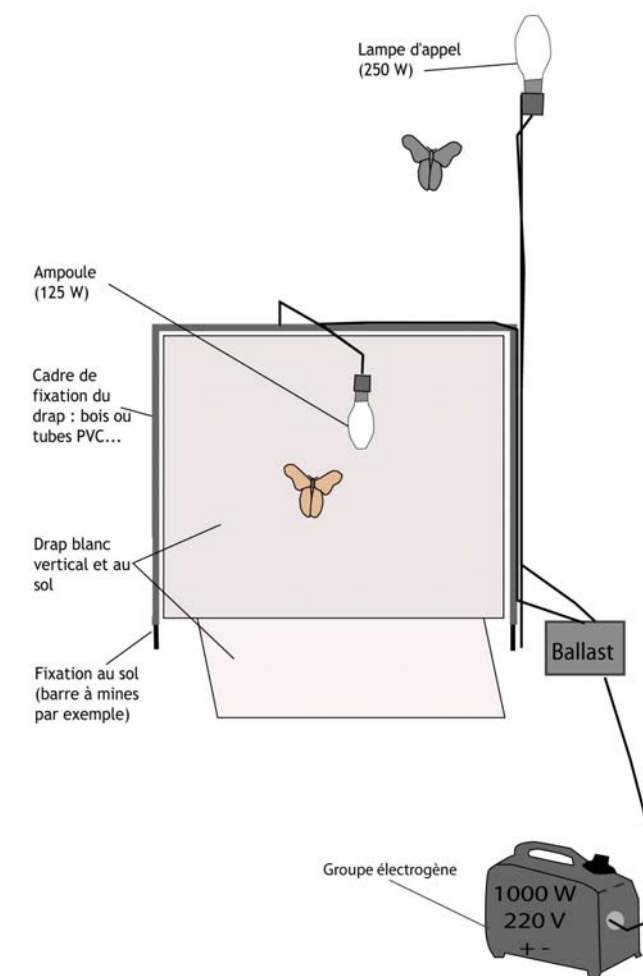


Figure 5 : Schéma d'un piège lumineux au drap.

Le type d'ampoule et la puissance utilisée sont très variables selon les entomologistes et les protocoles :

- montage avec des lampes à vapeur de mercure d'environ 1.000 watts (2 de 400 W en lampe d'appel et 2 de 80 W près du drap) jusqu'à des montages plus simples avec une seule lampe de 125 watts ;
- dans le cadre d'échantillonnage de la faune d'un milieu, nous conseillons plutôt un compromis de type : lampe d'appel de 250 watts et deux ampoules basses de 125 watts. Ceci permet d'attirer d'assez loin mais sans avoir un effet répulsif pour certaines espèces qui ont tendance à éviter les sources lumineuses trop puissantes. Ce système permet également de réduire la consommation de carburant à moins de 6 litres par nuit ;
- il convient d'utiliser des ballasts qui évitent l'échauffement des ampoules et leur explosion en cas de pluie ;
- les néons type « lumière noire » de faible puissance sont efficaces, avec une faune attirée un peu différente ; ils sont très utilisés par les entomologistes nord-américains, notamment en Amérique centrale. Certains entomologistes combinent les deux types de sources lumineuses au niveau du drap (Photo 16) ;
- des pièges accessoires, utilisant des lampes de faible puissance et/ou des spectres lumineux différents sont couramment utilisés en appoint du piège principal afin d'élargir les captures et de fixer des espèces que le piège principal a repoussées.

Avantages et inconvénients

Cette technique de récolte permet d'attirer facilement une grande quantité d'Hétérocères, de Coléoptères, de Névroptères, d'Hyménoptères, d'Hémiptères, etc. Très employée en écologie, elle n'est pas exempte de défauts. Un des principaux reproches tient au fait que deux nuits de collecte consécutives au même endroit peuvent donner des résultats très différents en termes d'abondance et de

composition. La variation d'attractivité d'une espèce à l'autre et pour les mêmes espèces d'un site à l'autre est un inconvénient sérieux (Southwood, 1978). Yéla et Holyoak (1997) ont étudié les effets des conditions météorologiques sur les captures au piège lumineux. Plus la température est élevée et plus la couverture nuageuse est importante, plus le nombre d'insectes attrapés est important, les nuits chaudes et orageuses étant particulièrement riches. Par contre, plus la lune est pleine, moins le nombre d'insectes est important. À noter qu'en fonction des heures de lever de lune, il reste possible d'effectuer des récoltes en début de nuit, y compris pendant les phases de quasi-pleine lune.



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

Compte tenu de ces limites, la comparaison de résultats, nuit de collecte par nuit de collecte, a peu de sens. Il vaut mieux comparer deux sites en s'appuyant sur un ensemble cumulé de plusieurs nuits de collecte (par exemple, au moins 4 nuits de collecte réparties sur 2 phases lunaires favorables).

Un autre problème lié au piège lumineux tient au fait qu'il attire parfois des insectes qui viennent de loin. Lorsqu'il est impossible de se mettre au niveau d'une formation homogène, il vient toujours des insectes des milieux adjacents. Il convient donc d'être prudent dans l'analyse des résultats pour les espèces qui volent bien (papillons de nuit notamment).

Une fois attirés au drap de collecte, les insectes ciblés dans l'inventaire sont prélevés pour être déterminés ultérieurement. Une méthode d'inventaire et d'évaluation pourrait être testée : photographier le drap de chasse à heures régulières et déterminer les Lépidoptères d'après photographie, en étalonnant la méthode par une comparaison entre la photographie et le prélèvement complet des spécimens.

II.5 - Les pièges à appât olfactif

Le piège aérien « à Charaxes »

Le piège à *Charaxes* est un piège attractif à papillons de jour, développé notamment par J. Plantrou pour l'étude des *Charaxes* africains (Plantrou, 1983).

Ce type de piège sélectif est utilisé pour la capture de Nymphalidae, spécialement des Charaxinae, qui sont très sensibles aux appâts, ainsi que d'autres groupes comme les *Euphaedra* et certains Satyridae.

Il consiste en un cylindre de tulle de 25 cm de diamètre et 65 cm de hauteur avec en bas un plateau suspendu qui présente un appât (Figure 6 et Photo 18). Le piège lui-même est accroché en hauteur (plus de 5 m) dans un arbre, avec une cordelette. La faune capturée n'est pas la même selon la hauteur du piège et son éclairage (espèces de sous-bois ou espèces de canopée). Le papillon pénètre en se glissant dans l'espace entre le plateau et le cylindre de tulle pour aller consommer l'appât. En repartant, le réflexe du Lépidoptère est d'aller vers le haut et il ne retrouve plus la sortie.

En terme d'appât, on peut employer de la banane fermentée avec de l'alcool (bière, rhum ou vin de palme) ou, en Afrique, des excréments frais de carnassier comme ceux de lion.

Les pièges à *Charaxes* nécessitent un suivi quotidien (voire plusieurs fois par jour) pour que les papillons ne s'abîment pas. De plus, il existe toujours un risque qu'ils s'échappent si l'espace entre le cylindre de tulle et le plateau de l'appât est trop important.

Lors de la relève, le piège doit être descendu doucement, les papillons sont ensuite assommés d'une pression sur le thorax et sortis par l'ouverture velcro. L'appât est renouvelé régulièrement.

Ce type de piège doit être mis dans des endroits bien éclairés. Un temps chaud et sec augmente leur attractivité (Henning, 1988). En Afrique, les Nymphalidae attirés par ce type de pièges sont plus fréquents en fin de saison des pluies et pendant la première moitié de saison sèche.

Les inconvénients de cette méthode résident dans le coût de fabrication du piège, et dans la nécessité d'un suivi quotidien.

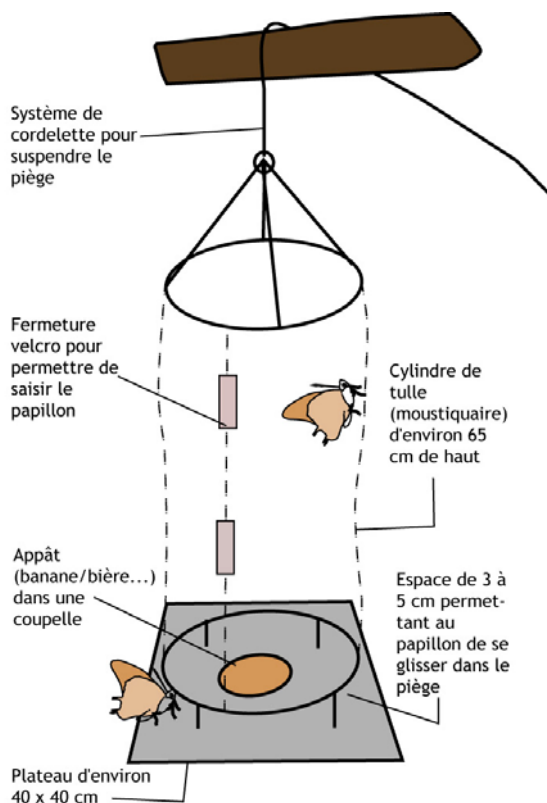


Figure 6 : Schéma du piège à *Charaxes*.



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

Le piège aérien « à Cétoines »

Il existe de nombreux types de pièges à Cétoines qui agissent tous sur le même principe. Ils permettent aussi d'attraper d'autres familles, notamment des Cerambycidae et des Rutelidae en Amérique tropicale. Ils consistent en un appât fermenté mis dans un récipient et suspendu dans un arbre.

Un modèle très efficace en Afrique consiste en un seau de 3 litres contenant un mélange moitié banane malaxée moitié vin de palme (Touroult et Le Gall, 2001a). Le piège est ensuite suspendu en hauteur à l'aide d'une cordelette (Photo 19) ou en courbant un jeune arbre. Les Cétoines attirées se noient dans le liquide, et on peut se contenter de relever le piège toutes les semaines.



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

Diverses bouteilles plastiques de récupération peuvent être utilisées, en pratiquant une ouverture latérale (environ 6 x 6 cm). Parmi les appâts fréquemment utilisés, on retrouve comme en Europe : le vin rouge additionné ou non de sucre (ne donne pas de bons résultats en Afrique), le mélange banane mûre, bière et sucre, les jus de fruits (banane, pêche)... (Photo 20). Le sel ajouté au mélange sert à limiter la fermentation des insectes dans le piège et permet ainsi d'espacer les relèves (jusqu'à 15 jours).



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

Ce piège est très efficace, mais la pluie limite son efficacité en diluant l'appât. Les pièges les plus attractifs sont ceux placés au soleil, en hauteur et dans un endroit un peu dégagé, mais il convient de varier les expositions pour obtenir également les espèces de sous-bois.

D'après nos expériences, ce piège est plus sélectif vis-à-vis des Coléoptères saproxyliques en milieu tropical qu'en zone tempérée. En Afrique, il capture essentiellement des Cétoines, à l'exception de quelques papillons ; en zone néotropicale, il capture essentiellement des longicornes, cantharides, Cétoines et rutélides.

C'est un des pièges les plus efficaces en terme de rendement : peu coûteux, matériel simple, facile à suivre et relativement sélectif.

Le piège à coprophages

Ce piège consiste à attirer les espèces dans un récipient enterré (type piège Barber : « pit fall trap » des anglo-saxons) au ras du sol, avec un appât attractif. Les pièges à coprophages attirent fortement à 20 m et encore à plus de 50 m (Cambefort, 1984). La plupart des scarabées coprophages se tiennent postés sur des plantes basses ou volent entre 20 cm et 1 m du sol à la recherche de sources de nourriture. Il existe deux pics journaliers d'activité selon les espèces : à l'aube et à la tombée de la nuit ; d'autres espèces, moins nombreuses, sont diurnes ou nocturnes.



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

Différents modèles de pièges de ce type ont été développés (Streit, 2004) (Figure 7) :

- appât directement placé dans le récipient de collecte. Simple mais rend délicat le nettoyage et le tri des échantillons ;
- appât placé dans une poche suspendue au-dessus du récipient de collecte contenant de l'eau savonneuse, cette poche devant permettre d'assurer la diffusion de l'odeur (Photo 21) ;
- appât placé dans un deuxième récipient situé au centre du récipient de collecte contenant de l'eau savonneuse.

Ces deux derniers modèles sont plus compliqués à installer mais permettent d'avoir des échantillons propres et simples à trier.

Dans tous les cas, bien que Cambefort (1984) conseille d'exposer l'appât directement à la vue des Scarabéides, il paraît préférable de protéger le piège de la pluie ou du soleil par un « toit » constitué d'une large feuille maintenue au-dessus du piège par deux brindilles ou par un couvercle plastique.

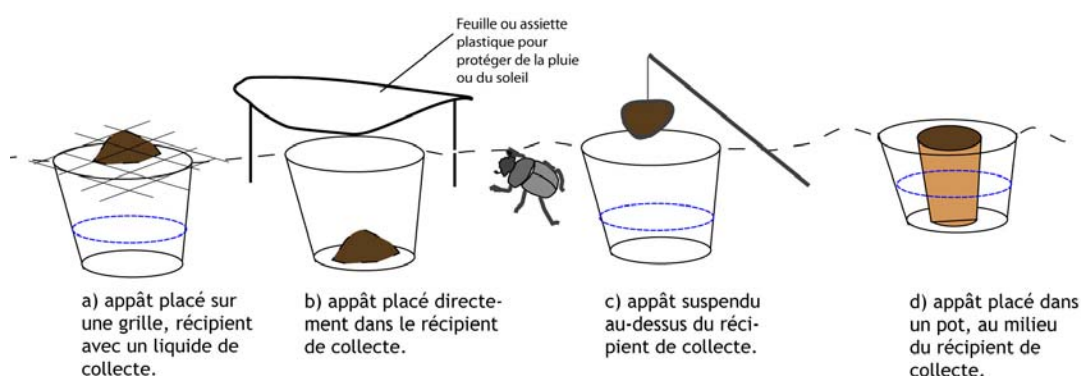


Figure 7 : Exemples de modèles de piège à Scarabéides coprophages.

Il convient de relever ce type de piège au maximum tous les deux jours, compte tenu de la vitesse de dégradation de l'appât et de la fragilité de ces Coléoptères qui meurent rapidement et dont le pronotum se détache facilement.

Différents appâts peuvent être utilisés : excréments divers, diplopodes écrasés, petits cadavres de vertébrés, dont reptiles et amphibiens, fruits de mer... Les cortèges varient selon le type d'appât ; on peut distinguer schématiquement les espèces d'excréments d'herbivore (faible teneur en azote), dont celles inféodés aux herbivores consommant de la matière ligneuse (éléphant), les espèces préférant les excréments d'omnivores et de carnassiers et les espèces plutôt nécrophages (Hanski et Cambefort, 1992). L'excrément humain fait partie des attractifs les plus efficaces, avec un spectre relativement large.

Les cadavres et morceaux de viande attirent des charognards qui peuvent saccager le piège. Il convient alors de placer une grille au-dessus du récipient contenant l'appât (Streit, 2006).

Cette méthode de piégeage est assez simple, très sélective et permet de capturer beaucoup de matériel. Cependant elle s'avère contraignante en terme d'approvisionnement en appât pour alimenter un dispositif et nécessite un suivi quotidien. Pour ces raisons, nous recommandons l'emploi de pièges d'interception plans situés près du sol pour échantillonner les Scarabéidés coprophages et nécrophages forestiers.

III - PRISE EN COMPTE DE LA SAISONNALITE

Contrairement à l'Europe, où les périodes favorables aux inventaires d'insectes sont connues et essentiellement situées pendant le printemps et l'été, la situation est moins évidente sous les tropiques. Ce paramètre est essentiel pour réaliser des inventaires et des études ciblées et efficaces. Dans un contexte d'inventaire plus exhaustif de la biodiversité ou de recherche d'espèces nouvelles, des récoltes peuvent être effectuées pendant des périodes moins favorables.

D'une manière générale, dans les régions à saisons très contrastées des zones tropicales (Afrique soudanaise par exemple), les insectes sont essentiellement présents en saison des pluies, avec un pic d'émergence pendant le premier mois. Plus le contraste avec la saison sèche est important, plus les émergences sont concentrées en saison des pluies.

À l'inverse, en climat équatorial ou tropical sans saison sèche marquée (mois le plus sec avec au moins 50 mm de précipitation), les insectes sont présents toute l'année avec des variations plus ou moins faciles à interpréter.

Ainsi, en Guyane française, une étude par piégeage lumineux (Dégallier *et al.*, 2004) a confirmé la présence tout au long de l'année d'une entomofaune variée, avec des différences entre les ordres taxonomiques, ainsi qu'entre la canopée et le sous-bois.

L'étude montre globalement un pic de densité d'insectes en octobre et novembre et un creux en avril et mai (facteur 1/5 en terme de biomasse). Ces résultats ainsi que ceux présentés dans le tableau 13 sont à prendre avec précaution car la pluie influence les déplacements des insectes vers le piège voire son attractivité, les résultats sont exprimés en biomasse et non en diversité et abondance, l'étude a été menée sur un seul site en forêt secondaire et durant une année. Comme en milieu tempéré, les fluctuations annuelles peuvent être importantes, avec également des fluctuations de grandes amplitudes à l'échelle de plusieurs décennies d'après l'expérience d'entomologistes effectuant des récoltes régulières. Les résultats obtenus par Dégallier *et al.* (2004) ne correspondent pas aux connaissances « à dire d'expert » sur les Coléoptères, qui seraient globalement plus abondants au piège lumineux en début de saison sèche (août et septembre).

Tableau 13 : Pics d'abondance de différents ordres d'insectes en Guyane, évalués par leur biomasse au piégeage lumineux de septembre 1978 à octobre 1979 (d'après Dégallier *et al.*, 2004).

	Pic d'abondance en sous-bois	Pic en canopée
Coléoptères	Novembre-décembre (fin saison sèche)	Juin-juillet (fin saison des pluies)
Lépidoptères nocturnes	Octobre-novembre (saison sèche)	Septembre-octobre (saison sèche)
Orthoptères	Septembre et janvier	Juillet à octobre
Homoptères	Novembre-décembre	Juillet, août et décembre
Auchénorrhynques	Novembre-décembre	Septembre-octobre
Hétéroptères	Septembre à décembre	Novembre, janvier et mars
Hyménoptères	Novembre (fin saison sèche)	Novembre (fin saison sèche)
« Petits ordres »	Novembre à février	Octobre à décembre

Dans les Petites Antilles, les Coléoptères sont plus abondants en saison sèche, mars à juin, (constatation à dire d'expert et à partir de données d'enceintes à émergence et de pièges d'interception) et les Lépidoptères nocturnes plus abondants en saison des pluies (F. Deknuydt, *com. pers.*).

IV - LIMITES ET PERSPECTIVES

Les groupes taxonomiques et les méthodes présentés dans cette partie sur les milieux forestiers tropicaux sont loin d'être exhaustifs. De nombreux autres groupes peuvent s'avérer utilisables en inventaire (Fourmis, Odonates, Orthoptères par exemple).

Une méthode non-développée dans ce chapitre consiste à faire récolter certains groupes d'insectes par les populations des villages de la zone d'étude, moyennant rétribution et une formation minimale sur les groupes recherchés. Cette méthode est surtout employée en Afrique. Bien que présentant des limites en terme de possibilité de comparaison entre échantillons, cette méthode peut s'avérer très efficace pour établir rapidement des inventaires par localité et peut permettre d'approcher une quantification de l'effort de collecte directe (nombre de récolteurs...).

Parmi les difficultés méthodologiques, les milieux insulaires de petite taille comme les Petites Antilles ou La Réunion posent un problème en matière d'inventaire : leur faune présente une richesse spécifique réduite qui ne permet pas d'échantillonner efficacement certains groupes taxonomiques. Des techniques comme le piège lumineux pour les Lépidoptères nocturnes ou les enceintes d'émergence pour les Coléoptères saproxyliques permettent cependant d'obtenir des résultats interprétables.

Compte tenu des difficultés de détermination auxquelles se trouve confronté le chercheur en milieu tropical, certains utilisent parfois la notion de « morpho-espèce » pour évaluer la richesse spécifique dans des études comparatives de milieux (Clark et Samways, 1997). Il s'agit d'une détermination visuelle des espèces d'insectes récoltés, ne passant pas par une identification précise des genres et espèces. Cependant, au-delà de l'inventaire visant à obtenir de simples listes d'espèces et une évaluation de la richesse spécifique (Magurran, 1988), il est surtout important de développer des outils permettant une évaluation plus qualitative de l'intérêt patrimonial des espaces. Cette évaluation peut être recherchée à une échelle biogéographique pour les grands ensembles de formation naturelle (affinité et originalité biogéographique des espèces présentes) ou à l'échelle de sites (massifs forestiers, plantations ou milieux secondaires) pour mieux comprendre le rôle de ces espaces dans le maintien de la biodiversité locale.

Dans cette perspective, il semble préférable d'utiliser des groupes d'espèces exigeantes en terme d'habitat et de micro-habitat et non-directement liées à la simple richesse végétale, l'information relative à ces espèces étant généralement corrélée à la flore.

Références

- 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 Touroult 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., Hamblen 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'Abrera, B.**, 1986. Sphingidae Mundi. Hawk moths of the world. E. W. Classey, Melbourne. 225 p.
- Daily G. C. et Ehrlich 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.

