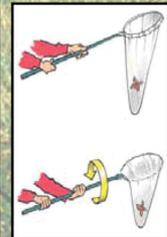
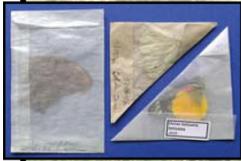
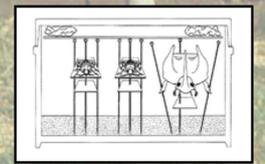


Antoine FRANCK

(Cirad Réunion - 2008)

Réédition 2013



**CAPTURE
CONDITIONNEMENT
EXPEDITION
MISE EN COLLECTION
DES INSECTES ET ACARIENS
EN VUE DE
LEUR IDENTIFICATION**

Photographies : Antoine FRANCK
(sauf mention contraire)

Tous droits d'adaptation, de traduction et de reproduction par tous procédés,
y compris la photographie, réservés pour tous pays.

© Cirad

CAPTURE CONDITIONNEMENT EXPEDITION MISE EN COLLECTION DES INSECTES ET ACARIENS EN VUE DE LEUR IDENTIFICATION

Antoine FRANCK
(Cirad Réunion - 2008)

SOMMAIRE

I. Introduction	3
II. Les différentes techniques de capture des insectes	3
1. Le filet fauchoir	3
2. Le filet à papillons	4
3. L'aspirateur à moteur	4
4. Le battage	5
5. Le couvercle noir	5
6. L'aspirateur à bouche	6
7. Les assiettes jaunes	7
8. Le piège au sol	7
9. L'appareil de Berlèse et le Winckler	7
10. Le piège Malaise	8
11. Le piège lumineux	8
12. Les pièges alimentaires	9
13. Les pièges à phéromones	10
14. Les pièges à glu	10
15. Les pièges abris	11
III. Comment tuer les insectes ?	11
1. La congélation	12
2. L'acétate d'éthyle	12
3. Le cyanure de potassium	12
4. L'ammoniaque	13
5. L'éthanol	13
IV. Comment échantillonner et conditionner les insectes et les acariens d'importance agronomique ?	13
1. Les pucerons (hémiptères)	13
2. Les cochenilles (hémiptères)	14
3. Les thrips (tysanoptères)	14
4. Les psylles (hémiptères)	14
5. Les punaises (hémiptères)	15
6. Les cicadelles (hémiptères)	15
7. Les hyménoptères parasitoïdes	15

8. Les coléoptères	16
9. Les papillons (lépidoptères).....	18
10. Les fourmis (hyménoptères)	19
11. Les aleurodes (hémiptères)	19
12. Les névroptères.....	20
13. Les diptères.....	20
14. Les orthoptères.....	22
15. Les acariens	24
V. Le carnet de chasse	26
VI. L'expédition des insectes	26
VII. Tableau récapitulatif des procédures à suivre pour les principaux ordres d'insectes et les acariens	27
VIII. La mise en collection des insectes	28
1. Matériel nécessaire pour la réalisation d'une collection	28
2. La préparation des insectes	29
3. L'épinglage et le collage.....	29
4. L'étalage	32
5. Le séchage	36
6. L'étiquetage	37
7. La mise en place de la collection	38
8. L'entretien et la protection des collections	39
9. La réparation des insectes	42
IX. Comment photographier les insectes ?	42
X. Classification des insectes avec mention des ordres nuisibles ou utiles à l'agriculture	44
XI. Fournisseurs de matériel entomologique, instruments et produits chimiques	45
1. Fournisseurs en France	45
2. Fournisseurs à l'étranger.....	47
3. Librairies spécialisées	47
XII. Compléments d'informations	49
1. Les dix recommandations à suivre pour identifier un insecte ou un acarien.....	49
2. L'écriture des noms d'espèce.....	49
3. Usage des parenthèses dans les noms d'espèces.....	49
4. Les terminaisons	50
XIII. Références bibliographiques	50

REMERCIEMENTS

Je remercie toutes les personnes qui ont permis la réalisation de ce document et notamment tous les spécialistes des différents ordres: Fabrice BLARD, Christian COCQUEMPOT, Armelle CŒUR D'ACIER, Sylvain HUGEL, Serge KREITER, Eric PIERRE, Philippe REYNAUD, Jean-Claude STREITO.