- Pearson D. L. et Vogler A. P.**, 2001. *Tiger Beetles : The Evolution, Ecology, and Diversity of the Cicindelids*. Cornell Univ. Press, Ithaca, NY. 333 p.
- Plantrou J.**, 1983. *Systématique, biogéographie et évolution des Charaxes africains*. (Thèse). École Normale Supérieure de Paris, 456 p.
- Ratcliffe B.C.**, 2003. *The Dynastine Scarab Beetles of Costa Rica and Panama (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae)*. Bull. Univ. Nebraska State Mus. 16, 506 p.
- Rigout J. et Allard V.**, 1992. *Cetoniini 2*. Includes supplement to vol. 9. Beetles of the World 12. Editions Sciences Nat, 100 p.
- Rivers-Moore N.A. et Samways M.J.**, 1996. Game and cattle trampling, and impact of human dwellings on arthropods at a game park boundaries. *Biodiversity and conservation*, 5 : 1545-1556.
- Sabu T. K., Vinod K. V. et Vineesh P. J.**, 2006. Guild structure, diversity and succession of dung beetles associated with Indian elephant dung in South Western Ghats forests. *Journal of Insect Science* 6 (17), 12p. Disponible en ligne : insectscience.org/6.17
- Sakai K. et Nagai S.**, 1998. *The Cetoniine Beetles of the World*. Musshi-Sha's Iconographic series of Insects 3, ed. Hiroshi Fujita, Japan, 401 p.
- Scheffler P. Y.**, 2005. Dung beetle (Coleoptera: Scarabaeidae) diversity and community structure across three disturbance regimes in eastern Amazonia. *Journal of Tropical Ecology*, 21 : 9-19.
- Schulze C. H. Waltert M., Kessler P. J. A., Pitopang R., Shahabuddin, Veddeler D., Mühlenberg M., Gradstein S. R., Leuschner C., Steffan-Dewenter I., Tscharnkte T.**, 2004. Biodiversity indicator groups of tropical land-use systems: comparing plants, birds and insects. *Ecological Applications* 14 (5) : 1321-1333.
- Solís Á.**, 2004. *Fruit beetles of Costa Rica*. Costa Rica, INBio, 236 p. (ISBN 9968 702 98 6).
- Solís Á.**, non daté. *Métodos y técnicas de recolecta para coleópteros Scarabaeoideos*. Accessible en ligne : <http://www-museum.unl.edu/research/entomology/Escarabajos.htm>
- Soula M.**, 2005. *Révision des Anticheirina (Rutelini)*. Beetles of the World 26.3, Hillside books, Canterbury, 113 p.
- Southwood T.R.E.**, 1978. 2nd edition. *Ecological Methods with particular reference to the study of Insect Populations*. University Printing House, Cambridge. 524 p.
- Streit B.**, 2004. Scatological ramblings II. *Scarabs newsletter*, occasional issue n°15 : 12-15. (Print ISSN 1937-8343; online ISSN 1937-8351). Disponible en ligne : http://www.coleopsoc.org/default.asp?Action=Show_ResourceSetID=Scarabs
- Streit B.**, 2006. Trapping with carrion... Collecting necrophiliacs. *Scarabs newsletter*, occasional issue n°17 : 7-10. (Print ISSN 1937-8343; online ISSN 1937-8351). Disponible en ligne : http://www.coleopsoc.org/default.asp?Action=Show_ResourceSetID=Scarabs
- Tavakilian G., Berkov A., Meurer-Grimes B. et Mori S.**, 1997. Neotropical tree species and their faunas of xylophagous longicorns (Coleoptera: Cerambycidae) in French Guiana. *Bot. Rev.* **63**: 303-355.
- Touroult J. et Le Gall P.**, 2001a. Les Cétoines du Sud-Bénin (Coleoptera, Cetoniidae). Étude comparative du peuplement de différents biotopes. *Cetoniimania*, Vol 1, n°2: 29-39.
- Touroult J. et Le Gall P.**, 2001b. Les Sphingidae du Sud-Bénin (Lepidoptera, Sphingidae). Étude de la faune des îlots forestiers et des milieux adjacents. *Lambillionia*, CI(2) : 275-284.
- Walter P.**, 1978. *Recherches écologiques et biologiques sur les Scarabéidés coprophages dans une savane du Zaïre*. Thèse Montpellier II, 353 p.
- Werner K.**, 2000. *The Tiger Beetles of Africa* (Coleoptera: Cicindelidae), Vol. 1. Taita Publishers, Hradec Kralove, Czech Republic, 191 p., 745 figures.
- Wood B. et Gillman M.P.**, 1998. The effects of disturbance on forest butterflies using two methods of sampling in Trinidad. *Biodiversity and Conservation*, 7 : 597-616.
- Yela J.L. et Holyoak M.**, 1997. Effects of moonlight and meteorological factors on light and bait trap catches of noctuid moths (Lepidoptera: Noctuidae). *Environmental Entomology*, 26: 1283-1290.

CHAPITRE 4

LES GROUPES D'INSECTES CIBLES EN FORET TEMPEREE

Rappelons que l'immense diversité des insectes rend impossible l'exhaustivité de leur inventaire. C'est pourquoi le groupe de travail Inv.Ent.for. propose d'étudier en priorité 5 groupes d'insectes à la diversité plus ou moins grande : les Coléoptères Carabidae, les Coléoptères saproxyliques, les Diptères Syrphidés, les Lépidoptères et les Fourmis rousses (Hyménoptères). Le choix de ces groupes s'est fait selon des critères de diversité, de rôle écologique et de représentativité dans l'écosystème forestier et les écosystèmes associés (clairières, landes pré-forestières, etc.), selon les connaissances sur leur biologie et sur leur taxonomie, et enfin selon l'existence d'une méthode d'échantillonnage fiable et utilisable. Ce chapitre présente chaque groupe et propose les méthodes les plus pertinentes pour les échantillonner.

I - LES COLEOPTERES CARABIDAE

(Christophe Bouget)

I.1 - Présentation du groupe

Diversité taxonomique

Plus de 40.000 espèces de Carabidae ont été décrites à ce jour (Lövei et Sunderland, 1996) : près de 2.700 occupent l'Europe, ce qui en fait la plus grande famille de Coléoptères Adephaga et la troisième famille de Coléoptères derrière les Staphylinidae et les Curculionidae. La famille des Carabidae compte un peu plus de 1.000 espèces en France, contre 1.292 en Italie à titre comparatif (Minelli *et al.*, 1995). Le tableau ci-dessous illustre cette diversité à différentes échelles géographiques. A titre d'exemple, pour des échelles plus locales, nous avons piégé une centaine d'espèces en chênaie-charmaie neutrocline à acidocline en Brie, une trentaine d'espèces par type de peuplement à station contrôlée, et une quinzaine par placette en forêt de Montargis (Bouget, 2001).

Tableau 14 : Quelques exemples de la diversité des Coléoptères Carabiques en fonction de l'échelle spatiale.

Echelle spatiale	Exemple	Richesse spécifique	Références
Etat	France	# 1000	
Région	Rhône-Alpes	549	Coulon <i>et al.</i> (2000)
	Alsace	352	Callot et Schott (1993)
Département	Indre-et-Loire	306	Cocquemont <i>et al.</i> (1997)
Massif forestier	Forêt domaniale de Fontainebleau	312	Cantonnet <i>et al.</i> (1997) Casset et Toda (2001)
	Forêt domaniale de Grésigne	158	Rabil (1992)

Les Carabidae présentent donc une diversité taxonomique et une abondance locales assez importantes.

Diversité écologique

Les Carabidae occupent la majorité des habitats forestiers ; certains sont inféodés aux forêts humides, d'autres aux talus et aux chemins forestiers. Certains sont liés à un micro-habitat particulier : souche, plaques de mousse, base des gros arbres...

La plupart sont terricoles, mais plusieurs groupes sont au moins partiellement arboricoles (la plupart des *Lebiinae*, certains *Platynini*, les *Calosomes*, *Carabus intricatus*...). Par leur lien à la température, à l'hygrométrie, à la lumière, leur phénologie annuelle (diapause estivale, reproduction au printemps ou à l'automne), ils présentent une spécificité d'habitat variable. Nocturnes ou diurnes, ailés, brachyptères ou aptères, leurs modes de vie sont très variés.

La plupart des espèces sont prédatrices (à des degrés de spécialisation variables à l'égard des proies : Collemboles, Annélides, Gastéropodes...), certains genres (*Amara*, *Harpalus*...) étant au moins partiellement granivores et phytophages.

I.2 - Intérêts

Les Carabidae (ou Carabiques) sont des Coléoptères variables en taille, des grands *Carabus* de 4 cm aux petits *Tachyini* de quelques millimètres, qui présentent cependant un habitus assez homogène et facilement reconnaissable. Leurs pattes allongées leur permettent de courir activement à la surface du sol, quelques espèces (les *Lebiinae* notamment) grimpent sur la végétation et d'autres se déplacent au vol.

Les Coléoptères Carabidae sont largement utilisés, dans de nombreux écosystèmes des deux hémisphères, comme indicateurs de réponse (New, 1998 ; Rainio et Niemelä, 2003). Leur sensibilité à la gestion forestière, et notamment à la coupe, a été souvent étudiée (Niemelä, 1999).

Parmi les arthropodes épigés (Formicidae, Aranéides, Myriapodes...), l'étude des Carabidae est motivée par les éléments suivants :

- leur taxonomie et écologie relativement bien connues ;
- leur large distribution géographique ;
- un degré de spécialisation variable vis-à-vis de l'habitat, des généralistes-eurytopes aux spécialistes-sténotopes ;
- leur réponse reflète de celle d'autres groupes, notamment des araignées et des autres Coléoptères épigés (Rushton *et al.* 1989 ; Niemelä *et al.*, 1996) ou d'autres Coléoptères (Scarabaeidae et Pselaphidae) (Oliver et Beattie, 1996). Cette présomption reste toutefois ambiguë ; en milieu agricole suisse, la diversité des Carabiques ne semble pas corrélée à celle d'autres groupes (Duelli et Obrist, 1998) ;
- leur rôle fonctionnel dans l'écosystème forestier (voir ci-dessous) ;
- leur échantillonnage au piège à fosse est éprouvé et fournit des effectifs importants (voir paragraphe « dispositif des pièges à fosse »).

Rôle fonctionnel dans l'écosystème forestier

Les Carabidae sont numériquement abondants dans la litière forestière. Dans l'étude du peuplement annuel au sol dans un taillis de châtaignier, Yon (1983) a dénombré 91 individus de Carabidae par m² soit 1.3% de l'effectif des Arthropodes épigés, alors que les Aranéides représentent 3.5% et les Chilopodes 8.6% de ce total. En biomasse, les trois groupes sont équivalents.

Majoritairement prédateurs, les Carabidae sont assimilés à des auxiliaires forestiers, actifs dans la régulation de phytophages ou de xylophages. Ils représentent un groupe trophique de niveau intermédiaire, proies de consommateurs tertiaires (Vertébrés insectivores) et consommateurs secondaires de petits Invertébrés, représentatifs à ce titre des maillons amont et aval du réseau.

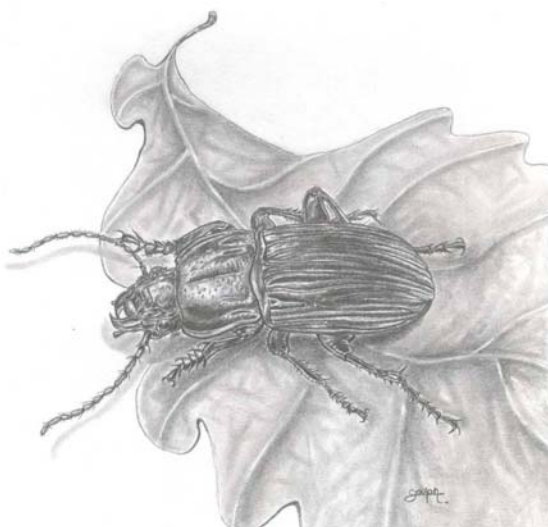


Figure 8 : *Abax* sp. (dessin G. Goujon).

Ressources systématiques disponibles

La bibliographie concernant l'identification des espèces de Carabidae est assez fournie. Les faunes sont avantageusement complétées par des articles monographiques récents sur un genre ou un groupe d'espèces et rendent possible l'identification de la faune de France. L'identification fait le plus souvent appel à la morphologie externe ; dans certains groupes, l'extraction des organes reproducteurs mâle (édéage) et femelle (spermathèque) est toutefois déterminante.

Un complément d'actualisation de la faune de France de Jeannel (1941-1942) est en cours de rédaction par J. Coulon (com. pers.). Dans de nombreuses régions de France, les Carabidae ont fait

l'objet de contributions d'entomologistes amateurs. Dans la plupart des sociétés entomologiques régionales, se trouvent des entomologistes disposant de collections de référence pour ce groupe. Quelques experts nationaux existent et peuvent être contactés en dernier recours.

Piégeabilité

Les Carabidae, volants ou marcheurs, sont capturés en nombre au moyen de pièges d'interception et d'attraction, au sol (piège à fosse) ou aériens (piège-vitre et piège lumineux). La capture à vue dans les micro-habitats cibles est également efficace mais difficile à standardiser.

La phénologie des espèces est étalée sur l'ensemble de l'année.

I.3 - L'échantillonnage

Le piège à fosse est relativement efficace pour les Carabidae épigés marcheurs, mais les espèces à dispersion active au vol et peu marcheuses sont peu capturées. Pièges-vitres et pièges à fosse apportent des données complémentaires sur les assemblages de Carabidae et les pièges à fosse une représentation très partielle de la carabofaune circulant locale (cf. encart ci-dessous).

Encart 11 : Méthodes d'échantillonnage et assemblages de Carabiques.

A titre d'exemple, l'échantillonnage des Carabidae dans 3 forêts feuillues de Seine-et-Marne, avec 130 pièges à fosse et 62 pièges-vitres (2 à 4 pièges à fosse et 1 à 2 pièges-vitres par placette), relevés mensuellement d'avril à septembre, a fourni les données cumulées suivantes : 93 espèces au total, 35 (37.5%) dans les deux pièges, 35 (37.5%) dans les pièges-vitres seulement et 23 (25%) dans les pièges à fosse seulement. Les pièges lumineux capturent efficacement des espèces moins courantes au piège Barber (notamment des *Ophonus*, *Bradycellus*...).

Choix du piège à fosse et du liquide (cf. Tableau 15)

D'après notre expérience, nous conseillons l'utilisation de (cf. Chapitre 2, partie III.1) :

- pots cylindriques en polyéthylène de taille standard (modèle UNIPAK) (diamètre 85 mm, hauteur 110 mm) ;
- liquide Mono-Propylène-Glycol (MPG) 50% + 10% de sel (plutôt que Mono-Ethylène-Glycol (MEG) plus toxique et antigel MEG disponible dans le commerce de détail, mais trop dilué (25%).

Tableau 15 : Liquides de conservation/attraction des pièges à fosse et leurs contraintes en fonction des objectifs d'échantillonnage.

Objectif	Liquide	Périodicité du relevé	Contrainte de recyclage
Quantitatif (piège passif : interception aléatoire)	Saumure + détergent Eau + détergent	7-15 j. < 7 j.	Non
Quantitatif à Qualitatif ?	MPG (ou MEG) 50 % + détergent + sel MPG (ou MEG) 50 % + détergent	30 j.	Oui
	Antigel moteur (MEG 25 %) + détergent + sel	15 j. 15 j.	
Qualitatif (piège actif : attraction-répulsion)	Vinaigre Bière/Vin + détergent	7-15 j. < 7 j.	Non
	Bière/vin + détergent + sel Formol 5 à 8 %	7-15 j. 15 j.	oui

Nombre de pièges par placette

Le nombre de pièges minimal dépend de l'objectif et de l'hétérogénéité du milieu. L'Encart 12 fournit quelques exemples glanés dans la bibliographie.

Nous préconisons de disposer 6 pièges par site (1 site = 1 placette).

Ce chiffre, divisible par 2 ou 3, permet d'équilibrer le nombre de réplicats par modalités d'un sous-facteur variable sur un site, en 3 + 3 (ex. 6 pièges dans une parcelle, dont 3 à proximité d'une souche et 3 à distance d'une souche) ou 2 + 2 + 2 (à la différence de 5 qui n'est divisible que par lui-même).

Encart 12 : Nombre de pièges et estimations de biodiversité.

Dans une parcelle forestière de 5 ha, Obrtel (1971) a montré que :

- 5 pièges (distants d'au moins 15 m) suffisent pour capturer la moitié des espèces piégées avec les 25 pièges à fosse initialement posés, dont les espèces dominantes ;
- 20 pièges sont nécessaires pour capturer 90 % de l'ensemble des espèces piégées avec ces 25 pièges ;
- 10 à 12 pièges suffisent pour estimer l'abondance des espèces.

En milieu forestier boréal, Niemelä *et al.* (1986) ont montré qu'un échantillonnage limité à 15 pièges distants de 2-3 m (non indépendants) donnait une richesse spécifique raréfiée très similaire à un piégeage basé sur un nombre double (30) ou triple de pièges (45).

Lors d'une étude de la richesse des Carabidae de 10 zones humides, Brose (2002) a calculé des estimateurs non paramétriques de la richesse et montré que le nombre d'échantillons pouvait être réduit à 5 pièges à fosse par site lors d'un programme d'échantillonnage minimal sans variation significative de la richesse estimée.

Dauffy-Richard (2007) a montré que 4 pièges à fosse par placette représentent un effort d'échantillonnage largement insuffisant dans les peuplements forestiers jeunes et ouverts.

Ces résultats sont cohérents avec une étude précédemment menée en milieu ouvert qui préconisait d'utiliser un strict minimum de 6 pièges pour mesurer la richesse d'une pâture (Desender et Pollet, 1998).

Agencement spatial des répliquats

Pour que le cumul des échantillons soit informatif, il est nécessaire que les répliquats-pièges soient indépendants. En effet, parmi des pièges trop proches, l'un souvent agrège la faune locale alors que les autres sont appauvris.

Encart 13 : Quelle distance entre pièges ?

Au delà d'un seuil de densité de pièges, on observe des interactions entre pièges et une perte d'efficacité par piège (Drach *et al.*, 1981). Des travaux comparatifs ont montré que l'on pouvait inférer cette indépendance à partir de 10 m (Scheller, 1984, Niemelä *et al.*, 1986), ou 15 m (Obrtel, 1971) voire 50 m (Digweed *et al.*, 1995). Les variogrammes de capture de Moore *et al.* (2002) suggèrent que les pièges espacés de 15 m ne sont pas indépendants. Nous avons comparé une distance inter-pièges de 14 ou 50 m (Bouget, 2001) et n'avons observé aucune différence d'interaction entre pièges.

Une distance inter-piège supérieure à 20 m semble raisonnable.

La disposition des pièges varie selon l'objectif :

- Disposition régulière :
 - grilles à maille carrée ou hexagonale (1 piège à chaque sommet)
 - transects linéaires (1 piège à intervalle constant sur une ligne)
 - groupes : un triangle, un carré ou un cercle de pièges par parcelle.
- Disposition irrégulière : les pièges sont placés à proximité d'éléments remarquables de l'environnement, considérés comme des micro-habitats privilégiés pour les insectes étudiés (souche, galette de chablis, base des gros arbres, taches de Bryophytes...).

Répétition temporelle

Un effet année ?

En raison des accidents climatiques et des cycles d'abondance des espèces, les années sont rarement semblables. Comme pour toute autre méthode ou assemblage faunistique, répéter sur plusieurs années permet de moyenner ces variations.

Encart 14 : Les variations annuelles chez les Carabiques.

De nombreuses études sur les Carabiques sont le fait d'une seule campagne annuelle. En cas de répétition une seconde année, les résultats sont souvent très corrélés entre micro-habitats (Antvogel et Bonn, 2001), ou entre types de forêts (Niemelä *et al.*, 1992).

Judas *et al.* (2002) ont montré que la distribution spatiale d'espèces forestières sur 4 ans ne changeait pas significativement sur la période considérée. Cependant, les variations interannuelles d'origine climatique ou biotique (dynamique cyclique des populations) sont illustrées par plusieurs travaux :

- dans des forêts canadiennes, certains Carabiques forestiers ont varié en abondance d'un facteur 2 à 8 en deux ans (Niemelä *et al.*, 1992) ;
- une population de *Carabus auronitens* dans une chênaie allemande a varié d'un facteur 2 à 19 sur une étude de six ans (Klenner, 1989).

Programmation et simplification saisonnière

Rappelons que beaucoup de Carabidae ont un cycle avec diapause estivale et diapause hivernale, et qu'il existe des reproducteurs de printemps et des reproducteurs d'automne.

Selon l'objectif de l'inventaire et les moyens matériels, humains et financiers disponibles, il est possible d'opter pour l'un des deux types de piégeages ci-dessous :

- Le piégeage continu (year-catch)

Pour l'exhaustivité de l'inventaire, cette programmation est préférable : dans la mesure du possible, la campagne doit s'étendre d'avril à octobre (variable selon les régions), afin d'inclure la période d'activité de la majorité des espèces.

- Le piégeage discontinu et ciblé

Pour l'économie d'échantillons, il est possible de focaliser l'effort d'échantillonnage sur quelques périodes de l'année. On peut donc pratiquer des piégeages au printemps et en automne. Si l'on choisit une seule saison, le printemps (avril-juin) est à privilégier.

Cette procédure permet aux communautés locales de se régénérer par immigration entre les piégeages ; cependant on court le risque d'être calé sur des périodes climatiquement défavorables et d'être hors des pics d'activité difficilement prévisibles des insectes.

Durée de piégeage et périodicité des relevés, sont à réfléchir en fonction des difficultés de terrain, des capacités conservatrices du liquide et de la probabilité de perturbation du piège par l'homme ou les sangliers (voir l'exemple ci-dessous).

Lors de l'étude de l'évolution de l'abondance avec le temps, il faut avoir conscience que les variations observées peuvent être dues à la défaunation de la campagne précédente.

Encart 15 : Le piégeage ponctuel répété : quelques références.

Malgré les études de Niemelä *et al.* (1990) ou de Rümer et Mühlenberg (1988) par ex., le piégeage continu (*year-catch* ; Niemelä, 2000) a été préféré aux piégeages ponctuels répétés, très sensibles à la phénologie et à son décalage en fonction de la situation météorologique de l'année. L'efficacité des piégeages ponctuels répétés a été testée dans le cadre d'essais de programmes minimaux d'échantillonnage visant à réduire la durée globale de la campagne de piégeage. Avec 3 pièges par habitat (prairie et forêt) en mai et juin, Rümer et Mühlenberg (1988) ont capturé 60% des espèces attendues. Niemelä *et al.* (1990) ont comparé un piégeage continu à un piégeage à chaque extrémité de la saison d'activité sur 5 + 5, 10 + 10 ou 14 + 14 jours. Ils ont conclu que les espèces dominantes étaient échantillonnées avec suffisamment de précision avec le système 10 + 10 jours. La plupart des espèces non représentées dans ce programme ponctuel étaient rares dans le système continu (< 10 individus).

1.4 - Sur le terrain

Précautions de pose

Le choix du site est important : se rapprocher de micro-habitats importants, éviter les pentes et les cuvettes (et donc l'inondation du pot par ruissellement).

Pour la pose : creuser un trou cylindrique au moyen d'une tarière de pédologie ou d'un plantoir, enfoncer le pot et parfaire l'affleurement en maçonnant à la terre la continuité entre sol et bord du pot. Dans les sols durs, laisser un double pot percé à demeure dans le sol et y enfoncer le pot de piégeage permet de conserver le forage en état.

Cette pose induit un effet de perturbation initiale (Digweed *et al.*, 1995) : cf. chap. 2, partie III-1 pour les préconisations et précautions d'emploi.

Protocole de récolte

(cf. aussi Chapitre 4)

Pour la récolte et le conditionnement des échantillons, nous proposons le protocole suivant :

- filtrage du piège à la passoire fine sur le terrain (et récupération du liquide usagé s'il s'agit d'un produit toxique) ;
- stockage du contenu à sec dans un sachet refermable à zip (type Mini-grip® de congélation) étiqueté au congélateur. L'étiquetage doit faire mention précise et durable (attention à la longévité de l'encre utilisée) de la date, de la station et du numéro de piège ;
- le liquide conservateur est renouvelé à chaque relevé.

Il est déconseillé d'effectuer un pré-tri du contenu du piège sur place, dans la mesure où les petites espèces peuvent être dissimulées dans les déchets ou engluées dans le mucus de limaces par exemple.

PROPOSITIONS INV.ENT.FOR.

	objectif 1 : qualitatif (inventaire faunistique)	Objectif 2 : comparatif
NOMBRE DE SITES	Sans objet	5 à 10 par modalité
NOMBRE DE PIEGES	6 par site	2 à 5 en fonction du nombre de sites
DISTANCE INTERPIEGES	20 m	20 m
PERIODE	Mars à octobre	Intensif : Mars à octobre Extensif : Avril-Mai et septembre
PERIODICITE	15 à 30 jours*	15 à 30 jours*
LIQUIDE CONSERVATEUR	*	*

*si possibilité de récupération du liquide après usage, utiliser le mélange MPG 50% + eau 50% + 10% de sel en masse ; périodicité des relevés : jusqu'à 30 jours ;
si recyclage impossible, utiliser une saumure saturée ou une solution à 4% de sulfate de cuivre : eau + 10% sel ; périodicité des relevés : 7-15 jours.

Encart 16 : Usuels de détermination pour les Coléoptères Carabiques.

COULON J., 2003. Les Bembidiina de la faune de France. Clés d'identification commentées (Coleoptera Carabidae Trechinae) (Première partie). Bull. mens. Soc. linn. Lyon, 72 (8) : 256-272.
COULON J., 2004. Les Bembidiina de la faune de France. Clés d'identification commentées (Coleoptera Carabidae Trechinae) (Deuxième partie). Bull. mens. Soc. linn. Lyon, 2004, 73 (4) : 163-180.
COULON J., 2004. Les Bembidiina de la faune de France. Clés d'identification commentées (Coleoptera Carabidae Trechinae) (Troisième partie). Bull. mens. Soc. linn. Lyon, 2004, 73 (8) : 305-325.
COULON J., 2005. Les Bembidiina de la faune de France. Clés d'identification commentées (Coléoptères Carabidae Trechinae) (quatrième et dernière partie). Bull. mens. Soc. linn. Lyon, 74 (3) : 103-120.
FOREL J. et LEPLAT J., 2001. Faune des Carabiques de France – I (Pausidae, Cicindelidae, Calosominae, Cychrinae, Omophroninae), 95 p., Magellanes, Andrézy.
FOREL J. et LEPLAT J., 2003. Faune des Carabiques de France – XI (Lebiinae, Dryptinae, Brachininae), 157 p., Magellanes, Andrézy.
FOREL J. et LEPLAT J., 2005. Faune des Carabiques de France X (Harpalidae, les Perigonidae, Anchonoderidae, Odacanthidae, Licinidae, Callistidae, Panagaeidae, Masoreidae), 134 p., Magellanes, Andrézy
FREUDE H., 1976. Carabidae (Laufkäfer). in Freude, H., Harde, K. W., et Lohse, G. A., eds. *Die Käfer Mitteleuropas : Adepaga 1*. 300 p. Goecke et Evers, Krefeld. (allemand, faune du nord)
HURKA K., 1996. *Carabidae of the Czech and Slovak Republics*. Ed. Kabourek, Zlin. 565 p. (anglais, faune du nord)
JEANNEL R., 1941. *Faune de France. Coléoptères Carabiques. 1^{ère} partie*. Office central de Faunistique, Paris. pp 1-571 (incontournable, mais vieilli pour certains groupes)
JEANNEL R., 1942. *Faune de France Coléoptères Carabiques. Deuxième partie*. Office Central de Faunistique. pp 573-1173
LINDROTH C. H., 1974. *Handbooks for the identification of British insects. Coleoptera Carabidae*, London (anglais, faune du nord)
LOHSE G. A. et LUCHT W. H., 1989. *Die Käfer Mitteleuropas. Band 12, Supplementband 1* (Carabidae 23-60). Goecke et Evers, Krefeld. 346 p.
LUCHT W. H. et KLAUSNITZER B., 1998. *Die Käfer Mitteleuropas. Band 15, Supplementband 4* (Carabidae 23-76). Goecke et Evers, Krefeld. 400 p.
ORTUNO, V. M. et TORIBIO, M. 2005 Carabidae de la península Iberica y Baleares, Vol.I Techinae-Bembidiini. Arganio editio, 470 p.
TRAUTNER J. et GEIGENMÜLLER K., 1987. *Tiger beetles, ground beetles - Illustrated key to the Cicindelidae and Carabidae of Europe*. 488 p. (incomplet, au genre seulement pour certains groupes).

Références citées

- Antvogel, H. et Bonn, A.**, 2001. Environmental parameters and microspatial distribution of insects : a case study of carabids in an alluvial forest. *Ecography* 24, 470-482.
- 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.
- Brose, U.**, 2002. Estimating species richness of pitfall catches by non-parametric estimators. *Pedobiologia* 46, 101-107.
- 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, Nogent-surVernisson: Cemagref.
- Desender, K. et Pollet, M.**, 1988. Sampling pasture carabids with pitfalls : evaluation of species richness and precision. *Med. Fac. Landbouww. Rijksuniv. Gent* 53, 1109-1117.
- 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.
- Drach, A., Benest, G. et da Fonseca, J. P. C.**, 1981. Analyse comparative de différents types de pièges basée sur l'étude de deux peuplements de Carabiques. *Revue d'Ecologie et de Biologie du Sol* 18, 91-114.
- Duelli, P. et Obrist, M.K.**, 1998. In search of the best correlates for local organismal biodiversity in cultivated areas. *Biodiversity and Conservation* 7, 297-309.
- Judas, M., Dornieden, K. et Strothmann, U.**, 2002. Distribution patterns of carabidae beetle species at the landscape level. *Journal of biogeography*, 29, 491-508.
- Klenner, M.**, 1989. Überlebenstrategien einer stenotopen Waldart : Untersuchungen zur Dynamik einer westfälischen *Carabus auronitens* Population (Coleoptera, Carabidae). *Verhandlungen der Gesellschaft für Ökologie* 18, 781-791.
- Lövei, G. L. et Sunderland, K. D.**, 1996. Ecology and behavior of ground beetles (Coleoptera: Carabidae). *Annual Review of Entomology* 41, 231-256.
- Minelli, A., Ruffo, S. et La Posta, S.**, 1995. Checklist delle specie della fauna italiana - Coleoptera. Calderini.
- Moore, J.-D., Ouimet, R., Camire, C. et Houle, D.**, 2002. Effects of two silvicultural practices on soil fauna abundance in a northern hardwood forest, Quebec, Canada. *Canadian Journal of Soil Science* 82, 105-113.
- New, T.**, 1998. The role of ground beetles (Coleoptera, carabidae) in monitoring programmes in Australia. *Ann. Zool. Fennici* 35, 163-171.
- Niemelä, J.**, 1999. Management in relation to disturbance in the boreal forest. *Forest Ecology and Management* 115, 127-134.
- Niemelä, J.**, 2000. Biodiversity monitoring for decision making. *Annales Zoologici Fennici*, 37, 307-317.
- Niemelä, J., Haila, Y. et Punttila, P.**, 1996. The importance of small-scale heterogeneity in boreal forests : variation in diversity in forest-floor invertebrates across the succession gradient. *Ecography* 19, 352-368.
- Niemelä, J., Halme, E. et Haila, Y.**, 1990. Balancing sampling effort in pitfall trapping of carabid beetles. *Entomologica Fennica* 1, 233-238.
- Niemelä, J., Halme, E., Pajunen, T. et Haila, Y.**, 1986. Sampling spiders and carabid beetles with pitfall traps : the effect of increased sampling effort. *Annales Entomologici Fennici* 52, 109-111.
- Niemelä, J., Spence, J. R. et Spence, D. H.**, 1992. Habitat associations and seasonal activity of ground-beetles (Coleoptera, Carabidae) in central Alberta. *Canadian Entomologist* 124, 521-540.
- Obitel, R.**, 1971. Number of pitfall traps in relation to the structure of the catch of soil surface Coleoptera. *Acta Entomologica Bohemoslov.* 68, 300-309
- Oliver, I. et Beattie, A.J.**, 1996. Designing a cost-effective invertebrate survey : A test of methods for rapid assessment of biodiversity. *Ecological Applications* 6, 594-607.
- Rabil, J.**, 1992. Ah ! cette Grésigne ! Catalogue des coléoptères de la forêt de Grésigne (Tarn). *Nouvelles Archives du Museum d'Histoire Naturelle de Lyon*, 174 p.

Rainio, J. et Niemelä, J., 2003. Ground beetles (Coleoptera : Carabidae) as bioindicators. Biodiversity and conservation 12, 487-506.

Rümer, H. et Mühlenberg, M., 1988. Kritische Überprüfung von 'Minimalprogrammen' zur zoologischen Bestandserfassung. Schriftenreihe Bayer. Landesamt für Umweltschutz 83, 151-157.

Rushton, S.P., Luff, M.L. et Eyre, M.D., 1989. The effects of pasture improvement and management on the ground beetle and spider communities in upland pastures. Journal of Applied Ecology 26, 489-503.

Scheller, H. V., 1984. Pitfall trapping as the basis for studying ground beetle (Carabidae) predation in spring barley. Tidsskr. Planteavl 88, 317-324.

Yon, D., 1983. Recherches sur un peuplement d'Arthropodes, de vers et de mollusques d'un taillis de châtaignier de la région parisienne. Thèse de 3^{ème} cycle. Université Paris VI, Paris. p.

Pour en savoir plus

Quelques sites sur les Coléoptères Carabiques :

- Galerie photographique de *Carabus*
 - <http://volny.cz/midge/carabus/carabus.htm>
- Société allemande de carabidologie appliquée (Gesellschaft für angewandte Carabidologie)
 - <http://www.carabidae.de/> ou <http://www.laufkaefer.de/>
- Coléoptères Carabidae d'Alsace
 - <http://claude.schott.free.fr/Carabidae/Carabus/Carabidae-liste-planches.html>
- Ground beetles of Ireland
 - <http://www.habitas.org.uk/groundbeetles/>
- Clé illustrée des Carabidae d'Allemagne, conçue par Arved Lompe (en allemand)
 - <http://coleo-net.de/coleo/texte/carabidae.htm>

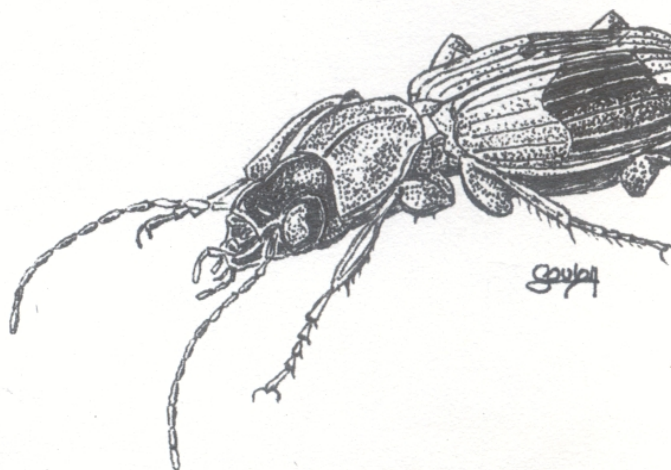


Figure 9 : *Badister* sp. (dessin G. Goujon).

II - LES COLEOPTERES SAPROXYLIQUES

(Christophe Bouget et Hervé Brustel)

II.1 - Présentation du groupe

Le bois mort représente un élément d'habitat forestier essentiel, comme ressource trophique ou spatiale pour les organismes saproxyliques, « qui dépendent, pendant une partie de leur cycle de vie, du bois mort ou mourant d'arbres moribonds ou morts, debout ou à terre, ou des champignons du bois, ou de la présence d'autres organismes saproxyliques » (Speight, 1989).

Les organismes saproxyliques dépendent ainsi d'un large gradient de micro-habitats et de ressources trophiques fourni par les bois morts et les vieux arbres : chablis, chandelles et arbres morts sur pied, volis et fragments de bois brut au sol, branches mortes dans les houppiers vivants (charpentières), souches, micro-habitats associés aux vieux arbres : nécroses, caries, cavités, carpophores de champignons corticoles, écoulements de sève...



Figure 10 : Cerambycidae, chandelle et polypores (dessin G. Goujon).

Importance et diversité taxonomique

Le cortège saproxylique représente 20 à 25% des espèces forestières (ensemble faune-flore) et est dominé par les Champignons (30%) et les Coléoptères (20% des espèces) (Stokland *et al.*, 2004). 20% des espèces de Coléoptères appartiendraient en France au cortège saproxylique (plus de 2.300 espèces, soit plus de la moitié des Coléoptères forestiers (Bouget *et al.*, 2008).

Même si plusieurs familles sont emblématiques (Lucanidae, Cerambycidae, Buprestidae, Curculionidae Scolytinae), c'est près de 71 familles de Coléoptères qui contiennent au moins une espèce saproxylique (Tableau 16).

Toutefois un grand nombre de ces familles n'est pas facilement accessible pour l'entomologiste non spécialiste.

Diversité écologique

Les Coléoptères saproxyliques présentent une grande diversité écologique, aux stades larvaires et adultes. Sur le plan trophique, leur régime peut être : (i) xylophage primaire, pour les espèces se développant sur le bois vivant sain, (ii) xylophage secondaire, pour les espèces se développant sur le bois vivant dépérissant ou le bois mort frais, (iii) xylomycétophage, pour les taxons dans les carpophores épicrotiques (Polypores...), (iv) xylomycophages vivant aux dépens de mycéliums subcorticoles, (v) zoophage, pour les prédateurs actifs dans les galeries de xylophages ou sous

l'écorce, (vi) saprophage, pour les détritiphages, microphages arpentant les galeries et consommant exuvies et résidus organiques divers, (vii) opophage, pour les groupes inféodés aux écoulements de sève des arbres blessés (Bouget *et al.*, 2005).

Au stade imaginal, de nombreuses espèces vivent hors du bois mort, ne se nourrissant presque pas et puisant dans les réserves de graisses stockées par la larve, ou cherchant des sources de glucides pour couvrir leurs besoins énergétiques (sève, nectars floraux) et du pollen pour la maturation des œufs. En sus de leur grande diversité taxonomique et écologique, les Coléoptères dominent la biomasse des Invertébrés saproxyliques (jusqu'à 95% ; Dajoz, 1966).

Tableau 16 : Familles de Coléoptères comprenant au moins une espèce saproxylique (classification de l'ordre d'après Lawrence et Newton, 1995).

ADEPHAGA Schellenberg, 1806	CUCUJIFORMIA Lameere, 1938
CARABOIDEA Latreille, 1802	LYMEXYLOIDEA Fleming, 1821
RHYSODIDAE Laporte, 1840	LYMEXYLIDAE Fleming, 1821
CARABIDAE Latreille, 1802	CLEROIDEA Latreille, 1802
POLYPHAGA Emery, 1886	PHLOIOPHILIDAE Kiesenwetter, 1863
STAPHYLINIFORMIA Lameere, 1900	TROGOSITIDAE F., 1801
HYDROPHILOIDEA Latreille, 1802	CLERIDAE Latreille, 1802
SPHAERITIDAE Shuckard, 1839	ACANTHOCNEMIDAE Crowson, 1964
HISTERIDAE Gyllenhal, 1808	MELYRIDAE Leach, 1815
STAPHYLINOIDEA Latreille, 1802	CUCUJOIDEA Latreille, 1802
PTILIIDAE Erichson, 1845/Motschulsky, 1845	SPHINDIDAE Jacquelin du Val, 1860
LEIODIDAE Fleming, 1821	NITIDULIDAE Latreille, 1802
SCYDMAENIDAE Leach, 1815	MONOTOMIDAE Laporte, 1840
STAPHYLINIDAE Latreille, 1802	PHLOEOSTICHIDAE Reitter, 1911
SCARABAEIFORMIA Crowson, 1960	SILVANIDAE Kirby, 1837
SCARABEOIDEA Latreille, 1802	CUCUJIDAE Latreille, 1802
LUCANIDAE Latreille, 1806	LAEMOPHLOEIDAE Ganglbauer, 1899
TROGIDAE MacLeay, 1819	CRYPTOPHAGIDAE Kirby, 1837
SCARABEIDAE Latreille, 1802	LANGURIIDAE Crotch, 1873
ELATERIFORMIA Crowson, 1960	EROTYLIDAE Latreille, 1802
SCIRTOIDEA Fleming, 1821	BIPHYLIDAE LeConte, 1861
EUCINETIDAE Lacordaire, 1857	BOTHRIDERIDAE Erichson, 1845
CLAMBIDAE Fischer, 1821	CERYLONIDAE Billberg, 1820
SCIRTIDAE Fleming, 1821	ALEXIIDAE Imhoff, 1856
DASCILLOIDEA Guérin-Ménéville, 1843 (1834)	ENDOMYCHIDAE Leach, 1815
BUPRESTOIDEA Leach, 1815	CORYLOPHIDAE LeConte, 1852
BUPRESTIDAE Leach, 1815	LATRIDIIDAE Erichson, 1842
BYRRHOIDEA Latreille, 1806	TENEBRIONOIDEA Latreille, 1802
ELMIDAE Curtis, 1830	MYCETOPHAGIDAE Leach, 1815
DRYOPIDAE Billberg, 1820 (1817)	CIIDAE Leach in Samouelle, 1819
ELATEROIDEA Leach, 1815	TETRATOMIDAE Billberg, 1820
CEROPHYTIDAE Latreille, 1834	MELANDRYIDAE Leach, 1815
EUCNEMIDAE Eschscholtz, 1829	MORDELLIDAE Latreille, 1802
THROSCIDAE Laporte, 1840	ZOPHERIDAE Solier, 1834
ELATERIDAE Leach, 1815	TENEBRIONIDAE Latreille, 1802
LYCIDAE Laporte, 1836	PROSTOMIDAE C.G. Thomson, 1859
CANTHARIDAE Imhoff, 1856 (1815)	OEDEMERIDAE Latreille, 1810
BOSTRICHIFORMIA Forbes, 1926	STENOTRACHELIDAE C.G. Thomson, 1859
DERODONTOIDEA LeConte, 1861	PYTHIDAE Solier, 1834
DERODONTIDAE LeConte, 1861	PYROCHROIDAE Latreille, 1807
BOSTRICOIDEA Latreille, 1802	SALPINGIDAE Leach, 1815
NOSODENDRIDAE Erichson, 1846	ADERIDAE Winkler, 1927
DERMESTIDAE Latreille, 1804	SCRAPTIIDAE Mulsant, 1856/Gistel, 1856
ENDECATOMIDAE LeConte, 1861	CHRYSOMELOIDEA Latreille, 1802
BOSTRICHIDAE Latreille, 1802	CERAMBYCIDAE Latreille, 1802
ANOBIIDAE Fleming, 1821	CURCULIONOIDEA Latreille, 1802
	ANTHRIBIDAE Billberg, 1820
	BRENTIDAE Billberg, 1820
	CURCULIONIDAE Latreille, 1802

Nota : par reclassement en sous-familles cette classification occulte des ex-familles telles les Scolytidae (Curculionidae), les Ptinidae (Andriidae) ou les Lyctidae (Bostrychidae).

II.2 - Intérêts

Rôle fonctionnel des organismes saproxyliques

Les organismes saproxyliques recyclent les nutriments et participent directement au maintien de la fertilité des sols forestiers. Dans une forêt naturelle, on estime que le tiers des éléments minéraux libérés dans les horizons superficiels du sol provient de l'action des espèces saproxyliques (Swift, 1977). Certains saproxylophages cavicoles ont également, par le biais d'endosymbiotes fixateurs d'azote atmosphérique, l'occasion d'enrichir le substrat environnant (Jönsson *et al.*, 2004). L'ensemble des produits de la saproxylation est réutilisé par le cycle sylvigénétique suivant (bois dégradés supports des régénérations de forêts de montagne....) (Vallauri, 2005).

Au sein d'un cortège saproxylique diversifié, les prédateurs et les parasitoïdes régulent les populations de ravageurs.

Un groupe menacé

Dès 1988, le Conseil de l'Europe demandait aux Etats « de considérer l'opportunité de recenser les organismes saproxyliques lors de l'évaluation de la valeur des forêts pour la conservation de la nature » (Recommandations R (88) 10 et 11, Comité des Ministres).

Les espèces d'insectes dépendant du bois mort semblent avoir subi des pertes significatives durant les derniers millénaires. 5.000 ans d'activités humaines et quelques siècles de foresterie ont eu les principaux effets suivants : fragmentation de massifs auparavant continus, diminution de la surface de vieilles forêts, de la diversité des essences d'arbres, du volume de bois mort, augmentation de la surface de peuplements équiens, modification de la dynamique de perturbation naturelle (Esseen *et al.*, 1997).

Un grand nombre d'espèces figure sur les listes d'insectes menacés d'extinction dans différents pays européens. 20% des espèces de Coléoptères saproxyliques sont menacés en Finlande (Berg *et al.*, 1994), 35% en Allemagne (Köhler, 2000), 17 espèces de Coléoptères saproxyliques se seraient éteintes entre 4900 BP et aujourd'hui au Royaume-Uni (Buckland et Dinnin, 1993) en raison de la dégradation anthropique des habitats forestiers. Et 17 espèces de Coléoptères saproxyliques ont disparu des forêts finlandaises depuis 1800 (Martikainen, 2003).

Encart 17 : Espèces possédant un statut de conservation chez les Coléoptères saproxyliques.

7 espèces de Coléoptères saproxyliques françaises sont inscrites à l'annexe II et ou IV de la Directive européenne Habitats : *Rosalia alpina*, *Osmoderma eremita*, *Limoniscus violaceus*, *Lucanus cervus*, *Cerambyx cerdo*, *Stephanopachys linearis*, *Stephanopachys substriatus*, *Phryganophilus ruficollis*, *Rhysodes sulcatus*.

Un grand nombre d'espèces figure sur les listes régionales d'espèces déterminantes de ZNIEFF.

Brustel (2004) a initié un travail de caractérisation d'un indice patrimonial par espèce, afin d'aider à l'évaluation de l'état de conservation des forêts françaises.

II.3 - L'échantillonnage

Choix de la méthode

En fonction des compétences disponibles l'approche des Coléoptères saproxyliques peut être définie à trois niveaux :

- Approche restreinte à une famille diversifiée et accessible : Cérambycidés.
Méthodes : piège-vitre et piège-bière à compléter par battage, chasse à vue, mise en émergence de bois colonisés (inventaire qualitatif).
- Approche étendue à quelques familles dominantes pour lesquelles les ouvrages de détermination sont disponibles : Cérambycidés, Scolytes, Buprestes, Lucanes, Scarabéides, Elatérides, Clérides.
Méthodes standardisables : piège-vitre et piège-bière.
- Approche exhaustive sur toutes les familles de Coléoptères saproxyliques.
Méthode standardisable : piège-vitre ; complétée par les nasses à émergence.

L'étude de la faune saproxylique est plus facile à standardiser pour sa fraction circulante au moyen de pièges-vitres. Pour pouvoir associer les espèces saproxyliques à leur micro-habitat, il faut échantillonner la faune émergente des micro-habitats avec des pièges à émergence.

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*TM (Brustel, 2004), sont préférables aux pièges-vitres plans.

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

Durée et période de piégeage

Des campagnes d'échantillonnage d'avril à septembre couvrent la majeure partie de la période d'activité des Coléoptères saproxyliques (Brustel, 2004 ; Wermelinger *et al.*, 2002). A titre d'exemple, pour l'un des groupes dominants du cortège saproxylique, les Rhizophaginae, Thieren *et al.* (2003) ont montré que 93% des 1.098 individus capturés de mai à octobre avaient été piégés avant début août. Pour l'ensemble du groupe, les profils saisonniers de capture montrent une richesse spécifique et une abondance en décroissance rapide après des extrêmes qui se situent de début juin à mi-juillet, suivant les sites et les années, aussi bien en plaine qu'en montagne (Encart 18). Quelques espèces, en particulier mycétophiles sont cependant liées à l'arrière saison biologique (Brustel, 2004).

Disposition spatiale

- Si l'objectif est une comparaison inter-sites :

Nous conseillons de disposer 2 pièges par placette, à une distance suffisante pour être des répliquats indépendants (20 m, en l'absence de résultats expérimentaux). De plus, nous conseillons de :

- disposer les pièges des différents sites dans des conditions similaires (hauteur, exposition, densité du peuplement)
- éviter l'emploi d'attractifs chimiques pour comparer des milieux ouverts et des milieux fermés
- utiliser des dispositifs similaires dans les différents sites (couleur, forme, surface).
- Une paire de pièges permet de mieux prendre en compte l'hétérogénéité de la placette, mais aussi de réduire le risque de données nulles en cas de dysfonctionnement d'un piège.