Je tiens à remercier tout particulièrement, Henri-Pierre ABERLENC, Jean-Philippe DEGUINE, Gérard DELVARE, Dominique MARTIRE, Jacques ROCHAT et Philippe RYCKEWAERT, pour la relecture de ce document et leurs conseils avisés.

Mes remerciements vont aussi aux collègues du projet ANR BIOTAS en particulier Dominique STRASBERG qui a permis l'édition de ce document.

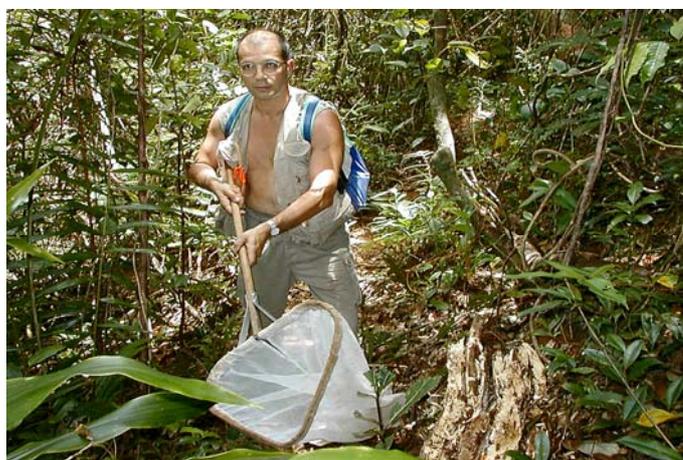
I. Introduction

Rappelons que seuls les insectes au stade adulte sont identifiables au niveau de l'espèce. Les jeunes des espèces hétérométaboles, les larves et nymphes des holométaboles ne peuvent, en grande majorité, pas être déterminés à ce stade. Une des exceptions à cette règle s'observe chez les aleurodes, où la détermination nécessite l'examen du puparium, c'est à dire de l'exuvie du dernier stade larvaire. Une identification d'insectes ne se fait jamais sur un seul spécimen. Il faut récolter le maximum d'individus, une dizaine semble être un minimum. De nombreux critères sont difficiles à observer sans certaines dissections délicates. Il est souvent indispensable d'observer plusieurs spécimens pour prendre une décision. Parfois, la détermination est effectuée sur l'un des deux sexes. Les techniques de prélèvement décrites ci-dessous doivent permettre dans tous les cas la récolte d'insectes ou d'acariens en bon état et propres. L'élevage des formes immatures peut être nécessaire pour obtenir une identification ultérieure de l'adulte.

II. Les différentes techniques de captures des insectes

1. Le filet fauchoir

Comme son nom l'indique, ce filet sert à faucher la strate herbacée (*Photos 1 et 2*). On récolte ainsi les insectes qui y vivent ou qui s'y posent. C'est la méthode idéale, pour attraper des criquets, des sauterelles, des punaises, des coccinelles et divers autres coléoptères. La technique du filet fauchoir permet de récolter de tout petits insectes, qui passeraient inaperçus autrement. On doit manœuvrer le filet avec énergie et surtout très rapidement afin de surprendre les insectes (*Fig. 1*). Si nécessaire, faucher à deux mains.



1. Filet fauchoir en action (H.P. ABERLENC)

Un filet fauchoir doit être très solide car, on doit pouvoir faucher partout où ce sera possible : herbes, plantes basses, buissons, arbustes, épineux, etc. Il ne faut pas hésiter à racler très fortement la végétation.



Fig.1: Le filet fauchoir en action : balayer la végétation par de rapides mouvements (dessin : Jacques Goldstyn - Insectarium de Montréal)



2. Le filet fauchoir (H.P. ABERLENC)

Le filet se compose de trois parties : le cercle, la poche et le manche.