A titre d'information, lors d'une étude écologique en forêt de Rambouillet (78), sur 60 placettes équipées de 2 pièges, nous avons montré que :

- un piège couvre en moyenne **69.8% (+/- 2.9%)** de la richesse apportée par les 2 pièges ;
- **63.6 (+/- 6.1%)** des espèces sont présentes dans 1 seul des 2 pièges de la placette.

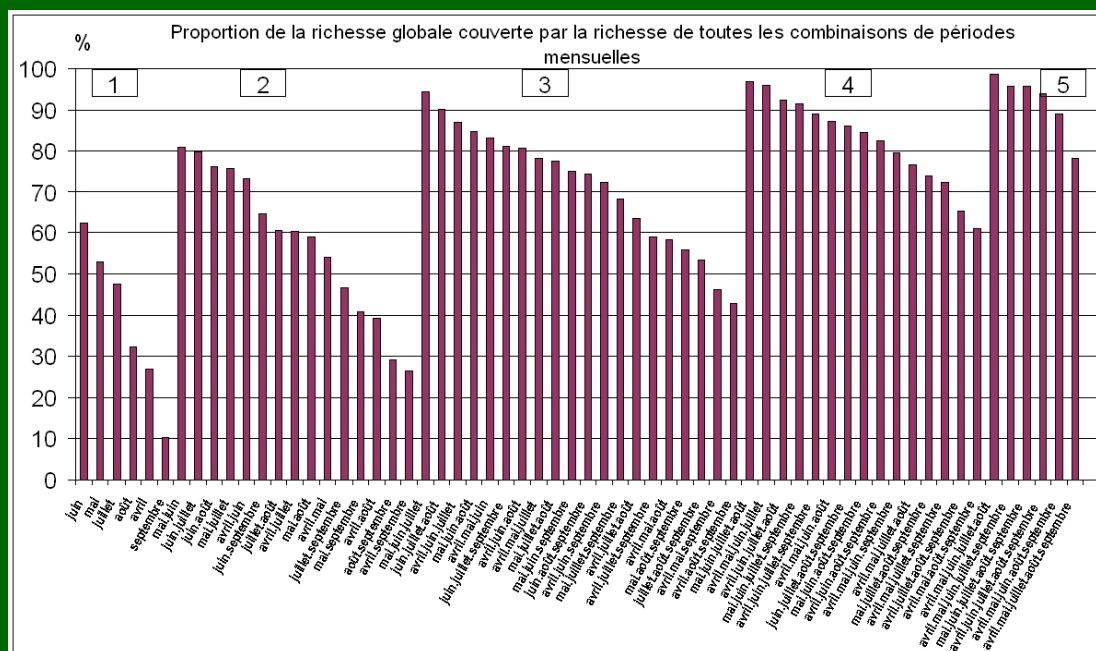
- Dans le cadre d'un inventaire de site (parcelle, réserve) :

Afin de couvrir le gradient de milieux à l'échelle du site et comme il est coûteux de disposer un piège continu dans tous les **N** micro-sites représentatifs de l'hétérogénéité du site, on peut user d'un compromis en établissant une rotation de **n** pièges ($n < N$), d'une période sur l'autre, entre différentes situations représentatives de l'hétérogénéité du site. Sans volonté de comparaison, il est alors recommandé de forcer le trait en ne piégeant que les situations extrêmes et en disposant les pièges là où les meilleures chances de récoltes sont assurées (concentration locale de bois mort, micro trouée dans un ensemble fermé, sur une chandelle, sous un volis...), le tout accompagné de répétitions pluri-annuelles.

Encart 18 : Saisonnalité des captures et optimisation du calendrier des relevés

Dans le cadre d'un rapport d'appui technique réalisé par le Cemagref pour l'ONF (Bouget, 2008), nous avons étudié la contribution élémentaire à la richesse spécifique de chaque campagne et combinaison de campagnes de piégeage par rapport à la totalité de la saison d'échantillonnage. Pour cette analyse, 13 jeux de données rapportés à un échantillonnage mensuel, provenant de forêts feuillues de plaine (Rambouillet, Brie, Tronçais...) ou de forêts d'altitude (Pyrénées...), ont été compilés.

Comme le montre la figure ci-jointe, les meilleurs scores correspondent à un piégeage continu (et non à des périodes disjointes), centré sur la période d'activité maximale (juin). 4 ou 5 campagnes mensuelles n'apportent pas une contribution significative par rapport à 3. Parmi les combinaisons de 3 campagnes mensuelles, mai-juin-juillet est la meilleure combinaison en moyenne, devant juin-juillet-août, avril-juin-juillet et mai-juin-août.



Le tableau suivant synthétise les résultats :

Nombre de campagnes mensuelles	Meilleur score	% de la richesse totale obtenu	Nombre de jeux de données disponibles pour l'analyse
1 campagne	Juin	62%	9
2 campagnes	Mai-juin	81%	6
3 campagnes	Mai-juin-juillet	94%	6
4 campagnes	Avril-Mai-juin-juillet = Mai-juin-juillet-août	96%	3 4
5 campagnes	Avril-Mai-juin-juillet-août	98%	2

L'intérêt de la réplication pluri-annuelle d'un dispositif peut être discuté ici.

Martikainen et Kaila (2004) ont montré que plus de 75% des espèces communes capturées sur un ensemble de 10 années de piégeage étaient déjà détectées au bout de 3 ans. En revanche, la détection des espèces « rares » est beaucoup plus lente. Pour ces espèces rares, la similarité de composition faunistique entre 2 années de piégeage est inférieure à 40%, alors qu'elle avoisine 70% pour les espèces communes.

Sur un jeu de données français très restreint (3 années de suivi de placettes dans les Pyrénées-Orientales), nous avons évalué qu'une seconde et une troisième années d'échantillonnage apportaient respectivement un gain de richesse spécifique de 50% et 100% par rapport à la première année. En d'autres termes, seulement 50% du nombre d'espèces capturées au bout de 3 ans sont détectées au bout de la première année.

II.4 - Sur le terrain

Les pièges sont suspendus à un support naturel (branche du houpier...) à hauteur d'homme, position à moduler en fonction de l'encombrement ou non de la strate échantillonnée et des risques de perturbation par le gibier (dans ce cas, remonter le piège).

Le liquide collecteur (saumure par exemple) sera préparé la veille de chaque relevé afin de garantir la dissolution du sel avant l'amorçage des pièges. Le contenu du flacon est récupéré à l'aide d'une passoire ménagère fine avec crépine en matière plastique. Les insectes sont stockés dans un sachet

(type Mini-grip® de congélation) numéroté (en fonction de la station) et daté au moyen d'une étiquette papier ; on utilise un sac par « modalité de piégeage ».

Les éventuels attractifs sont rechargés et les pièges réamorçés. Les échantillons sont conservés au frais en attendant leur expédition (quelques jours) ou congelés en attente de leur traitement. Les cycles congélation-décongélation-recongélation posent moins de problèmes que les chocs sur du matériel congelé.

Il y a obligation de traiter les récoltes au laboratoire.

II.5 - Travail au laboratoire : tri et détermination

(cf. Chapitre 4)

Les Coléoptères sont déterminés à la famille, puis à l'espèce pour une proportion de familles en fonction des compétences de l'équipe et de son réseau de spécialistes.

PROPOSITIONS INVENTFOR

Niveaux d'approches :	Approche 1 (minimaliste)	Approche 2 (étendue)	Approche 3 (exhaustive)
Groupe cible	Cerambycidae	Cerambycidae, Scolytidae, Buprestidae, Lucanidae, Scarabaeidae, Cleridae, Elateridae	Toutes les familles
Méthodes	Battage, chasse à vue, piège-vitre, piège à bière, nasse à émergence	1 piège-vitre / site 2 piège-bière / site	2 pièges-vitres / site, nasses à émergence

Encart 19 : Quelques références essentielles pour la détermination des principales familles de Coléoptères saproxyliques.

Nous recommandons de ne pas utiliser les ouvrages de vulgarisation pour la détermination (simples aide-mémoires ou pour orienter la détermination au moyen d'ouvrages adaptés).

Les familles de Coléoptères sont déterminables avec :

- Delvare, G., Aberlenc, H.P., 1989. Les Insectes d'Afrique et d'Amérique Tropicale. - Clés pour la reconnaissance des Familles. C.I.R.A.D., Prifas, Acridologie opérationnelle - Ecoforce internationale, 298 p.
- Unwin, D.M., 1984. A Key to the Families of British Beetles. Publisher Field Studies Council (FSC), Volume 66, 197 p.
- Hürka K., 2005. Brouci České a Slovenské republiky. Beetles of the Czech and Slovak Republics. Editions Kabourek, 70 planches photographiques, 390 p.

Les 4 volumes de Portevin bien que dépassés pour nombre de taxons restent une référence indispensable à l'étude des Coléoptères français. Pratiquement introuvable en version papier, des versions scannées (.pdf) circulent dans le microcosme entomologique, comme pour bien d'autres ouvrages anciens « introuvables ».

- PORTEVIN, G., 1929. Histoire Naturelle des Coléoptères de France. Tome I - Adephega, Polyphaga : Staphylinodea. *Lechevalier, P., Paris*, 649 p.
- PORTEVIN, G., 1931. Histoire Naturelle des Coléoptères de France. Tome II - Polyphaga : Lamellicornia, Palpicornia, Diversicornia. *Lechevalier, P., Paris*, 542 p.
- PORTEVIN, G., 1934. Histoire Naturelle des Coléoptères de France. Tome III - Polyphaga : Heteromera, Phytophaga. *Lechevalier, P., Paris*, 374 p.
- PORTEVIN, G., 1935. Histoire Naturelle des Coléoptères de France. Tome IV - Polyphaga : Rhynchophora. *Lechevalier, P., Paris*, 500 p.

Une autre série d'ouvrages clés est représentée par la série *die Käfer Mitteleuropa* (« DKM »), actualisée, mais avec des lacunes au niveau des taxons méditerranéens en particulier. Les *Handbooks for the identification of British insects* sont faciles à utiliser mais notoirement incomplets pour aborder la faune de France dans bien des familles.

- FREUDE, F., HARDE, K.W., LOHSE, G.A., 1979. Die Käfer Mitteleuropa - Band 6 - Diversicornia. *Goecke et Evers, Krefeld*. 366 p.
- FREUDE, F., HARDE, K.W., LOHSE, G.A., 1967. Die Käfer Mitteleuropa - Band 7 - Clavicornia. *Goecke et Evers, Krefeld*. 310 p.
- FREUDE, F., HARDE, K.W., LOHSE, G.A., 1969. Die Käfer Mitteleuropa - Band 8 - Terebrantia, Heteromera, Lamellicornia. *Goecke et Evers, Krefeld*. 388 p.
- LOHSE, G.A., LUCHT, W.H., 1992. Die Käfer Mitteleuropa - Band 13 - 2. Supplementband mit Katalogteil. *Goecke et Evers, Krefeld*. 375 p.

Tableau 17 : Les principales familles de Coléoptères saproxyliques, quelques caractéristiques et leurs références pour la détermination.

Famille	Nb sp saproxyliques			Nb sp total	Enjeux		Difficulté	Référence majeure
	non	oui	?		patrimonial	fréquence		
ACANTHOCNEMIDAE		1	1	1	+	-	?	Alonso-Zarazaga <i>et al.</i> , 2003
ADERIDAE		13	13	13	+/-	+/-	+/-♂ +♀	Gompel et Barrau, 2002
ALEXIIDAE		4	4	4	?	-	+/-	Portevin, 1931 ; DKM
ANOBIIDAE		121	2	123	+/-	+	+/-♂ +♀	Laclos et Buche (2008-2009)
ANOBIIDAE PTININAE		14	42	56	+/-	+	+	Belles, 1990, 1996, 2002
ANTHRIBIDAE	1	28		29	+	+/-	+/-	Hoffman, 1945
BIPHYLLIDAE		3		3	+	+/-	-	Portevin, 1931
BOSTRICHIDAE		18		18	+	+/-	+/-	Lesne, 1901 à 1906
ENDECATOMIDAE		1		1	+	-	+/-	Portevin, 1931
BOSTRICHIDAE LYCTINAE		8		8	-	-	+	Portevin, 1931
BOTHRIDERIDAE		17		17	+	-	+/-	Dajoz, 1977
BRENTIDAE		1		1	+	-	-	Portevin, 1935
BUPRESTIDAE	1	89	7	97	+	+	+/-	Schaefer, 1949, 1955, 1983 ; Verdugo, 2005
BUPRESTIDAE Agrilinae	27	44	1	72	+/-	+	+	Farrugia, 2007
CANTHARIDAE Malthininae		55	1	56	?	+	+	Portevin, 1931 ; DKM
CARABIDAE Trechinae		1		1	-	-	+/-	cf chapitre Carabidae
CERAMBYCIDAE	33	206	3	242	+	+	-	Villiers, 1978 ; Bense, 1995
CEROPHYTIDAE		1		1	+	-	-	Portevin, 1931
CERYLONIDAE		8	3	11	+/-	+	+	Dajoz, 1976
CIIDAE		44		44	?	+	+	Portevin, 1931
CLAMBIDAE		2		2	?	-	+	Portevin, 1929
CLERIDAE	13	20		33	+	+	+/-	Gerstmeier, 1998
CORYLOPHIDAE		14	1	15	?	+/-	+	Bowestead, 1999
CRYPTOPHAGIDAE	3	78	42	123	?	+	+	Falcoz, 1929 ; DKM
CUCUJIDAE		3		3	+	-	+/-	Portevin, 1931
CURCULIONIDAE	41	117	4	162	+	+	+	Hoffmann, 1950, 1954, 1958 ; Tempere <i>et al.</i> , 1989
CURC. Platypodinae		2		2	+	+	-	Portevin, 1935
CURC. Scolytinae	15	136	3	154	+/-	+	+	Balachowsky, 1949
DERMESTIDAE	0	25	37	62	+/-	+	+	Portevin, 1931 ; DKM
DERODONTIDAE		2		2	+	-	-	Portevin, 1931 ; DKM
DRYOPIDAE		17		17	?	-	?	Portevin, 1931 ; DKM
ELMIDAE		1		1	?	-	?	Portevin, 1929 ; DKM
ELATERIDAE	148	69	10	227	+	+	+	Leseigneur, 1998
ENDOMYCHIDAE		11	10	21	+	+/-	+	Portevin, 1931
EROTYLIDAE		15		15	+	+/-	+/-	Portevin, 1931 ; Dajoz, 1985
EUCINETIDAE		2		2	+/-	-	+/-	Portevin, 1931
EUCNEMIDAE		24		24	+	+	+/-	Leseigneur, 1978 ; Barthe, 1928.
HISTERIDAE	94	41	12	147	+	+	+	Vienna, 1980 ; Yelamos, 2002
LAEMOPHLOEIDAE		23		23	+	+	+	DKM ; Lechanteur, 1994
LANGURIIDAE		1	4	5	?	-	+/-	DKM
LATRIDIIDAE			95	95	?	+	+	Bouget et Vincent, 2008 ; Rücker sous presse
LEIODIDAE Cholevinae	182	4		186	?	+	+	Portevin, 1929 ; DKM
LEIODIDAE Leiodinae	60	20		80	+	+	+	Portevin, 1929 ; DKM
LUCANIDAE		11		11	+	+	-	Paulian et Baraud, 1982
LYCIDAE		8		8	+	-	+/-	Allemand et Brustel, 2005
LYMEXYLIDAE		2		2	-	+	-	Portevin, 1931
MELANDRYIDAE		38		38	+	+/-	+/-	Houlbert et Barthe, 1935

MELYRIDAE Dasytinae		66		66	?	+	+	Constantin, 2007, 2008 ; Liberti, 2004
MELYRIDAE Malachiinae		7	73	80	?	+/-	+	Portevin, 1931 ; Plata et Santiago, 1990 ; DKM
MONOTOMIDAE Monotominae	9	4		13	+	-	+	Peacock, 1977 ; DKM
MONOT. Rhizophaginae		15		15	+	+	+	Bouget et Moncoutier, 2003
MORDELLIDAE	4	8	71	83	+	+	+	DKM
MYCETOPHAGIDAE		22		22	+	+	+/-	Portevin, 1934 ; Rogé, 1992 ; Bouyon et Vincent, 2003
NITIDULIDAE	10	69	2	83	+	+	+	Audisio, 1993
NOSODENDRIDAE		1		1	+	-	-	Portevin, 1931
OEDEMERIDAE		39		39	+	+	+/-	Vazquez, 2002
PHLOEOSTICHIDAE		1		1	+	-	-	Portevin, 1931
PHLOIOPHILIDAE		1		1	+	-	-	Portevin, 1931
PROSTOMIDAE		1		1	+	-	-	Portevin, 1931
PTILIIDAE		78		78	?	-	+	Portevin, 1929 ; DKM
PYROCHROIDAE Agnathinae		1		1	+	-	-	Portevin, 1934
PYRO. Pyrochroinae		3		3	+	+/-	-	Portevin, 1934
PYTHIDAE		1		1	+	+/-	-	Portevin, 1934
RHYSODIDAE		2		2	+	-	-	Dajoz, 1975
SALPINGIDAE Agleninae			1	1	-	-	-	Dajoz, 1977
SALPINGIDAE Salpinginae		17		17	+	+	+	Iablokoff, 1985 ; DKM
SCARABAEIDAE Cetoniinae	2	16	4	22	+	+	-	Paulian et Baraud, 1982
SCARAB. Dynastinae		7		7	+	-	-	Paulian et Baraud, 1982
SCIRTIDAE	26	1		27	?	+/-	+	Portevin, 1931 ; DKM
SCRAPTIIDAE		34		34	?	+	+	Portevin, 1934 ; DKM
SCYDMAENIDAE	113	13		126	?	+/-	+	Portevin, 1929 ; DKM
SILVANIDAE	11	5	1	17	+	+	+/-	Portevin, 1931
SPHAERITIDAE		1		1	+	-	-	Portevin, 1929
SPHINDIDAE		4		4	+	+/-	+/-	Freeman <i>et al.</i> , 2003
STAPHYLINIDAE	581	248	716	1545	?	+	+	Coiffait, 1972 à 1984 ; DKM
STAPH. Pselaphinae	263	50		313	?	+	+	Jeannel, 1950 ; DKM
STENOTRACHELIDAE		2		2	?	-	?	DKM
TENEBRIONIDAE	55	63	4	122	+	+	+	Portevin, 1934
TENEBR. ALLECULINAE		27		27	+	+	+	Portevin, 1934
TETRATOMIDAE		4		4	+	+/-	-	Portevin, 1934
THROSCIDAE	13	2		15	+	+	+	Leseigneur, 1996, 1997, 2005 ; VanMeer, 1998
TROGIDAE	8	2		10	+	-	+/-	Paulian et Baraud, 1982
TROGOSSITIDAE	1	11		12	+	+/-	+/-	Portevin, 1931
ZOPHERIDAE (COLYDIIDAE)		22	7	29	+	+	+	Dajoz, 1977
Total	1732	2193	1174	5083				

Références citées dans le tableau ci-dessus :

Allemand, R., Brustel, H., 2005. Nouvelles données sur le genre Benibotarus et compléments sur les Lycidae de la faune de France (Coleoptera). Le Coléoptériste, 8 (3), 157 – 164.

Alonso-Zarazaga, M.A., Sanchez-Ruiz, M., Sanchez-Ruiz, A., 2003. Una nueva familia de Coleoptera para Espana : Acanthocnemidae. Bol. S.E.A., 32, 179-180.

Audisio, P., 1993. Fauna d'Italia 32 - Coleoptera - Nitidulidae, Kateretidae. Edizioni Calderini Bologna, 971 p.

Balachowsky, A., 1949. Faune de France 50 - Coléoptères Scolytides. Office Central de Faunistique, Editions Lechevalier, 320 p.

Barthe, E., 1928. Tableaux analytiques des Coléoptères de la Faune Franco-Rhénane, Familles LIII, LIV, Cerophytidae, Eucnemidae. Miscellanea Entomologica, XXXI, 48 p.

- Belles, X., 1990. Fauna Iberica - Coleoptera - Ptinidae, Gibbiinae. Museo Nacional de ciencias Naturales, CSIC, 43 p.
- Belles, X., 1996. El género *Dignomus* Wollaston (Coleoptera, Ptinidae). Boll. Soc. Hist. Nat. Balears, 39, 210-228.
- Belles, X., 2002. A synopsis of the subgenus *Cyphoderes* Mulsant et Rey, including the description of *Ptinus* (*Cyphoderes*) *catalonicus* sp. n. (Coleoptera: Ptinidae). Elytron, 16, 97 -105.
- Bense, U., 1995. Longhorn Beetles - Illustrated Key to the Cerambycidae and Vesperidae of Europe. Margraf Verlag, Weikersheim, 512 p.
- Bouget, C. et Vincent, R., 2008. Les Latridiidae de France continentale et de Corse : mise à jour de la clé des genres et du catalogue des espèces (Col., Cucujoidea). Bull. SEF, 113 (1), 101-120
- Bouyon, H., Vincent, R., 2003. *Litargus coloratus* Rosenhauer, 1856 en France ? (Col. Mycetophagidae) ou petite histoire d'une bavure entomologique. Le Coléoptériste, 6 (2), 103-107.
- Bowstead S., 1999. A revision of the Corylophidae (Coleoptera) of the West Palaearctic Region. Instrumenta Biodiversitatis III, Muséum d'histoire naturelle, Genève, 203 p.
- Coiffait, H., 1972 à 1984. Coléoptères Staphylinidae de la région paléarctique occidentale (Vol I à V)
- Constantin, R., 2007. Révision des *Aplocnemus* de France avec description de trois nouvelles espèces. Observations taxonomiques et faunistiques sur les espèces françaises de Dasytidae et Acanthocnemidae (Coleoptera Cleroidea). Bulletin de la Société entomologique de France, 112 (2), 151-170.
- Constantin, R., 2008. Revision of the Danacea Laporte de Castelnau of continental France and Iberian Peninsula with the description of two new species. The species with the prothoracic setae apically directed (Coleoptera, Dasytidae). Bulletin de la Société entomologique de France, 113 (2), 207-225.
- Dajoz, R., 1975. A propos des Coléoptères Rhysodidae de la faune européenne, L'Entomologiste, 31 (1), 1-10.
- Dajoz, R., 1976. Les Coléoptères Cerylonidae. Etude des espèces de la faune paléarctique. Bulletin du Museum National d'Histoire Naturelle, 3e série, n°360, 249-281.
- Dajoz, R., 1977. Coléoptères : Colydiidae et Anommidae paléarctiques. Faune de l'Europe et du bassin méditerranéen, Masson, Paris, (8), 275 p.
- Dajoz, R., 1985. Répartition géographique et abondance des espèces du genre *Triplax* Herbst (Coléoptères, Erotylidae) . L'Entomologiste, 41 (3), 133-145
- Espanol F., 1992. Fauna Iberica, Vol. 2 - Coleoptera Anobiidae. Museo Nacional de ciencias naturales, Consejo Superior de Investigaciones Científicas, 195 p.
- Falcoz, I., 1929. Tableaux analytiques des Coléoptères de la Faune Franco-Rhénane (France, Hollande, Belgique, Région rhénane, Valais), Famille 33 - Cryptophagidae. Miscellanea Entomologica, 31 et 32, 191 p.
- Farrugia, S., 2007. Les Agrilus de France, une clef de détermination. Magellanes, 124p.
- Freeman J.-C., Allemand R., Van Meer C., 2003. *Odontosphindus grandis* Hampe, nouvelle espèce, nouveau genre, nouvelle sous-famille pour la faune de France et pour l'Europe occidentale (Coleoptera, Sphindidae). Bulletin de la Société entomologique de France, 108 (3), 221-232.
- Gerstmeier, R., 1998. Checkered Beetles - Illustrated Key to the Cleridae of the Western Palaearctic, Steinmeier, Nördlingen, 241 p. + 8 planches.
- Gompel, N., Barrau, E., 2002. Les Aderidae de la faune de France (Coleoptera). Annales de la Société entomologique de France, 38 (3), 211-238
- Hoffmann, A., 1945. Coléoptères Bruchides et Anthribides. Faune de France, 44, Office central de Faunistique. P. Lechevalier éd., Paris, 184 p.
- Hoffmann, A., 1950. Faune de France 52 - Coléoptères Curculionides (Première partie). Office Central de Faunistique, Editions Lechevalier, 1-486.
- Hoffmann, A., 1954. Faune de France 59 - Coléoptères Curculionides (Deuxième partie). Office Central de Faunistique, Editions Lechevalier, 487-1208
- Hoffmann, A., 1958. Faune de France 62 - Coléoptères Curculionides (Troisième partie). Office Central de Faunistique, Editions Lechevalier, 1209-1839.
- Houlbert, C., Barthe, E., 1935. Melandryidae. Tableaux analytiques des Coléoptères de la faune Franco-Rhénane. Famille LXX, Miscellanea Entomologica, 35, 72 p.

- Iablokoff, S.M., 1985. Les Pythidae paléarctiques (Coleoptera). Dtsch.ent.Z., N.F., 32 (1-3), 193-229 Soc. Linn. Lyon, 64 (3), 137-142.
- Jeannel, R., 1950. Faune de France 53 - Coléoptères Psélaphides. Office Central de Faunistique, Librairie Faculté des Sciences, 421 p.
- Laclos, E. et Buche, B., 2008. La Vrillette sans peine : première note (Coleoptera Andriidae). L'Entomologiste, 64 (1) : 3-10.
- Laclos, E. et Buche, B., 2008. La Vrillette sans peine : deuxième note. L'Entomologiste, 64 (4) : 217-220.
- Laclos, E. et Buche, B., 2009. La Vrillette sans peine : troisième note. L'Entomologiste, 65 (1) : 13-20.
- Laclos, E. et Buche, B., 2009. La Vrillette sans peine : quatrième note. L'Entomologiste, 65 (4) : 207-213.
- Lechanteur, F., 1994. Les Laemophloeinae d'Europe (Coleoptera, Cucujidae). in Litt. non publié, 13 p.
- Leseigneur, L., 2005. Description de *Trixagus meyerbohmi* n. sp. et note sur la morphologie des *Trixagus* du groupe *carinifrons* (Coleoptera, Throscidae). Bulletin de la Société entomologique de France, 110 (1), 89-96.
- Leseigneur, L., 1978. Les Hypocoelus (Col. Eucnemidae) de la faune de France, Systématique et distribution. L'Entomologiste, 34 (3), 105-123
- Leseigneur, L., 1996. *Trixagus atticus* Reitter et *T. minutus* Rey, deux espèces d'Europe occidentale présentes en France (Coleoptera, Throscidae). Bull. Soc. Linn. Lyon, 65 (6), 181-192.
- Leseigneur, L., 1997. Réhabilitation de *Trixagus gracilis* Wollaston (Coleoptera, Throscidae). Bull.Soc. Ent. de France, 102 (2), 137-142..
- Leseigneur, L., 1998. Coléoptères Elaterides de la faune de France continentale et de Corse, Catalogue Systématique. Document de Travail, édition du 26/03/1998
- Lesne, P., 1901. Synopsis des Bostrychides paléarctiques. L'Abeille 30, 73 - 136.
- Lesne, P., 1904. Synopsis des Brostrychides paléarctiques. L'Abeille 30, 153 - 168 (+ 4 lam.).
- Lesne, P., 1906. Notes additionnelles et rectificatives sur les Bostrychides paléarctiques. L'Abeille 30, 249 - 251.
- Lesne, P., 1906. Nouvelles notes sur les Bostrychides paléarctiques. L'Abeille 30, 282.
- Liberti, G., 2004. Il genere *Dasytes* Paykull in Italia. Revisione e catalogo topografico, sinonimico e bibliografico delle specie italiane (Coleoptera, Dasytidae). Estratto dagli annali del Museo Civico di Storia Naturale « G. Doria », Vol. XCVI – 24 Novembre 2004, 340 p.
- Paulian, R., Baraud, J., 1982. Faune des Coléoptères de France II : Lucanoidea et Scarabaeoidea. Encyclopédie Entomologique XLIII, Lechevalier, Paris, 473 p.
- Peacock, E.R., 1977. Coleoptera Rhizophagidae. Handbooks for the identification of British Insects, Vol. V, Part 5 (a), Royal Entomological Society of London, 23 p
- Plata Negrache, P., Santiago Hernandez, C.T., 1990. Revision de la familia Malachiidae Erichson (Insecta : Coleoptera) en la Peninsula Iberica e Islas Baleares. Goecke et Evers, Krefeld, 705 p.
- Portevin, G., 1931. Histoire Naturelle des Coléoptères de France. Tome II - Polyphaga : Lamellicornia, Palpicornia, Diversicornia. Lechevalier, P., Paris, 542 p.
- Portevin, G., 1934. Histoire Naturelle des Coléoptères de France. Tome III - Polyphaga : Heteromera, Phytophaga. Lechevalier, P., Paris, 374 p.
- Rogé, J., 1992. Synopsis des espèces françaises appartenant au genre *Mycetophagus* Hellwig, 1792 (Col. Mycetophagidae). Bull.mens.Soc.linn. de Lyon, 61 (9), 288-296.
- Rücker, W., sous presse. Faune des Latridiidae...
- Schaefer, L., 1949. Les buprestides de France, Famille LVI, Tableaux analytiques des Coléoptères de la faune franco-rhénane, Le Moul, Miscellanea Entomologica, (Supplément), 1-511.
- Schaefer, L., 1955. Les Buprestides de France (Supplément). Miscellanea Entomologica, vol. XLVIII, Cabinet entomologique E. Le moult, Paris, 1-41.
- Schaefer, L., 1983. Les Buprestides de France - Mise à jour 1983. Miscellanea Entomologica, Sciences Nat, Compiègne, 50 (1), 1-72.

- Tempere, G., Pericart, J., Bovorec, R., 1989. Faune de France 74 - Coléoptères Curculionides (Quatrième partie). Complément aux trois volumes d'A. Hoffmann, Corrections, Additions et Répertoire. Fédération Française des Sociétés de Sciences Naturelles, 534 p.
- VanMeer, C., 1998. *Aulonothroscus laticollis* (Rybinski) (Coleoptera, Throscidae), une espèce nouvelle pour la faune d'Europe Occidentale. Bull. Soc. Linn. Bordeaux, 26 (4), 181-183.
- Vazquez, X.A., 2002. European Fauna of Oedemeridae (Coleoptera). Argania editio, Barcelona, 178 p.
- Verdugo, A., 2005. Buprestidae de la peninsula iberica y Baleares. Argania Editio, 350 p.
- Vienna, P., 1980. Coleoptera: Histeridae. Fauna d'Italia 16. Calderini: Bologna, p. 386.
- Villiers, A., 1978. Faune des Coléoptères de France I - Cerambycidae. Encyclopédie Entomologique - XLII, Editions Lechevalier, 611 p.
- Yelamos T., 2002. Coleoptera, Histeridae (Fauna Iberica, Vol. 17). Museo Nacional de Ciencias Naturales, 412 p.

Références citées :

- Berg, A., Ehnstrom, B., Gustafsson, L., Hallingback, T., Jonsell, M. et Weslien, J., 1994.** Threatened plant, animal, and fungus species in Swedish forests : distribution and habitat associations. Conservation Biology 8, 718-731.
- Bouget C., Brustel H., Zagatti P., 2008.** The French Information System on Saproxylic BEetle Ecology (FRISBEE) : an ecological and taxonomical database to help with the assessment of forest conservation status. Revue d'Ecologie - Terre et Vie, In Press.
- Bouget, C., 2008.** Méthodes d'échantillonnage des Coléoptères saproxyliques : analyse des performances des pièges-vitres - compléments. Rapport de convention d'appui technique ONF, Nogent-surVernisson, Cemagref.
- Bouget, C., Brustel, H. et Nageleisen, L., 2005.** Nomenclature des groupes écologiques d'insectes liés au bois : synthèse et mise au point. Comptes-Rendus Académie Sciences - Biologies 328, 936-948.
- Brustel, H., 2004.** Coléoptères saproxyliques et valeur biologique des forêts françaises : perspectives pour la conservation du patrimoine naturel. Les dossiers forestiers, n°13. Paris, Office National des Forêts, 320 p.
- Buckland, P. et Dinnin, M., 1993.** Holocene woodlands, the fossil insect evidence. In Dead wood matters : the ecology and conservation of saproxylic invertebrates in Britain (ed.K. Kirby et C. Drake), pp. 6-20. Peterborough (UK): English Nature.
- Dajoz, R., 1966.** Ecologie et biologie des Coléoptères xylophages de la hêtraie. I. Vie et Milieu 17, 531-636.
- Esseen, P. A., Ehnström, B., Ericson, L. et Sjöberg, K., 1997.** Boreal forests. Ecological Bulletins 46, 16-47.
- Jönsson N., Méndez M., Ranius T., 2004.** Nutrient richness of wood mould tree hollows with the Scarabaeid beetle *Osmoderma eremita*. Animal Biodiversity and Conservation, 27 (2), 79-82.
- Köhler, F., 2000.** Saproxylic beetles in nature forests of the northern Rhineland. Comparative studies on the saproxylic beetles of Germany and contributions to german nature forest research. Landesamt für Agrarordnung Nordrhein-Westfalen.
- Lawrence, J. et Newton, A., 1995.** Families and subfamilies of Coleoptera (with selected genera, notes, references and data of family-group names). In Biology, Phylogeny, and Classification of Coleoptera (ed. J. Pakaluk et S. Slipinsky), pp. 779-1006. Warszawa: Muzeum i Instytut Zoologie PAN.
- Martikainen, P. et Kaila, L., 2004.** Sampling saproxylic beetles : lessons from a 10-year monitoring study. Biological Conservation 120, 175-185.
- Martikainen, P., 2003.** Saproxylic beetles in boreal forests: temporal variability and representativeness of samples in beetle inventories. Proceedings of the International Symposium « Dead wood, a key to biodiversity », May 29th-31st 2003, Mantova, Sherwood 95.
- Speight, M. C. D., 1989.** Les invertébrés saproxyliques et leur protection. Strasbourg, Conseil de l'Europe.

Stokland, J., Tomter, S. et Söderberg, U., 2004. Development of dead wood indicators for biodiversity monitoring: experiences from Scandinavia. Florence: EFI workshop, 12-15/11/2003.

Surft, D., 1979. The ecology of wood decomposition. Sci. Prog. Oxf., 64 : 175-199.

Thieren, Y., Fagot, J., Lhoir, J. et Gilson, G., 2003. Apport à la connaissance du genre *Rhizophagus* Herbst, 1793 (Coleoptera: Clavicornia Monotomidae) en région Wallonne (Belgique). Notes fauniques de Gembloux 50, 81-98.

Vallauri, D., 2005. Le bois dit mort, une lacune des forêts en France et en Europe. In Bois mort et à cavités. Une clé pour des forêts vivantes (ed. D. Vallauri, J. André *et al.*), pp. 9-17. Chambéry, France: Lavoisier, Tec et Doc.

Wermelinger, B., Duelli, P. et Obrist, M., 2002. Dynamics of saproxylic beetles (Coleoptera) in windthrow areas in alpine spruce forests. Forest Snow and Landscape Research 77, 133-148.

Pour en savoir plus :

- o Bases de données sur l'écologie des Coléoptères saproxyliques :
 - <http://frisbee.nogent.cemagref.fr/fr/frisbee/accueilFr>
 - <http://www.saproxylic.org/>
- o Collections photographiques :
 - Nitidulidae : <http://www.koehleroptera.de/gallery2/nitidulidae/nitidulidae.html>
 - Buprestidae : <http://www.volny.cz/midge/buprang/jewelbeetles.htm>
 - Buprestidae : <http://utenti.romascuola.net/bups/jewel.htm>
 - Elateridae : <http://www.elateridae.com/>
 - Cerambycidae : <http://www.uochb.cas.cz/~natur/cerambyx/cerambyx.htm>
 - Laemophloeidae : <http://fsca.entomology.museum/Coleoptera/Mike/LaemophloeidaeLink.html>
 - Familles diverses : <http://www.koleopterologie.de/gallery/index.html>
 - Familles diverses : <http://www.hlasek.com/ccbrouci1an.html>
 - Familles diverses : http://www.aegaweb.com/fot_map/
 - Familles diverses : <http://culex.biol.uni.wroc.pl/cassidae/Colpolon/lista%20rodzin.htm>



Photo 22 : La Lepture tachtée (*Leptura maculata*, Cerambycidae).

III - LES LEPIDOPTERES

(Philippe Bonneil)

III.1 - Présentation du groupe

Les Lépidoptères représentent le second ordre d'insectes après les Coléoptères sur le plan de la diversité taxonomique (150.000 à 500.000 espèces environ dans le monde dont plus de 5.000 en France et en Europe ; Chinery et Cuisin, 1994; Heppner, 1998; Solis et Pogue, 1999). Insectes comportant étymologiquement des ailes « à écailles », ils sont probablement les plus populaires et familiers du public non-spécialiste, grâce à leur beauté et leur élégance. Classiquement divisés en deux groupes, celui des Rhopalocères est le plus connu. Ces derniers se distinguent des Hétérocères par l'extrémité en massue de leurs antennes (à l'origine des noms des groupes) et par leurs mœurs diurnes alors que les seconds ont des antennes de formes variées et une activité généralement nocturne (bien que plusieurs espèces soient actives le jour). La diversité taxonomique des Hétérocères est cependant largement supérieure à celle des Rhopalocères (plus de 95% du nombre d'espèces) et de nombreux Hétérocères sont associés pour leur nourriture aux espèces végétales ligneuses ou herbacées forestières.



Photo 23 : Un papillon de jour : le Gazé
(*Aporia crataegi*, Pieridae).



Photo 24 : Un papillon de nuit : la Nonne
(*Lymantria monacha*, Lymantriidae).

Même si les Rhopalocères contiennent aussi un grand nombre d'espèces fréquentant les habitats forestiers, relativement peu sont liés aux arbres et arbustes. Les Hétérocères, plus méconnus, constituent également un groupe des plus intéressants à étudier dans un contexte forestier.

Les Lépidoptères sont aussi généralement classés en deux groupes (sur des bases arbitraires non-phylogénétiques) :

- les micro-Lépidoptères qui renferment exclusivement des familles d'Hétérocères majoritairement de petite taille (Tortricidae, Crambidae, Micropterigidae...) ou de grande taille (Cossidae, Hepialidae, Limacodidae) ;
- et les macro-Lépidoptères avec des familles d'espèces de tailles plus grandes (Hétérocères Geometridae, Noctuidae, Notodontidae..., et Rhopalocères).

III.2 - Intérêts

La diversité

Une grande diversité est rencontrée en forêt et, par exemple, on compte 1.638 espèces dans le massif forestier de Fontainebleau, dont plus de 1.400 Hétérocères (Gibeaux, 1999).

Un rôle majeur dans l'écosystème forestier

L'abondance des Lépidoptères en forêt est colossale : 1 ha de chênaie polonaise contient 2 à 8 millions de chenilles selon Witkowski *et al.* (1992). En tant que phytophages, ces insectes jouent un rôle important dans la dynamique des populations des plantes, l'organisation des communautés végétales, les cycles biogéochimiques et les interactions canopée-atmosphère-sol (Schowalter *et al.*, 1986 ; Schowalter et Lowman, 1999). Les adultes interviennent dans la pollinisation. Ces insectes sont

également une ressource importante pour nombre de prédateurs (insectes, oiseaux, chiroptères, autres petits mammifères) et d'insectes parasitoïdes.

Une sensibilité aux modifications de leur environnement

De manière générale, les Rhopalocères et les Hétérocères sont considérés comme de bons indicateurs des changements du milieu (Erhardt, 1985 ; Erhardt et Thomas, 1991 ; Luff et Woiwod, 1995). A cause de leur forte sensibilité aux conditions environnementales, les Hétérocères sont considérés comme de bons indicateurs du degré de perturbation et de dégradation des forêts. En particulier, des travaux récents ont montré que plusieurs familles de macro-Hétérocères (Geometridae, Noctuidae, Notodontidae, Lymantriidae, Arctiidae... dont la taille est moyenne à grande avec cependant quelques exceptions) sont de bons indicateurs des actions anthropiques sur l'habitat forestier (coupes, fragmentation...) (Summerville *et al.*, 2004). Dans leur ensemble, les macro-Hétérocères sont sensibles aux coupes forestières d'assez forte intensité et au cycle sylvicole qui suit (Bonneil, 2005).

Une stabilité taxinomique et une identification relativement aisée

La taxinomie des Lépidoptères est bien établie et une liste d'espèces au niveau national existe à laquelle on peut se référer comme base taxinomique (Leraut, 1997).

L'identification des Rhopalocères, basée sur la morphologie, est assez aisée et facilitée par un grand nombre d'ouvrages en Français et très accessibles (Encart 20).

L'identification des Hétérocères est aussi relativement abordable, en particulier pour un grand nombre d'espèces et de genres de macro-Hétérocères (Geometridae, Noctuidae, Notodontidae, Lymantriidae, Arctiidae...). Egalement basés sur la morphologie et les motifs alaires, il existe quelques guides concernant les macro-Hétérocères (Skinner, 1998 ; Waring *et al.*, 2003 ; Robineau, 2007) (cf. Encart 20). En dernier recours et pour validation, certains experts peuvent être contactés au sein des associations et sociétés entomologiques.

Enfin, l'identification des nombreux micro-Hétérocères (Tortricidae, Crambidae, Pyralidae, Incurvariidae...) est plus difficile notamment pour certaines familles (Tortricidae ou « tordeuses » par exemple). De plus, il n'existe pas de guide relatif à l'ensemble de ce grand groupe ; ils sont donc souvent spécifiques à une famille ou une sous-famille (Encart 20). Le recours à des spécialistes est recommandé.

III.3 - L'échantillonnage

Echantillonnage des Rhopalocères

- **Inventaire**

Pour les Rhopalocères, le parcours le long d'un circuit défini à l'avance à l'intérieur d'un habitat ou d'un milieu donné avec détermination à vue et capture au filet si nécessaire est une méthode fiable et bien établie. Cette technique peut être complétée par piégeage grâce à divers attractifs (miellat et autres recettes d'appâts).

- **Etude comparative ou suivi**

Dans ce cas, la méthode par transect développée par Pollard et Yates (1993) et appliquée au « Butterfly Monitoring Scheme » de Grande-Bretagne est une méthode bien rodée pour la comparaison des faunes des peuplements de Rhopalocères, avec plusieurs passages au cours de la saison d'activité (toutes les 2 à 3 semaines d'avril à septembre). Cette méthode est bien adaptée au suivi de l'évolution des milieux ouverts à l'aide des papillons comme bio-indicateurs (Demergès, 2002), mais son usage est plus délicat en milieu forestier fermé. Néanmoins, elle peut s'avérer utile pour le suivi des milieux forestiers « ouverts » comme les allées forestières, les clairières, les tourbières... Nous reportons le lecteur aux rapports publiés par Réserves Naturelles de France pour plus de renseignements sur cette méthode par transect (Demergès, 2002, Langlois et Gilg, 2007) en précisant que pour être comparables, les données obtenues doivent être reportées à la même unité (exemple : nombre d'individus ou d'espèces observés par 100 m de transect parcouru).

Echantillonnage des Hétérocères

- **Inventaire**

Pour les Hétérocères, l'inventaire requiert lui aussi plusieurs techniques, dont celle des pièges attractifs (pièges lumineux surtout et pièges appâtés). L'attraction lumineuse est largement utilisée

pour attirer les insectes nocturnes, en particulier les Lépidoptères Hétérocères. Ce type de piégeage est le plus utilisé et permet de capturer le plus grand nombre d'espèces de toutes les familles. Les pièges à appâts (miellée, mélange de fruits fermentés, de sucre et d'alcool) permettent d'obtenir des espèces supplémentaires et sont particulièrement efficaces pour capturer les espèces de Noctuidae (Süssenbach et Fiedler, 1999).

La complémentarité des techniques de chasse et de piégeage est déterminante dans le cadre d'un inventaire mais limitée par les moyens matériels et humains, ainsi que du temps à y consacrer. En tout état de cause, la durée à engager pour avoir un inventaire le plus exhaustif possible est une année complète afin d'obtenir l'ensemble de la faune lépidoptérologique et pour pallier les variations inter-annuelles, plusieurs années consécutives (deux au minimum).

- **Etude comparative ou suivi**

La comparaison des peuplements d'Hétérocères est communément réalisée à l'aide de pièges lumineux automatiques munis d'un dispositif d'interception et de récolte (cf. Chapitre 2, partie III.4). Ce type de piégeage, largement utilisé par les scientifiques, est considéré comme une technique standardisée pour échantillonner les peuplements de Lépidoptères Hétérocères (Bonneil, 2005). En plus d'un grand nombre d'espèces d'Hétérocères, ce type de pièges attire également d'autres ordres d'insectes dont de nombreux Diptères, Hyménoptères, Coléoptères, etc. Les pièges à appâts peuvent être aussi utilisés, notamment pour échantillonner les Noctuidae (Süssenbach et Fiedler, 1999).

Conseils de configuration d'un dispositif de piégeage pour des études comparatives ou des suivis d'Hétérocères

Un des problèmes des études entomologiques est la quantité de matériel, de main-d'œuvre et de temps disponibles pour la mise en place des piégeages pour le tri et l'identification. Une solution est d'optimiser les piégeages pour :

- avoir un maximum de répétitions par modalité à échantillonner (un milieu, une modalité de gestion, un stade forestier par exemple) ;
- récolter le maximum d'espèces ;
- utiliser le minimum de matériel, en un minimum de temps ;
- obtenir des données suffisantes sans passer un temps exagéré au tri et à l'identification des individus récoltés.

Dans le cadre de l'étude des Lépidoptères Hétérocères, nous conseillons de concentrer les piégeages sur une partie de l'année seulement, pendant la période où un maximum d'espèces au stade adulte est présent, c'est-à-dire au printemps et en été, de début juin à fin août par exemple. Les piégeages doivent être répartis sur les périodes de nouvelle lune pour être les plus efficaces (ce qui correspond à 3 ou 4 dates de piégeages).

Notre expérience (Bonneil, 2005) a montré qu'il existe une forte variabilité des captures entre nuits, même consécutives (à cause de la grande mobilité des individus ou des conditions climatiques changeantes). En conséquence, il est fortement souhaitable d'effectuer l'ensemble des piégeages la ou les mêmes nuits (ce qui suppose de disposer d'un nombre de pièges suffisant pour échantillonner sur tous les sites prévus en même temps).

III.4 - Sur le terrain

Pour l'échantillonnage comparatif des Hétérocères, les pièges lumineux automatiques sont suspendus grâce à une cordelette à une branche d'arbre à une certaine distance du tronc (attention à l'ombre provoquée) à même hauteur (3 mètres du sol maximum, 1 mètre souhaité). Les batteries doivent être protégées de la pluie par un sac en plastique.

Les pots collecteurs sont remplis de fragments de boîtes d'œufs et munis d'un petit flacon suspendu rempli d'acétate d'éthyle qui diffuse via une mèche de coton.

La plus grande précaution doit être prise lors du ramassage des pots le lendemain (le matin, le plus tôt possible) : certains individus sont posés sur le piège (vitres, toit, cordelette) ou sur les branches et troncs adjacents. Il convient d'essayer de les récupérer dans le pot. Il faut éviter également de laisser s'échapper les individus très actifs.

Nous conseillons de retirer le flacon d'acétate d'éthyle avant la fermeture du pot pour que ses mouvements ou la perte de liquide pendant le transport n'abiment pas les individus capturés.

III.5 - Au laboratoire

(cf. aussi Chapitre 5)

En attendant le tri, stocker les pots au réfrigérateur ou au congélateur si possible.

Après le tri, stocker les individus au congélateur dans des couches en carton (type bristol) sur du coton cardé. Ne pas oublier de noter sur les couches la date, le site (ou la placette) du relevé.

Dans la mesure du possible tous les individus identifiés devront être étalés et conservés dans des boîtes de référence.

PROPOSITIONS INV.ENT.FOR.

	Inventaire	Etude comparative / Suivi)
Lépidoptères diurnes (Rhopalocères)	Prospection à vue avec filet + pièges appâtés (miellée et autres)	Transects prédéfinis (cf. Demergès, 2002)
Lépidoptères nocturnes (Htérocères)	Pièges lumineux (au drap et standardisés automatiques) + pièges appâtés (miellées, phéromones et autres)	Pièges lumineux standardisés automatiques (période de nouvelle lune, 3 pièges minimum/milieu posés la même nuit)



Photo 25 : La Doublure jaune (*Euclidia glyphica*, Noctuidae).

Encart 20 : Usuels de détermination des Lépidoptères

▪ Listes d'espèces :

Leraut P., 1997. Liste systématique et synonymique des Lépidoptères de France, Belgique et Corse. Suppl. à Alexanor, 2^{ème} éd., Paris, 526 p.

LHOMME L., 1923-1949. *Catalogue des Lépidoptères de France et de Belgique* I. MacroLépidoptères, 800 p ; II. MicroLépidoptères, 1253 p (L. Lhomme éd. Le Carriol par Douelle).

▪ Rhopalocères :

Chinery M., Cuisin, M., 1994. Les Papillons d'Europe (Rhopalocères et Hétérocères diurnes). Delachaux et Niestlé éd., 323 p.

Higgins, L.; Hargreaves, B.; Lhonoré, J., 1991. *Guide complet des papillons d'Europe et d'Afrique du Nord*; Delachaux et Niestlé, p. 270.

Lafranchis T., 2000. Les papillons de jour de France, Belgique et Luxembourg et leurs chenilles. Coll. Parthénope, Biotope éd., Mèze (France), 448 p.

P. Whalley et R. Lewington, 2003. Tous les papillons de France et d'Europe, Octopus, 168 p

Ligue Suisse pour la Protection de la Nature (LSPN), 1987a. Les papillons de jour et leurs biotopes, espèces : dangers qui les menacent. Protection. Vol. Fototar éd., Bâle, 512 p.

Ligue Suisse pour la Protection de la Nature (LSPN), 1987b. Les papillons de jour et leurs biotopes, espèces : dangers qui les menacent. Protection. Vol. 2, Bâle, 667 p.

Tolman T., Lewington R., 1999. Guide des Papillons d'Europe et d'Afrique du nord. Delachaux et Niestlé éd., Neuchâtel-Paris, 320 p.

▪ Hétérocères :

- Pour l'ensemble des macro-Hétérocères :

Leraut P., 1997. *Les papillons dans leur milieu*, Bordas, 256 p.

Leraut P., 2006. *Papillons de nuit d'Europe. Bombyx, sphinx, écailles ... Volume 1*, NAP Editions, 400 p.

Skinner B., 1998. *The colour identification guide to moths of the British Isles*, London, Penguins books LTD, 276 p.

Robineau R. (Eds), 2007. *Guide des papillons nocturnes de France*, Delachaux et Niestlé, 287 p.

Waring P., Townsend M. et Lewington R., 2003. *Field guide to the Moths of Great Britain and Ireland*. British Wildlife Publishing, .

- Pour aller plus loin, ouvrages pour la détermination plus précise des familles d'Hétérocères (d'après David Demergès) :

➤ Geometridae :

Leraut P., 1997. *Les papillons dans leur milieu*, Bordas, 256 p. (sauf pour les genres *Idaea* et *Eupithecia*), Série "The Geometrid moths of Europe" chez Apollo books Ed. (plusieurs volumes concernant une ou plusieurs familles)

➤ Sphingidae, Lasiocampidae, Lymantridae, Notodontidae, Axiidae, Drepanidae :

Leraut P., 1997. *Les papillons dans leur milieu*, Bordas, 256 p.

➤ Arctiidae :

Leraut P., 1997. *Les papillons dans leur milieu*, Bordas, 256 p.

de Toulgoët H., 1952. Contribution à l'étude des Eilema français (Arctiidae Lithosiinae), *Revue Française de Lépidoptérologie*, 13, 11-12, .

➤ Noctuidae :

Série des « Noctuidae Europeae » (sous la direction de M. Fibiger) chez Apollo books Ed.

Nowacki J., 1998. *The Noctuids (Lepidoptera, Noctuidae) of Central Europe*, Franisek Slamka, 144 p.

Ouvrages pour les familles de micro-Lépidoptères les plus connues (les déterminations doivent être systématiquement vérifiées par des spécialistes) :

➤ Pyralidae :

Leraut P., 2003. *Le guide entomologique*, Paris, Delachaux et Niestlé, 527 p.

➤ Sesiidae (détermination difficile, sans l'attraction aux phéromones spécifiques de synthèse) :

Bertaccini E. et Fiumi G., 2002. Bombici e Sfini d'Italia. Volume 4 : Lepidoptera Sesiioidea, Giuliano Russo, 181 p.

➤ Zygaenidae :

Drouet E. et Faillie L., 1997. *Atlas des espèces Françaises du genre Zygeana*, J.M. Desse, 74 p.

Faillie L., 1994. Guide pour l'identification des espèces françaises du genre Zygeana, J.M. Desse, 52 p.

➤ Tortricidae :

Razowski J., 2002. Tortricidae of Europe. Volume 1 : Tortricinae and Chlidanotinae, Franisek Slamka, 247 p.

Razowski J., 2003. Tortricidae of Europe. Volume 2 : Olethreutinae, Franisek Slamka, 301 p.

Références citées

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, Muséum National d'Histoire Naturelle - Cemagref, 236 p.

- Chinery M. et Cuisin M.**, 1994. Les papillons d'Europe (Rhopalocères et Hétérocères diurnes). Delachaux et Niestlé, Lausanne, 323 p.
- Demergès D.**, 2002. Proposition de mise en place d'une méthode de suivi des milieux ouverts par les Rhopalocères et Zygenidae dans les Réserves Naturelles de France. Office Pour les Insectes et leur Environnement Languedoc-Roussillon- Réserves Naturelles de France.
- Erhardt A. et Thomas J.A.**, 1991. Lepidoptera as indicators of change in the semi-natural grasslands of lowland and upland Europe. In Collins N.M. et Thomas J.A. (Eds), The conservation of insects and their habitats. Academic Press, London, p. 213-236.
- Erhardt A.**, 1985. Diurnal Lepidoptera : sensitive indicators of cultivated and abandoned grassland. Journal of Applied Ecology, 22, p. 849-861.
- Gibeaux C.A.**, 1999. Liste-inventaire des Lépidoptères du massif de Fontainebeau (Insecta, Lepidoptera). Bulletin de l'Association des Naturalistes de la Vallée du Loing, 75, 2, p. 1-64.
- Heppner J.B.**, 1998. Classification of Lepidoptera. Part. 1 : Introduction. Holarctic Lepidoptera, 5 (Suppl. 1), p. 1-148.
- Higgins L., Hargreaves B. et Lhonore J.**, 1991. Guide complet des papillons d'Europe et d'Afrique du Nord. Delachaux et Niestlé.
- Langlois, D., Gilg, O.**, 2007. Méthode de suivi des milieux ouverts par les Rhopalocères dans les Réserves naturelles de France, RNF Quétigny.
- Leraut P.J.A.**, 1997. Liste systématique et synonymique des Lépidoptères de France, Belgique et Corse. Supplément à Alexanor, 526 p.
- Luff M.L. et Woiod I.P.**, 1995. Insects as indicators of land-use change : a European perspective, focusing on moths and ground beetles. In Harrington R. et Stork N.E. (Eds), Insects in a changing environment. Academic Press, London, p. 399-422.
- Pollard E. et Yates T.**, 1993. Monitoring butterflies for ecology and conservation. Chapman et Hall, London.
- Schwalter T.D., Hargrove W.W. et Crossley D.A.**, 1986. Herbivory in forested ecosystems. Annual Review of Entomology, 31, p. 177-196.
- Schwalter T.D. et Lowman M.D.**, 1999. Forest herbivory : insects. In Walker L.R. (Eds), Ecosystems of disturbed ground. Elsevier, p. 253-269.
- Skinner B.**, 1998. The colour identification guide to moths of the British Isles. Penguins books LTD, London, 276 p.
- Solis M.A. et Pogue M.G.**, 1999. Lepidopteran biodiversity : patterns and estimators. American Entomologist, 45, 4, p. 206-211.
- Summerville K.S. et Crist T.O.**, 2002. Effects of timber harvest on forest Lepidoptera : Community, guild, and species responses. Ecological Applications, 12, 3, p. 820-835.
- Summerville K.S., Ritter L.M. et Crist T.O.**, 2004. Forest moth taxa as indicators of lepidopteran richness and habitat disturbance : a preliminary assessment. Biological Conservation, 116, 1 SU-, p. 9-18.
- Süssenbach D. et Fiedler K.**, 1999. Noctuid moths attracted to fruit baits : testing models and methods of estimating species diversity. Nota lepid., 22, 2, p. 115-154.
- Witkowski Z., Gryzybek J. et Plonka P.**, 1992. Effect of air pollution on the oak leaf biochemistry and herbivorous insect abundance in the Niepolomice Forest. Ekologia, CSFR, 11, 1, p. 59-77.

Pour en savoir plus

Quelques sites internet intéressants sur les Lépidoptères :

- <http://www.lepinet.fr/>
- <http://ukmoths.org.uk/> (en anglais)
- <http://www.leps.it/> (en anglais)
- <http://www.ukleps.org/index.html> (en anglais)

IV - LES SYRPHERS

(Anne Vallet et Jean-Pierre Sarthou)

IV.1 - Présentation du groupe

Les Syrphes représentent une famille de l'ordre des Diptères. Ils ont la particularité d'être souvent mimétiques de guêpes ou d'abeilles. Leur taille varie de quelques millimètres à environ 20 mm. Cette famille est caractérisée par l'existence d'une « fausse nervure » au niveau de l'aile. Tous les mâles ainsi que des femelles de quelques espèces (Iliff, 2005) ont des phases de vol stationnaire, ce qui les distingue de la majorité des autres insectes volants. Ils n'ont en général aucun nom français, à l'exception de 2 genres :

- le genre *Eristalis* ou Eristales ;
- le genre *Volucella* ou Volucelles.

Les adultes se nourrissent de nectar, de pollen et de miellat de pucerons. Les larves sont zoophages (surtout pucerons) (30%), phytophages (20%) ou saprophages (30%), le reste pouvant avoir des régimes mixtes (Castella, 2008).

Cette famille de Diptères est relativement bien étudiée car :

- environ 80 espèces possèdent des larves saproxyliques qui dépendent du bois mort sous différentes formes. Certaines larves vivent dans les cavités humides de vieux arbres. Ceci permet d'utiliser ce groupe comme bio-indicateur de vieilles forêts à patrimoine naturel élevé (Speight, 1989, Good et Speight, 1996). Pour la France, pas moins de 150 espèces sont forestières (Castella, 2008) ;
- chez un grand nombre d'espèces les larves sont prédatrices de pucerons. Cette famille est donc étudiée dans un contexte de lutte biologique ;
- ils ont un rôle non négligeable dans la pollinisation : les adultes se nourrissent de pollen et de nectar, et fréquentent de nombreuses fleurs.

Aucune espèce n'est actuellement sur une liste de protection, que ce soit au niveau du territoire français ou du territoire européen.

IV.2 - Intérêt

Diversité taxonomique et diversité écologique :

Les Diptères Syrphidés renferment de très nombreuses espèces (plus de 510 en France et environ 850 en Europe).

La diversité de leurs régimes alimentaires leur permet d'occuper tous les habitats terrestres hormis les milieux cavernicoles et les pleines eaux.

Cette spécialisation larvaire se double, pour chaque type alimentaire d'une valence écologique de forte amplitude qui va de la sténocéie (espèces très spécialisées quant aux habitats larvaires et adultes) à l'euryécie (espèces généralistes et ubiquistes).

Un groupe bien connu :

Ces caractéristiques intrinsèques importantes s'accompagnent d'autres atouts extrinsèques majeurs :

- moins de 5% de leurs espèces posent des problèmes d'identification aux spécialistes ; les critères d'identification sont aujourd'hui relativement stabilisés et fiables ;
- leur écologie est très bien connue : micro-habitats larvaires, macro-habitats des adultes, durée de développement larvaire, nombre de générations par an, migration...
- leur répartition européenne et nationale est connue malgré des lacunes dans quelques régions (travail en cours) ;
- l'ensemble de ces caractéristiques confère aux Diptères Syrphidae l'avantage d'être un bon taxon bio-indicateur de la qualité des milieux naturels (Speight, 1986).

Un protocole d'étude bien établi couplé à une base de données :

Tous les éléments ci-dessus sont rassemblés dans une importante base de données (« Syrph-The-Net »). Cette base de données a nécessité près de 15 ans de collecte d'informations et de travaux de diagnose, de systématique, d'écologie et de biogéographie sur les centaines d'espèces européennes.

Couplée à un protocole de piégeage standardisé, elle permet des bio-évaluations et des diagnostics écologiques précis (Speight *et al.*, 2000).

IV.3 - L'étude des Syrphes grâce à Syrph-The-Net

Les principaux points de la méthode sont repris ici, mais pour plus de détails, il est nécessaire de se référer au texte original (Speight *et al.*, 2000).

Principe

Le principe de la méthode est basé sur l'absence-présence des espèces dans un milieu donné. La liste des Syrphes capturés sur le site d'étude est comparée, grâce à Syrph-The-Net, à celle des espèces potentiellement présentes dans un milieu identique pour une région et une période données (Figure 11). Ainsi, le pourcentage des espèces au rendez-vous (*i.e.* prédites et observées) est considéré comme une indication de l'intégrité écologique du milieu considéré. Le modèle permet également d'interpréter sur un plan fonctionnel la liste des espèces manquantes (*i.e.* prédites et non observées) afin de relier les traits de vie de ces espèces aux caractéristiques écologiques supposées aussi manquantes de l'habitat. Enfin, les espèces inattendues (non prédites et observées) renseignent sur des caractéristiques non décelées du site (habitat supplémentaire, tendances d'un autre habitat) et/ou sur la présence d'habitats voisins.

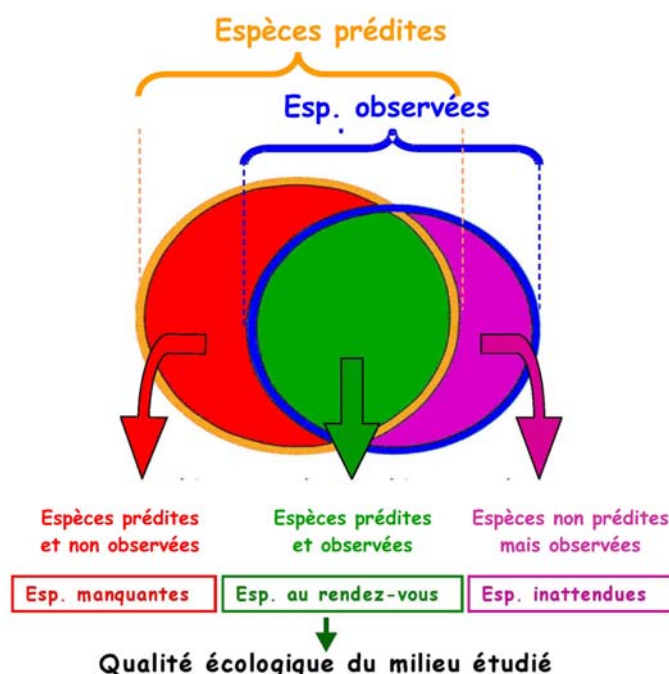


Figure 11 : L'utilisation de SyrphTheNet pour l'évaluation de la qualité écologique des milieux (d'après Sarthou, Third International Symposium on the Syrphidae - Leiden, The Netherlands - September 2-5, 2005).

Différents objectifs d'étude possibles

➤ Objectif 1 : études faunistiques

Etude faunistique :

Il s'agit d'avoir une représentation la plus complète possible des espèces présentes sur un site. Le nombre de pièges à installer dépend de la complexité et de l'étendue de la zone à inventorier. Il faut placer au moins un piège par habitat présent sur le site. La saison de piégeage doit couvrir toute la saison de végétation. On peut poursuivre ce piégeage sur plusieurs années et coupler d'autres méthodes de capture (capture au filet, assiettes jaunes, pièges à émergence...).

Etude patrimoniale :

Le but est la recherche d'espèces pouvant présenter un intérêt patrimonial. Une espèce remarquable l'est seulement pour une région donnée. Pour les Syrphes, il existe un site internet : Syrfid (<http://syrfid.ensat.fr>) qui donne la liste des espèces présentes en France par départements et le nombre de fois où l'espèce est mentionnée dans la littérature. On peut donc avoir facilement une idée du degré de rareté d'une espèce dans une région. Certaines régions sont en train d'établir ou de mettre à jour leurs listes d'espèces patrimoniales.

Syrfid fournit également le degré de vulnérabilité au niveau français et au niveau européen de chaque espèce présente en France.

- niveau 1 : espèce à surveiller
- niveau 2 : espèce en nette diminution
- niveau 3 : espèce menacée d'extinction

➤ Objectif 2 : études écologiques

Richesse spécifique de groupes fonctionnels

Syrph-The-Net donne la biologie de tous les Syrphes européens. Il est donc aisé de classer les Syrphes capturés en fonction de leur rôle dans le milieu étudié. Dans un massif forestier, les différents types de peuplements et/ou les différentes gestions ayant existé devront être échantillonnés afin d'avoir une idée de leur richesse spécifique. Par exemple, un faible nombre d'espèces liées au bois mort peut indiquer une sylviculture trop intensive.

Intégrité écologique d'un habitat

En comparant les espèces présentes dans un habitat avec les espèces pouvant être potentiellement présentes, on peut mesurer l'intégrité de cet habitat. Ainsi, si moins de 50% des Syrphes prédits par Syrph-The-Net sont identifiés après un échantillonnage *ad hoc* (Speight *et al.*, 2000), l'habitat est considéré comme dégradé.

Prédiction de l'évolution des populations en fonction des modifications des habitats

Les données codées dans Syrph-The-Net peuvent également prédire les modifications des populations de Syrphes en fonction des aménagements prévus (Speight *et al.*, 2002). Toutefois, les données codées dans Syrph-The-Net ne permettent pas de développer des modélisations telles qu'on les connaît habituellement. Les prédictions qu'apportent cette base de données dépendent de l'observation initiale des populations et des variables codées. Les catégories d'habitats incluses dans Syrph-The-Net ont aussi été choisies parce que les Syrphes y répondent. La prédiction implique d'associer chacune des espèces présentes initialement sur le site aux modifications d'habitats prévues.

Analyse des résultats

A l'aide de Syrph-The-Net, on sort la liste de toutes les espèces potentiellement présentes sur le site en fonction des habitats observés. Cette liste brute est faite à partir de l'ensemble des Syrphes européens. Elle devra être affinée en fonction :

- des Syrphes connus dans la région ;
- de la date du piégeage qui doit correspondre à celle du vol de l'espèce.

On fait ensuite une confrontation entre cette liste d'espèces prédites et la liste des espèces trouvées dans les pièges. Selon les habitats observés, on fera la liste des espèces absentes (prédites mais non observées), ou au rendez-vous (prédites et observées) ou inattendues (non prédites mais observées).

Par la suite, on peut faire de même par groupe fonctionnel ou pour chacun des habitats (macro- ou micro) observés afin d'affiner le diagnostic.

Quelques exemples d'analyses de résultats sur l'utilisation de Syrph-The-Net sont consultables :

- analyse des prairies sub-alpines à l'aide de Syrph-The-Net (Castella et Speight, 2005) ;
- évaluation, par les Diptères Syrphidés de l'impact d'une sylviculture traditionnelle sur des hêtraies-sapinières montagnardes (Sarhou *et al.*, 2005; Larrieu, 2005) ;
- relation entre communauté d'espèces de Syrphidés et surfaces boisées dans les forêts du sud-est de la France (Ouin *et al.*, 2006).

IV.4 - L'échantillonnage

Le piège Malaise

Les Syrphes peuvent être échantillonnés commodément au stade adulte par un piège d'interception standardisé : le piège Malaise. Ce dispositif léger peut fonctionner sans maintenance pendant 2 à 3 semaines et permet un échantillonnage continu sur toute la période de vol. Particulièrement efficace, il capture toutes sortes d'insectes (pas seulement les Syrphes) au cours de leurs déplacements. Leur prix est d'environ 150 à 200€. Ils sont utilisables pendant 3 à 5 ans, les rayons ultraviolets rendant la toile cassante. Les insectes sont collectés dans un flacon rempli d'alcool à 70°C qui sert également d'agent conservateur.

Le piège Malaise est particulièrement bien adapté pour capturer la faune syrphidologique. Il offre l'avantage de fonctionner pendant notre absence et permet la capture d'espèces volant tôt dans la journée. La pose et le ramassage des pièges peuvent être faits par une personne non expérimentée, ce qui n'est pas le cas pour les recherches à vue. Contrairement aux méthodes avec interventions humaines comme la capture au filet, les échantillonnages par piégeage permettent d'apporter des informations quantitatives sur l'abondance des espèces.

Autres méthodes d'échantillonnage possibles

Chaque technique de capture des insectes possède un biais et ne reflète pas exactement la population entomologique locale. Selon les souhaits de l'expérimentateur, il est possible de coupler le piège Malaise avec la recherche des Syrphes par d'autres méthodes : filet, pièges colorés, pièges à émergence...

Plan d'échantillonnage

La première partie du travail consiste à relever tous les macro-habitats présents sur le site étudié. Ces habitats doivent être en adéquation avec la liste proposée par Syrph-The-Net. Dans un deuxième temps, on pose 2 pièges Malaise au minimum par type d'habitat échantillonné.

Afin d'avoir la meilleure représentation de la communauté des Syrphes du site, il est nécessaire d'effectuer au moins 2 périodes de piégeages. La première sera effectuée au cours du printemps (au pic de floraison de la végétation). La deuxième période devra être effectuée au cours de l'été. Les dates et la durée du piégeage pourront être modifiées en fonction des conditions météorologiques et de la zone prospectée. Il est conseillé de laisser les pièges en place au moins 15 jours consécutifs.

En fonction des objectifs recherchés, on peut adapter la durée de piégeage. Par exemple, pour un inventaire d'espèces patrimoniales, les pièges devront être sur place durant toute la saison de végétation pour capturer les Syrphes précoces et tardifs. On peut également rechercher les Syrphes pendant plusieurs années consécutives pour avoir une idée plus précise de la communauté et des populations. Pour avoir une vision la plus exhaustive possible, au moins 3 années d'étude sont nécessaires.

IV.5 - Sur le terrain

La période de vol des Syrphes dépend de nombreux facteurs comme le climat, l'heure, la topographie... L'emplacement d'un piège Malaise et son orientation influencent son efficacité. Les couloirs de vol sont en grande partie dépendants de la micro-topographie et des vents dominants. Les pièges Malaise peuvent être placés le long de couloirs de déplacement (lisière, bordure). De tels emplacements maximisent la capture des Syrphes volant entre différents habitats ainsi que les migrations (certaines espèces de Syrphes sont migratrices). Réciproquement, la pose d'un piège en dehors de ces couloirs de déplacement favorise la capture des Syrphes locaux. A des fins de comparaison inter-sites, il est préférable d'orienter tous les pièges de la même façon avec une boussole. Le piégeage sur des longues périodes peut mettre en évidence des pics de capture significativement différents en fonction de la floraison des espèces végétales proches.

Il est recommandé de vérifier les flacons en place sur des pièges au moins une fois toutes les deux semaines et une fois par semaine par fort vent ou avec des températures élevées. Les dégâts dus aux animaux sont exceptionnels. Le ramassage se fait simplement en changeant le flacon collecteur du piège.

IV.6 - Au laboratoire

Le flacon de récolte d'un piège Malaise peut être utilisé pour stocker les insectes pendant une année au moins. Le tri est à effectuer sous un microscope binoculaire, en utilisant une boîte de Petri pour sortir les spécimens. En fonction de l'objectif, ce travail demande un temps variable : environ 1 heure par échantillon pour isoler les syrphes du reste, 2 heures pour extraire les syrphes, les apoïdes, les Coléoptères, les Lépidoptères et les Hémiptères, et jusqu'à une dizaine d'heures pour séparer toutes les familles.

Puis les Syrphes seront déterminés. En l'état actuel de nos connaissances, certains genres ne sont pas déterminables à l'espèce, d'autres sont déterminables seulement à l'aide des genitalias des mâles.

La conservation des Syrphidés se fait de la même manière que pour les autres insectes : les ennemis d'une collection à sec étant l'humidité (moisissures) et les insectes détritivores (Dermestes notamment). Les inconvénients d'une collection conservée dans l'alcool (nécessaire si l'on travaille régulièrement avec les tentes Malaise) sont la lente évaporation de ce dernier dans un récipient qui ne serait pas totalement hermétique (les petits tubes en plastique « Eppendorf » sont commodes pour stocker 1 à 3 individus) et la décoloration assez rapide par la lumière des téguments imbibés d'alcool.

Encart 21 : Usuels de détermination des Syrphes.

Stubbs, A. E. et Falk, S. J., 1983. British hoverflies : an illustrated identification guide. Br. Ent. Nat. Hist. Soc., London, 253 p. (en anglais)

Bradescu, V., 1991. Les Syrphidés de Roumanie (Diptera, Syrphidae), Clés de détermination et répartition. Trav. Mus. Hist. nat. Grigore Antipa, 31, 7-83.

Verlinden, L., 1994. Faune de Belgique : Syrphidés (Syrphidae). 1-298. Inst. Roy. Sci. Nat. Belg., Brussels.

Van Veen M., 2004, *Hoverflies of Northwest Europe, identification keys to the Syrphidae*, Utrecht, the Netherlands, KNNV Publishing, 254 p.

Le site de Cyrille Dussaix, par de nombreuses photos, permet d'affiner une détermination <http://perso.wanadoo.fr/cyrille.dussaix>

Speight, M.C.D., Castella, E., Obrdlik, P. and Ball, S. (eds.) *Syrph the Net, the database of European Syrphidae*, Syrph the Net publications, Dublin. <http://www.iol.ie/~millweb/syrph/syrphid.htm>

Références Citées

Castella, E., 2008. L'envol des syrphes. *Espaces Naturels*, 21, 22-23.

Castella, E. et Speight M.C.D., 2005. Sub-alpine syrphid communities analysed with the Syrph-the-Net database. In : Menno Reemer M. et John T. Smit J.T. 3rd International Symposium on Syrphidae, 2 – 5 September 2005 Leiden, the Netherlands. p. 15.

Good J.A. et Speight M.C.D., 1996. Saproxylic invertebrates and their conservation throughout Europe. Convention on the Conservation of European Wildlife and their Natural Habitats. 52 p. Council of Europe, Strasbourg.

Iliff, D., 2005. Hovering activity of female Syrphinae (Diptera, Syrphidae). In : Menno Reemer M. et John T. Smit J.T. 3rd International Symposium on Syrphidae, 2 – 5 September 2005 Leiden, the Netherlands. p. 21.

Larrieu L., 2005. Etude Biodiversité Hèches – Syrphidés. CRPF Midi-Pyrénées. <http://www.crpfi-midi-pyrenees.com/vousinformer/publication1-1.htm>.

Ouin A., Sarthou J.P., Bouyjou B., Deconchat M., Lacombe J.P. et Monteil C., 2006. The species-area relationship in the hoverfly (Diptera, Syrphidae) communities of forest fragments in southern France. *Ecography* 29, 183-190.

Sarthou J.P., Laurent Larrieu L. et Delarue A., 2005. Ecological assessment with Syrph the Net: the case of four stands in a Fagus-Abies forest in Hautes-Pyrénées (South-Western France). In : Menno Reemer M. et John T. Smit J.T. 3rd International Symposium on Syrphidae, 2 – 5 September 2005 Leiden, the Netherlands. p. 31.

Speight M.C.D., 1986. Criteria for the selection of insects to be used as bioindicators in nature conservation research, in anonymous (Eds), 3rd Eur. Cong. Ent., p. 485-488.

Speight M.C.D., 1989. Les invertébrés saproxyliques et leur protection. Conseil de l'Europe, coll. Sauvegarde de la nature, 42, 1-78,

Speight M.C.D., Castella E., Obrdlik P. et Ball, 2000. Syrph-The-Net : the database of the european syrphidae (Diptera). In: Speight, M.C.D., Castella, E., Sarthou, J.-P. and Monteil, C. (eds.) Syrph the Net, the database of European Syrphidae, Vol. 25, 77 p., Syrph the Net publications, Dublin.

Speight, M.C.D.; Good, J.A. et Castella, E., 2002. Predicting the changes in farm syrphid faunas that could be caused by changes in farm management regimes (Diptera, Syrphidae). – Volucella 6, 125-137. Stuttgart.

Pour en savoir plus

Sites internet (en français) :

- <http://perso.wanadoo.fr/cyrille.dussaix> : nombreuses photos de syrphes pouvant aider à la détermination
- <http://syrfid.ensat.fr/> : liste des espèces par départements

Sites internet à l'étranger (sites généralement en langue anglaise) :

- <http://www.iol.ie/~millweb/syrph/syrphid.htm> (Syrph The Net) : site de démonstration de la base de données Syrph-The-Net, maintenu par Martin C.D. Speight.
- <http://www.naturkundemuseum-bw.de/stuttgart/volucella/> (Volucella) : présentation d'une revue incontournable pour tout syrphidologiste, créée en 1995, avec périodicité annuelle à bisannuelle.
- <http://www.syrphidae.com> (The world of Syrphidae...) : site généraliste sur les Syrphidae (bibliographie, liens, listes nationales, etc.).
- http://home.hccnet.nl/mp.van.veen/hf_index.html : site contenant des clés de détermination des espèces de 25 genres du nord-ouest de l'Europe ; un prolongement du livre de M. van Veen, qui bénéficie de mises à jour et qui est utile pour certains espèces et genres.
- <http://www.faunaeur.org> (Fauna Europea) : réalisation (en cours) d'une base de données rassemblant les noms scientifiques et la répartition de tous les animaux pluricellulaires vivants des milieux terrestres et aquatiques en Europe.
- <http://www.nottingham.ac.uk/~plzfg/> : site personnel de Francis Gilbert avec de nombreuses publications téléchargeables en PDF.
- <http://www.ufz.de/index.php?de=1901> : site personnel de Frank Dziock avec de nombreux liens vers d'autres sites.
- <http://www.geller-grimm.de/address/europe.htm> : site créé et maintenu par Fritz Geller-Grimm recensant sous forme de base de données les personnes travaillant sur les Syrphidae, avec leurs spécialités et leurs coordonnées (adresse postale, téléphone, courriel).

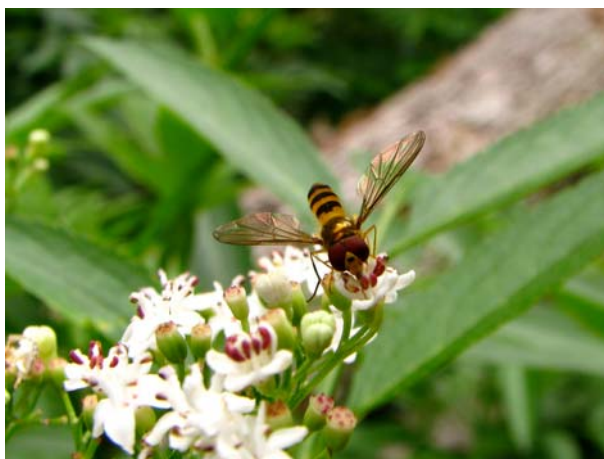


Photo 26 : Syrphe.

V - LES FOURMIS ROUSSES DES BOIS

(Louis-Michel Nageleisen)

V.1 - Présentation du groupe

Avec environ 180 espèces en France, les Fourmis (Hyménoptères, Formicidae) forment une famille particulièrement intéressante. Elles ont colonisé l'ensemble des biotopes terrestres potentiels et sont omniprésentes dans la nature. De plus, elles sont au sommet de la chaîne trophique (prédateurs opportunistes) et sont de ce fait très sensibles à une dégradation du milieu naturel.

L'évaluation du nombre d'espèces sur un site serait un indicateur tout à fait intéressant pour qualifier le milieu. Cependant, les Fourmis sont un groupe relativement peu étudié par les entomologistes tant amateurs que professionnels et les spécialistes de cette famille sont très peu nombreux en France.

Par contre, au sein de cette famille, un groupe d'espèces regroupées sous le terme générique de « Fourmis rouges » est constitué d'individus d'assez grande taille, identifiables à l'espèce de façon relativement aisée. Elles vivent essentiellement en milieu forestier. Elles construisent des dômes de brindilles facilement repérables en forêt et il est donc très simple de caractériser les populations, même sans être un entomologiste spécialiste des Fourmis.

Les Fourmis rouges des bois (*Formica rufa sensu lato*) sont un complexe d'espèces dont 5 (peut-être 7) sont présentes dans les forêts françaises :

- *Formica rufa* Linné 1758
- *Formica polyctena* Foerster 1850
- *Formica lugubris* Zetterstedt 1840 et peut être *Formica paralugubris* Seifert 1996
- *Formica aquilonia* Yarrow 1955
- *Formica pratensis* Retz et éventuellement *Formica nigricans* Emery 1909.

Si *F. rufa* est bien présente partout en France, *F. polyctena* est une espèce de plaine et de moyenne montagne. *F. lugubris* est fréquente dans toutes les montagnes jusqu'à l'étage alpin. *F. paralugubris*, très proche de *F. lugubris* et récemment décrite des Alpes de l'Ouest, pourrait être plus répandue qu'on ne le sait actuellement. Quant à *F. aquilonia*, espèce boréale très marquée, elle est la plus commune en Fennoscandie ; en Allemagne, elle n'est présente que dans la partie Est des Alpes bavaroises. En France, elle ne semble exister qu'en haute altitude (étage montagnard supérieur et étage alpin des Alpes). Enfin *F. pratensis* est une espèce de milieux ouverts prairiaux et donc moins fréquente en forêt que les précédentes. Alors que les autres espèces peuvent réaliser de grands dômes d'une hauteur supérieure à 1 m, *F. pratensis* ne construit que des petits dômes d'une dizaine de cm de hauteur. *F. nigricans* est considérée par divers auteurs comme une forme de *F. pratensis* à pilosité plus dense et plus longue, mais elle est nettement considérée comme espèce par Collingwood (1979).

V.2 - Intérêt

Dans l'écosystème forestier, le groupe des Fourmis rouges est situé près du sommet de la chaîne trophique. Une abondante littérature révèle son rôle fondamental dans le fonctionnement de l'écosystème et sa sensibilité à des perturbations du milieu (Adlung, 1966 ; Frouz *et al.*, 1997 ; Kahru, 1998 ; Masson, 1975 ; etc.). Les auteurs (Gosswald et 1984 ; Nageleisen, 1999 ; Pavan, 1961 ; Torossian, 1977 ; etc.) s'accordent pour estimer qu'en forêt résineuse ou mixte (mélange feuillus-résineux) peu perturbée, une population de Fourmis rouges est composée de gros nids épigés (dômes) en densité minimale de 4 à l'hectare.

Pour estimer l'état des populations de Fourmis rouges, et indirectement celui de la dégradation des forêts, une méthode a donc été développée, basée sur l'inventaire de leurs nids (dômes).

V.3 – L'échantillonnage

L'échantillonnage n'est pas réalisé par piégeage comme pour les autres groupes d'insectes. Il consiste à inventorier les dômes de brindilles et à en décrire la répartition, le volume, les interrelations...

Cet inventaire peut se dérouler en plusieurs phases :

- dans un premier temps, une enquête préliminaire auprès des usagers de la zone à inventorier (gestionnaires, propriétaires...) permet en général de localiser rapidement les zones remarquables ;
- dans un deuxième temps, un parcours le long de tous les axes de circulation en forêt (route, chemin, piste de débardage, limite entre parcelles) fournit un indice linéaire d'abondance (nombre de nids au km) ;
- enfin, pour caractériser plus précisément les populations de Fourmis rousses, on peut, à partir des prospections précédentes, évaluer la densité de dômes sur des zones de présence avérée, soit par la méthode des quadrats, soit par la méthode des transects.

V.4 - Sur le terrain

Lors du repérage des dômes, plusieurs paramètres sont à relever :

- coordonnées par GPS pour une cartographie précise ;
- dimensions du dôme pour déterminer le volume ;
- vérification de l'appartenance à la même colonie que les dômes voisins (société polycalique) ou pas ;
- environnement du nid (pente, exposition, couvert du peuplement, essences présentes dans un rayon de 10 m...).

Chaque dôme est décrit par trois données numériques : la hauteur et les deux diamètres perpendiculaires de la base qui permettent d'évaluer le volume épigé du nid.

Pour le calcul du volume, on considère le dôme comme un paraboloïde à base elliptique, c'est-à-dire qu'une coupe du nid parallèle au sol donnerait une ellipse et qu'une coupe perpendiculaire donnerait une parabole (Figure 12).

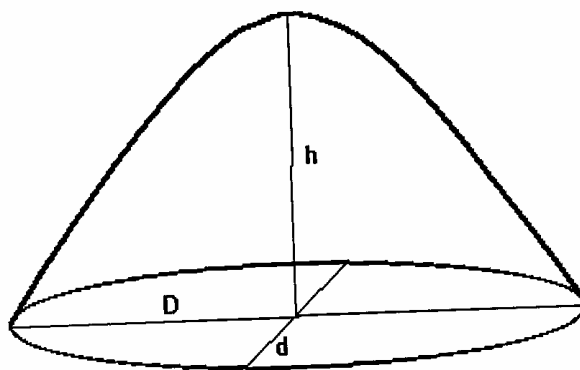


Figure 12 : Schéma d'un nid de Fourmis rousse et dimensions à mesurer.

La formule est alors la suivante: $V = \frac{2}{3} \times \pi \times \frac{D}{2} \times \frac{d}{2} \times H$

Où,
D= grand diamètre
d= petit diamètre
H= hauteur du dôme.

Le volume fourni par cette formule n'est bien sûr qu'une estimation. Divers facteurs peuvent fausser l'évaluation du volume. En effet, le nid peut être localisé sur une souche, des pierres ou encore sur un talus, etc. Mais la précision obtenue à l'échelle du peuplement est largement suffisante.

Dans une pente pour limiter les erreurs d'appréciation on se placera sur la courbe de niveau passant par le sommet du dôme pour en apprécier la hauteur.

Sur chaque dôme, on prélève 4 à 5 ouvrières, que l'on place dans un flacon rempli d'alcool, pour détermination de l'espèce (cf. Encart 22).

Dans le cas où plusieurs dômes sont à proximité les uns des autres ($d < 20$ m), il est intéressant de vérifier si ces dômes appartiennent à une seule et même société (société polycalique) ou à diverses

sociétés. Cette vérification se fait très simplement en confrontant quelques ouvrières de chaque nid dans un récipient ou en versant le contenu d'une boîte que l'on a remplie d'ouvrières d'un dôme sur l'autre dôme. La non-agressivité entre ouvrières de deux dômes révèle l'appartenance de ces deux dômes à une seule société polycalique.

V.5 - Caractérisation des populations de Fourmis rousses.

Pour un site donné, la population de Fourmis rousses est caractérisée par :

- la densité de nids (à l'ha ou au km) ;
- le volume moyen des nids (Tableau 19) ;
- la répartition des petits, moyens, gros et très gros nids (cf. Tableau 18) ;
- la pseudobiomasse totale à l'ha (somme du volume épigé de tous les dômes ramené à l'ha) ;
- l'existence de sociétés polycaliques et leur importance (nombre de nids en relation, surface concernée par la société...).

Les dômes étant des structures relativement pérennes (malgré des variations de volume parfois importantes au cours d'une année) on peut décrire également les dômes qui ne sont plus en activité pour évaluer la dynamique de la population.

A titre indicatif, Torossian (1984), dans les Alpes et les Pyrénées, décrit 4 types de populations à partir de ces paramètres:

Type de forêts :	A	B	C	D
Pseudobiomasse	15 et +	7	<0,5	1 à 10
Gros nids	>90%	<50%	0%	Variable
Moyens Nids		>50%		
Densité	11	45	10 à 15	Variable
Volume moyen	>1	0,2	0,04	0,2

A- les forêts à population très dense

B- les forêts à population dense

C- les forêts à population déficitaire

D- les forêts à population moyenne instable

L'absence de dômes de Fourmis rousses doit être interprétée avec beaucoup de prudence. En effet, les Fourmis rousses sont plus particulièrement inféodées à des essences résineuses comme le sapin ou l'épicéa qui leur procurent une abondance de pucerons avec lesquels les Fourmis tissent des relations symbiotiques particulières. Aussi, dans les peuplements purs d'essences feuillues, les populations de Fourmis rousses sont naturellement très faibles, mais non nulles. Les zones humides et les versants peu exposés au soleil fournissent des conditions microclimatiques qui intéressent peu les Fourmis rousses. Elles en sont souvent absentes.

C'est donc l'évolution des populations dans une zone donnée ou la comparaison synchronique de zones *a priori* favorables aux Fourmis rousses qui pourront être interprétées comme un indicateur de la qualité du milieu forestier. Il est de ce fait important d'établir un état zéro de ces populations.

L'existence de sociétés polycaliques (plusieurs nids constituant une même société) importantes par le nombre de nids en relation les uns avec les autres est un paramètre supplémentaire qui révèle la qualité du milieu et sa faible perturbation anthropique.

Tableau 18 : Les classes de nids (d'après Torossian, 1984).

Classe	Volume (dm ³)	Taille du Nid
1	<1	Petit
2	1 à 2	Petit
3	2 à 4	Petit
4	4 à 8	Petit
5	8 à 16	Petit
6	16 à 32	Petit
7	32 à 64	Moyen
8	64 à 128	Moyen
9	128 à 256	Moyen
10	256 à 500	Moyen
11	500 à 1000	Gros
12	1000 à 2000	Gros
13	2000 à 4000	Très gros
14	Supérieur à 4000	Très gros

Encart 22 : Usuel de détermination des Fourmis rouges:

BERNARD F., 1968. Les Fourmis d'Europe occidentale et septentrionale. Masson et C^{ie} éditeurs, 73p.
 COLLINGWOOD C.A., 1979. The Formicidae (Hymenoptera) of Fennoscandia and Denmark. Fauna Entomologica Scandinavia, Vol. 8.
 SEIFERT B., 1996. Ameisen beobachten, bestimmen. Naturbuch Verlag, Augsburg.
 Pour en savoir plus : <http://antarea.fr/projet/index.html>

Références citées :

- Adlung K.G.**, 1966. A critical evaluation of the European research on use of red wood ants (*Formica rufa* group) for the protection of forest against harmful insects. Zeitschrift für angewandte Entomologie 57, pp. 167-189.
- Collingwood C.A.**, 1979. The Formicidae (Hymenoptera) of Fennoscandia and Denmark. Fauna Entomologica Scandinavia, Vol. 8.
- Frouz J., Santruckova H., Kalcik J.**, 1997. The effect of wood ants (*Formica polyctena* Foerst.) on the transformation of phosphorus in a spruce plantation. Pédobiologia 41, pp. 437-447.
- Gosswald K.**, 1965. Stellung der Waldameisen (Gattung *Formica*) in der Lebensgemeinschaft des Waldes. Collana verde, 16, pp. 117-132.
- Kahru K.**, 1998. Green islands : top-down and bottom-up effects of wood ants in forests under folivore attack. Academic dissertation, Annales universitatis turkuensis, tom. 107, 45 p.
- Masson M.**, 1975. Les Fourmis au secours des forêts. Sciences et Avenir; n° 343, pp. 848-853.
- Nageleisen L.-M.**, 1999. Etude de la densité et du rôle bioindicateur des Fourmis rouges dans les forêts du Nord-Est. *Revue Forestière Française* 51(4), pp. 487-495.
- Pavan M.**, 1961. Les transplantations de *Formica lugubris* sur les Apennins de la province de Pavie. Collana verde, n°7, pp.161-169.
- Torossian C.**, 1977. Les Fourmis rouges des bois (*Formica rufa*) indicateur biologiques de dégradation des forêts de montagne des Pyrénées orientales. Bulletin d'Ecologie; tome 8, fascicule 3, pp. 333-348.
- Torossian C.**, 1984. Les réponses de *Formica lugubris* Zett à la dégradation anthropique des forêts de l'étage subalpin français. Bulletin d'Ecologie ; tome 15, fascicule 1, pp. 77-90.

Pour en savoir plus

- Billiard S.**, 1997. Recherche d'une relation entre les Fourmis rouges des bois et les peuplements forestiers. Rapport de l'option « gestion des milieux naturels » FIF-ENGREF, 23 p.

- Bleichner I.**, 1996. Recensement des Fourmilières de Fourmis rousses (*Formica rufa s.l.*) des forêts de Zittersheim et d'Erckartswiller. Rapport de maîtrise de biologie de population et des écosystèmes, 18 p.
- Chauvin R.**, 1979. Des Fourmis et des hommes. Ed. France-Empire, Paris, 186 p.
- Chérrix D.**, 1986. Les Fourmis des bois. Série « comment vivent-ils? », Atlas visuel Payot, vol 15. Edition Masson, Lausanne, 93 p.
- Fichesser B.**, 1982. Vie et moeurs des Fourmis rousses des bois. In : La vie en montagne. Ed. Chêne-Hachette, pp. 157-165 (ouvrage réédité en 1998 aux Editions La Martinière, Paris, 360 p).
- Froelicher V.**, 1993. Etude de terrain d'une société polycalique de *Formica polyctena*. Rapport de maîtrise de biologie animale, 21 p.
- Kiner A.**, 1994. Les Fourmis du Jura à la conquête du monde. Sciences et Avenir, septembre 1994, pp. 22-27.
- Lorber B.E.**, 1982. Les Fourmis des bois du groupe *Formica rufa* L. dans les forêts du Parc naturel régional des Vosges du Nord. CICONIA 6(2); pp. 117-132.
- Mougeot P.**, 1998. Les Fourmis rousses des bois en forêt de Gérardmer : bioindicateurs de l'équilibre forestier ? Rapport d'étude BTS Gestion forestière, Office National des Forêts Saint-Dié, 33 p.
- Seifert B.**, 1996. Ameisen beobachten, bestimmen. Naturbuch Verlag, Augsburg.
- Torossian C. et Humbert P.**, 1982. Les Fourmis rousses des bois et leur rôle dans l'écosystème forestier. Revue Forestière Française ; vol.34, n° 1-1982, pp. 32-41.
- Torossian C. et Peponnet F.**, 1968. Rôle de *Formica polyctena* dans le maintien des équilibres biologiques forestiers des forêts feuillus du plateau de Lannemezan. Annales des Epiphyties, 19(4), pp.97-110.
- Torossian C. et Roques L.**, 1982. Biogéographie comparée des Fourmis du genre *Formica rufa* et du genre *Coptoformica* du parc national des Ecrins (annexe 1). Ministère de l'environnement, mission des études et de la recherche parc national des Ecrins, février 1982, 96 p.
- Wellenstein G.**, 1965. Die Entwicklung der Waldameisen (*Formica rufa* Gruppe) auf die biozöne Methoden und Ergebnisse. Collana Verde, 16, pp. 369-392.

Tableau 19 : Abaque de calcul du volume d'un dôme de Fourmis rousses. Horizontalement : hauteur du nid en dm ; verticalement : moyenne des deux diamètres de la base en dm ; volume donné en dm³

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	
1	1	1	2	2	3	3	4	4	5	5	6	6	7	7	8	8	9	9	10	10	1
2	2	4	6	8	10	13	15	17	19	21	23	25	27	29	31	33	36	38	40	42	2
3	5	9	14	19	24	28	33	38	42	47	52	57	61	66	71	75	80	85	89	94	3
4	8	17	25	33	42	50	59	67	75	84	92	100	109	117	126	134	142	151	159	167	4
5	13	26	39	52	65	79	92	105	118	131	144	157	170	183	196	209	222	236	249	262	5
6	19	38	57	75	94	113	132	151	170	188	207	226	245	264	283	301	320	339	358	377	6
7	26	51	77	103	128	154	180	205	231	256	282	308	333	359	385	410	436	462	487	513	7
8	33	67	100	134	167	201	234	268	301	335	368	402	435	469	502	536	569	603	636	670	8
9	42	85	127	170	212	254	297	339	382	424	466	509	551	593	636	678	721	763	805	848	9
10	52	105	157	209	262	314	366	419	471	523	576	628	680	733	785	837	890	942	994	1047	10
11	63	127	190	253	317	380	443	507	570	633	697	760	823	887	950	1013	1076	1140	1203	1266	11
12	75	151	226	301	377	452	528	603	678	754	829	904	980	1055	1130	1206	1281	1356	1432	1507	12
13	88	177	265	354	442	531	619	708	796	884	973	1061	1150	1238	1327	1415	1504	1592	1680	1769	13
14	103	205	308	410	513	615	718	821	923	1026	1128	1231	1333	1436	1539	1641	1744	1846	1949	2051	14
15	118	236	353	471	589	707	824	942	1060	1178	1295	1413	1531	1649	1766	1884	2002	2120	2237	2355	15
16	134	268	402	536	670	804	938	1072	1206	1340	1474	1608	1742	1876	2010	2144	2278	2412	2545	2679	16
17	151	302	454	605	756	907	1059	1210	1361	1512	1664	1815	1966	2117	2269	2420	2571	2722	2874	3025	17
18	170	339	509	678	848	1017	1187	1356	1526	1696	1865	2035	2204	2374	2543	2713	2883	3052	3222	3391	18
19	189	378	567	756	945	1134	1322	1511	1700	1889	2078	2267	2456	2645	2834	3023	3212	3401	3590	3778	19
20	209	419	628	837	1047	1256	1465	1675	1884	2093	2303	2512	2721	2931	3140	3349	3559	3768	3977	4187	20
21	231	462	692	923	1154	1385	1616	1846	2077	2308	2539	2769	3000	3231	3462	3693	3923	4154	4385	4616	21
22	253	507	760	1013	1266	1520	1773	2026	2280	2533	2786	3040	3293	3546	3799	4053	4306	4559	4813	5066	22
23	277	554	831	1107	1384	1661	1938	2215	2492	2768	3045	3322	3599	3876	4153	4429	4706	4983	5260	5537	23
24	301	603	904	1206	1507	1809	2110	2412	2713	3014	3316	3617	3919	4220	4522	4823	5124	5426	5727	6029	24
25	327	654	981	1308	1635	1963	2290	2617	2944	3271	3598	3925	4252	4579	4906	5233	5560	5888	6215	6542	25
26	354	708	1061	1415	1769	2123	2476	2830	3184	3538	3892	4245	4599	4953	5307	5660	6014	6368	6722	7075	26
27	382	763	1145	1526	1908	2289	2671	3052	3434	3815	4197	4578	4960	5341	5723	6104	6486	6867	7249	7630	27
28	410	821	1231	1641	2051	2462	2872	3282	3693	4103	4513	4924	5334	5744	6154	6565	6975	7385	7796	8206	28
29	440	880	1320	1760	2201	2641	3081	3521	3961	4401	4841	5281	5722	6162	6602	7042	7482	7922	8362	8802	29
30	471	942	1413	1884	2355	2826	3297	3768	4239	4710	5181	5652	6123	6594	7065	7536	8007	8478	8949	9420	30
31	503	1006	1509	2012	2515	3018	3520	4023	4526	5029	5532	6035	6538	7041	7544	8047	8550	9053	9556	10058	31
32	536	1072	1608	2144	2679	3215	3751	4287	4823	5359	5895	6431	6967	7503	8038	8574	9110	9646	10182	10718	32
33	570	1140	1710	2280	2850	3419	3989	4559	5129	5699	6269	6839	7409	7979	8549	9119	9688	10258	10828	11398	33
34	605	1210	1815	2420	3025	3630	4235	4840	5445	6050	6655	7260	7865	8470	9075	9680	10285	10890	11494	12099	34
35	641	1282	1923	2564	3205	3847	4488	5129	5770	6411	7052	7693	8334	8975	9616	10257	10898	11540	12181	12822	35
36	678	1356	2035	2713	3391	4069	4748	5426	6104	6782	7461	8139	8817	9495	10174	10852	11530	12208	12887	13565	36
37	716	1433	2149	2866	3582	4299	5015	5732	6448	7164	7881	8597	9314	10030	10747	11463	12180	12896	13612	14329	37
38	756	1511	2267	3023	3778	4534	5290	6046	6801	7557	8313	9068	9824	10580	11335	12091	12847	13602	14358	15114	38
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	

VI - SYNTHÈSE SUR LES MÉTHODES D'ÉCHANTILLONNAGE SELON LES GROUPES À ETUDIER EN FORÊT

Ce Chapitre 4 dresse une liste non-exhaustive (la seule limite à l'exhaustivité est celle de l'imagination des entomologistes) des méthodes permettant d'échantillonner les insectes. Il dresse en particulier une description plus complète de quelques méthodes et de quelques groupes d'insectes qu'il est souhaitable d'utiliser et d'appréhender en priorité (et au minimum) lors d'études entomologiques dans les espaces forestiers. Pour une meilleure vision d'ensemble, ceux-ci sont repris dans le tableau ci-dessous.

Tableau 20 : Les groupes d'insectes et les méthodes d'échantillonnage préconisés par le groupe de travail Inv.Ent.For.

		Lépidoptères	Coléoptères		Diptères	Hyménoptères
			Carabes	Saproxyliques	Syrphes	Fourmis rousses
Prospection à vue sans récolte	Ligne transect	Diurnes				
	Cartographie					
Récolte active	Chasse à vue	Diurnes				
	Battage					
	Ecorçage					
Enceintes d'émergence	<i>In situ</i>					
	<i>Ex situ</i>					
Piège d'interception	Piège à fosse					
	Piège Malaise					
	Piège à vitre					
Pièges attractifs	Pièges lumineux	Nocturnes				
	Pièges colorés					
	Pièges chimio-attractifs	Certains nocturnes (phéromones)		Pièges « bière »		

En vert clair : méthode conseillée par le groupe de travail Inv.Ent.For

En jaune : autre méthode possible

CHAPITRE 5

GESTION DES RECOLTES

(Thierry Noblecourt)

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 -PRÉPARATION 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 numéroté 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

Les étiquettes

Il s'agit d'étiquettes traditionnelles de localisation mentionnant en plus le numéro de la fiche de relevé (Figure 14).

Fiche TRONCAIS : 2005/08 F-03-Tronçais RBI/RBD/Géré Piège Transparent /Noir Date : 31.V. au 14.VI.2005 ONF Noblecourt leg	Fiche TRONCAIS : 2005/08 F-03-Tronçais RBI/RBD/Géré Piège Transparent /Noir Date : 31.V. au 14.VI.2005 ONF Noblecourt leg
Fiche TRONCAIS : 2005/ F-03-Tronçais RBI/RBD/Géré Piège Transparent / Noir Date : ONF Noblecourt leg	Fiche TRONCAIS : 2005/ F-03-Tronçais RBI/RBD/Géré Piège Transparent / Noir Date : ONF Noblecourt leg

Figure 14 : Exemple d'étiquettes de collection d'insectes.

Le plus commode et rationnel est de préparer à l'avance sur une même étiquette les différentes techniques de piégeage et les différentes localités. Ainsi, il ne reste plus qu'à barrer les mentions non utiles et à compléter à l'encre de Chine le numéro de la fiche et la date. Préparer les étiquettes sur du papier Bristol blanc à 160g/m² à l'aide d'une imprimante laser (avec une imprimante à jet d'encre l'encre disparaît au contact de l'alcool).

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.

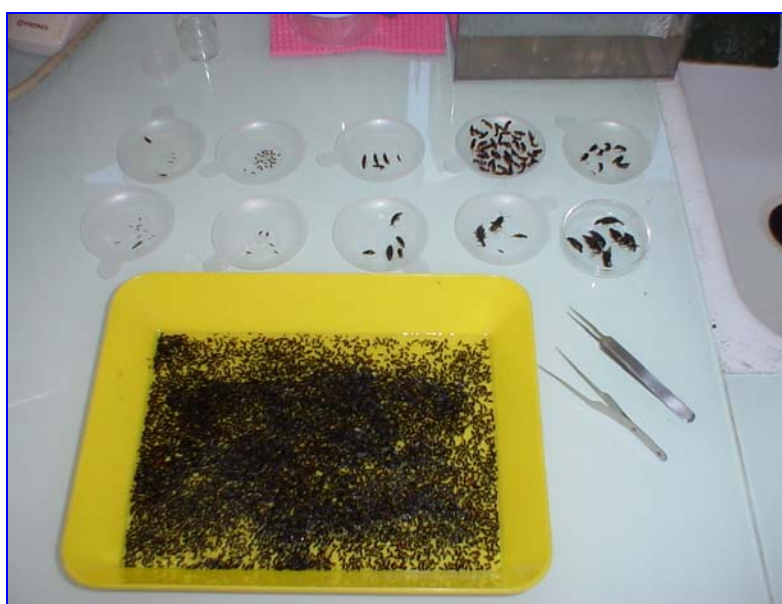


Photo 27 : Tri à la famille (cliché Arnaboldi/ONF).

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).



Photo 28 : Exemples de tubes pour le reconditionnement (à gauche : tube Eppendorf, référence Bioblock B51633 ; à droite : tube Micrew à bouchon vissant avec joint, références Bioblock B14437 et B14457).

Nota : pour les papillons, il faut éviter un conditionnement dans l'alcool et il est préférable de les placer dans des papillotes de papier ou sur des couches cartonnées (type bristol) avec du coton cardé après séchage des spécimens.

⁵ Cf. www.faunedefrance.org

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 Muséums 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.

VIII - 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.

Pour en savoir plus

- Sites de fournisseurs de logiciels de gestion de données naturalistes
 - Logiciel Serena de Réserves Naturelles de France : <http://www.sciena.org/serena/>
 - Logiciel Data Flora Fauna : <http://zoologie.umh.ac.be/dff/>
- Sites de fournisseurs de matériel :
 - Tubes Eppendorf et Microw, chez Bioblock : www.bioblock.com
 - Boîtes Caubère : www.caubere.fr.

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Priorité à l'exhaustivité ou à la comparabilité de l'échantillonnage selon l'objectif de l'inventaire.	18
Figure 2 : Place de l'échantillonnage dans une étude entomologique.	22
Figure 3 : Exemple de 3 types de plan d'échantillonnage appliqués à une même portion de territoire : (a) échantillonnage aléatoire (relevés dont les coordonnées sont tirées au hasard à l'intérieur d'un massif forestier) ; (b) échantillonnage systématique (grille d'échantillonnage avec un point tous les 100 m) ; (c) échantillonnage stratifié selon la couverture du sol (relevés répartis aléatoirement dans les stades jeunes, et respectivement dans les stades âgés).	23
Figure 4 : Piège-vitre plan (à gauche) et multidirectionnel, modèle Polytrap™ (à droite).	59
Figure 5 : Schéma d'un piège lumineux au drap.	79
Figure 6 : Schéma du piège à <i>Charaxes</i>	81
Figure 7 : Exemples de modèles de piège à Scarabéidés coprophages.	83
Figure 8 : <i>Abax</i> sp. (dessin G. Goujon).	92
Figure 9 : <i>Badister</i> sp. (dessin G. Goujon).	98
Figure 10 : Cerambycidae, chandelle et polypores (dessin G. Goujon).	99
Figure 11 : L'utilisation de SyrphTheNet pour l'évaluation de la qualité écologique des milieux (d'après Sarthou, Third International Symposium on the Syrphidae - Leiden, The Netherlands - September 2-5, 2005).	118
Figure 12 : Schéma d'un nid de Fourmis rousse et dimensions à mesurer.	124
Figure 13 : Exemple de fiche de tri.	134
Figure 14 : Exemple d'étiquettes de collection d'insectes.	135

LISTE DES TABLEAUX

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.....	20
Tableau 2 : Les échelles à considérer varient selon la question posée.....	24
Tableau 3 : Comment organiser le plan d'échantillonnage en fonction de l'objectif visé ?	30
Tableau 4 : Dénominations et caractéristiques des méthodes de collectes entomologiques (sources : Southwood, 1978 ; Marshall et al., 1994 ; Fraval, 1997).	35
Tableau 5 : Caractéristiques et contraintes des méthodes d'échantillonnage actives en milieu terrestre.	40
Tableau 6 : Caractéristiques et contraintes des méthodes d'échantillonnage passives en milieu terrestre.	46
Tableau 7 : Caractéristiques et contraintes des méthodes d'extraction des invertébrés des échantillons de sol et de litière.	48
Tableau 8 : Caractéristiques et contraintes des méthodes d'échantillonnage en milieu aquatique.	51
Tableau 9 : Paramètres et caractéristiques du piège à fosse.....	54
Tableau 10 : Accessoires et caractéristiques associés au piège à fosse.	54
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).....	58
Tableau 12 : Résultats de piégeages au Sud-Bénin, dans une zone de forêt dense semi-décidue, illustrant la diversité en Cétoines et les espèces caractéristiques des milieux (d'après Touroult et Le Gall, 2001a).	73
Tableau 13 : Pics d'abondance de différents ordres d'insectes en Guyane, évalués par leur biomasse au piégeage lumineux de septembre 1978 à octobre 1979 (d'après Dégallier et al., 2004).....	85
Tableau 14 : Quelques exemples de la diversité des Coléoptères Carabiques en fonction de l'échelle spatiale.	91
Tableau 15 : Liquides de conservation/attraction des pièges à fosse et leurs contraintes en fonction des objectifs d'échantillonnage.	93
Tableau 16 : Familles de Coléoptères comprenant au moins une espèce saproxylique (classification de l'ordre d'après Lawrence et Newton, 1995).	100
Tableau 17 : Les principales familles de Coléoptères saproxyliques, quelques caractéristiques et leurs références pour la détermination.	105
Tableau 18 : Les classes de nids (d'après Torossian, 1984).	126
Tableau 19 : Abaque de calcul du volume d'un dôme de Fourmis rousses. Horizontalement : hauteur du nid en dm ; verticalement : moyenne des deux diamètres de la base en dm ; volume donné en dm ³	128
Tableau 20 : Les groupes d'insectes et les méthodes d'échantillonnage préconisés par le groupe de travail Inv.Ent.For.	129

LISTE DES ENCARTS

Encart 1 : Le degré de contraintes pour l'échantillonnage dépend de l'approche suivie (cf. Richard, 2004).....	19
Encart 2 : Comment assurer la représentativité ?.....	23
Encart 3 : Comment faire l'état des lieux faunistique d'une réserve ? Exemple de plan d'échantillonnage pour une liste d'espèces.....	25
Encart 4 : Comment étudier l'effet d'un mode de traitement sylvicole sur la biodiversité des Coléoptères Carabidae ? Exemple d'une expérience mensurative.....	26
Encart 5 : Que doit-on répliquer ? Attention aux pseudo-répétitions !.....	27
Encart 6 : Comment prouver un effet ? Exemple d'une expérience manipulative : « En combien d'années la coupe rase fait-elle disparaître les populations de l'espèce forestière <i>Leistus rufomarginatus</i> (Coléoptère, Carabidae) ? »	28
Encart 7 : Les facteurs de variation de l'efficacité du piège.....	53
Encart 8 : Comparaison des performances de pièges-vitres plans ou multidirectionnels.....	60
Encart 9 : L'attraction kairomonale de l'alcool	60
Encart 10 : Variations d'efficacité des pièges-vitres amorcés à l'éthanol dans des milieux forestiers contrastés.....	60
Encart 11 : Méthodes d'échantillonnage et assemblages de Carabiques.....	93
Encart 12 : Nombre de pièges et estimations de biodiversité.....	94
Encart 13 : Quelle distance entre pièges ?	94
Encart 14 : Les variations annuelles chez les Carabiques.....	94
Encart 15 : Le piégeage ponctuel répété : quelques références.....	95
Encart 16 : Usuels de détermination pour les Coléoptères Carabiques.....	96
Encart 17 : Espèces possédant un statut de conservation chez les Coléoptères saproxyliques..	101
Encart 18 : Saisonnalité des captures et optimisation du calendrier des relevés	103
Encart 19 : Quelques références essentielles pour la détermination des principales familles de Coléoptères saproxyliques.	104
Encart 20 : Usuels de détermination des Lépidoptères	115
Encart 21 : Usuels de détermination des Syrphes.....	121
Encart 22 : Usuel de détermination des Fourmis rousses:.....	126

LISTE DES PHOTOS

Photo 1 : Vieux hêtre dépérissant, hôte de très nombreux insectes saproxyliques (Réserve Naturelle de la forêt de la Massane).....	29
Photo 2 : Exemple de piège Malaise	41
Photo 3 : Seau blanc contenant un liquide mouillant et un appât de benzyl acétate pour la capture des Coléoptères saproxyliques.	43
Photo 4 : Exemple de piège coloré : un bac jaune sur son support.	44
Photo 5 : Piège Entomologique Composite.	45
Photo 6 : Piège à fosse en place avec un toit.	53
Photo 7 : Piège multidirectionnel noir (modèle Polytrap™).	59
Photos 8 : Piège Malaise.	63
Photo 9 : Piège lumineux à déclenchement automatique utilisé en étude comparative des communautés de Lépidoptères nocturnes (Bonneil, 2005).	67
Photo 10 : Piège-vitre plan (Guyane).	75
Photo 11 : Filet d'interception « cryldé », toile d'araignée synthétique (Panama).	76
Photo 12 : Fagot de bois suspendu pour ponte des Coléoptères saproxyliques (Guyane).	77
Photo 13 : Bois mort avant mise en caisse d'éclosion (Antilles).	77
Photo 14 : Caisse d'éclosion avec collecteur sous forme de demi-bouteille en plastique).	77
Photo 15 : Piège lumineux en Guyane.	78
Photo 16 : Piège lumineux combinant ampoule à vapeur de mercure et néon noir (Zambie).	78
Photo 17 : Piège lumineux au petit matin (Guyane).	80
Photo 18 : Piège à <i>Charaxes</i> suspendu à 8 m de hauteur (Bénin).	81
Photo 19 : Piège à Cétoines, seau suspendu contenant un mélange de banane et de vin de palme (Bénin).	82
Photo 20 : Piège aérien, jus de banane + rhum + sucre + sel (Guyane).	82
Photo 21 : Piège à coprophages ; l'appât est situé dans la poche de gaze suspendue.....	83
Photo 22 : La Lepture tachetée (<i>Leptura maculata</i> , Cerambycidae).	110
Photo 23 : Un papillon de jour : le Gazé (<i>Aporia crataegi</i> , Pieridae).	111
Photo 24 : Un papillon de nuit : la Nonne (<i>Lymantria monacha</i> , Lymantriidae).	111
Photo 25 : La Doublure jaune (<i>Euclidia glyphica</i> , Noctuidae).	114
Photo 26 : Syrphe.....	122
Photo 27 : Tri à la famille (cliché Arnaboldi/ONF).	135
Photo 28 : Exemples de tubes pour le reconditionnement (à gauche : tube Eppendorf, référence Bioblock B51633 ; à droite : tube Micrew à bouchon vissant avec joint, références Bioblock B14437 et B14457).	136
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).	137

Crédit photos : Arnaboldi/ONF, P. Bonneil, C. Bouget, H. Brustel, T. Noblecourt, J. Touroult, A. Vallet.

REMERCIEMENTS

Nous remercions toutes les personnes ayant contribué à la rédaction du document, à sa relecture ou à son édition, en particulier :

ARCHAUX Frédéric	(Cemagref, Nogent sur Vernisson)
BARBALAT Sylvie	(Centre Suisse de Cartographie de la Faune)
BRANQUART Etienne	(Centre de recherche sur la conservation de la nature Gembloux)
BREZARD Jean-Marc	(ONF – direction des recherches techniques)
CARRIÈRES-KAM Evelyne	(entomologiste indépendante)
CLAUDE André	(ONF – Réseau d'entomologistes)
DENUX Olivier	(association Entomotec)
GILLET Conrad	(British Museum)
GOSSELIN Frédéric	(Cemagref Nogent sur Vernisson)
LEMPERIERE Guy	(Université de Grenoble)
LHONORE Jacques	(Cemagref Nogent sur Vernisson)
MEYER Marc	(Muséum d'histoire naturelle du Luxembourg)
ROUGON Daniel	(ex. Université d'Orléans)
SCHWOEHRER Christian	(Réserves Naturelles de France)
SOLDATI Fabien	(ex. OPIE)
VINOT Véronique	(ONF – Département biodiversité)
ZAGATTI Pierre	(OPIE)

Nous remercions également les organismes suivant pour leur soutien :





DIRECTION TECHNIQUE ET COMMERCIALE BOIS
2, avenue de Saint-Mandé - 75570 Paris cedex 12 - FRANCE
Tél : (33) 1 40 19 58 00 - Fax : (33) 1 40 19 78 03
www.onf.fr

ISBN : 978-2-84207-343-5

PRIX TTC : 20,00 €