Le " cercle " de forme triangulaire a un rendement 10 fois supérieur par rapport à un vrai cercle. Il mesure environ 40 cm de côté. Il est fabriqué en aluminium ou en acier.

La poche est faite en tulle solide (tissu aéré et résistant). Il ne faut pas utiliser de la toile qui tend à abîmer les insectes fragiles et qui crée une surpression à l'intérieur de la poche, rejetant ainsi les petits insectes vers l'extérieur.

Le manche est réalisé dans un goujon de bois ou de métal. Il mesure de 80 centimètres à un mètre.

Remarque : Pour récupérer les insectes qui sont très rapides au vol, il faut mettre la tête dans le filet , en dirigeant le fond de la poche vers le soleil; sinon on perd 90% des insectes récoltés.

2. Le filet à papillons

Le filet à papillons est surtout utilisé pour attraper des insectes en vol (*Photo 3*). Il sert, par exemple, à chasser les papillons, les libellules, les Hyménoptères et les Diptères. Il est l'outil classique du chasseur d'insectes (*Fig. 2*). Il existe différents types de filets, mais tous comprennent trois parties : un cercle (ou cerceau), une poche (ou sac) et un manche. Ces trois parties peuvent être adaptées à des types de chasses spécifiques. De façon générale, le cercle d'un filet « maison » est en métal.



3. Le filet à papillon (A. FRANCK)

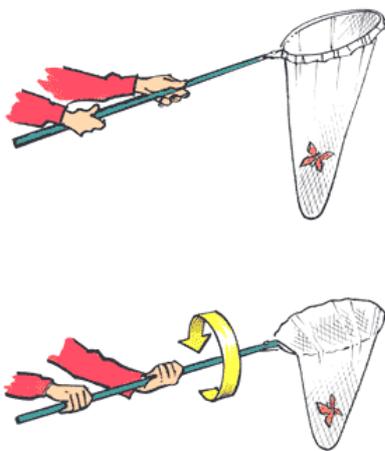


Fig. 2 Le filet à papillon en action : lorsqu'on le retourne, l'insecte est emprisonné et peut être examiné (dessin : Jacques Goldstyn)

La poche est confectionnée avec un tissu lisse à mailles fines (tulle). Ce tissu doit offrir peu de résistance à l'air et ne pas abîmer les insectes fragiles (papillons). La partie supérieure de la poche, qui entoure le cercle, est renforcée avec un tissu plus solide. Le manche peut être constitué d'un goujon de bois ou d'un manche à balai coupé. Le tout doit être à la fois léger et résistant. La poche doit mesurer environ deux fois le diamètre du cercle. Le fond de cette poche doit être arrondi afin que les insectes ne risquent pas de se coincer. Le diamètre du cercle mesure habituellement 40 cm et la poche environ 80 cm. Le manche est long (souvent supérieur à un mètre) et peut, dans le cas de manches télescopiques, atteindre 4 m pour attraper des insectes qui se posent loin du sol.

3. L'aspirateur à moteur

L'aspirateur à moteur thermique vendu dans le commerce (ex : D-Vac, D-Vac Compagnie, USA) (*Photo 4*) ou (ex : Homelite, John Deere) (*Photo 5*) permet d'échantillonner rapidement une large fraction de la faune présente sur la végétation. Il est constitué d'un embout collecteur fixé en avant d'une turbine. Un sac amovible en tissu à maille fine, disposé à l'intérieur, permet de rassembler les arthropodes aspirés.



4. Aspirateur à moteur (type D-Vac) - (A. FRANCK)



5. Aspirateur à moteur (type Homelite) - (A. FRANCK)

Après une série d'échantillonnages, le sac est retiré de l'embout, puis fermé et étiqueté. De retour au laboratoire, les sacs peuvent être placés au congélateur afin de tuer les animaux en vue d'une identification ultérieure. L'inconvénient de cette méthode, c'est l'aspiration conséquente de débris végétaux. Le tri de ces échantillons peut s'avérer pénible. Cette méthode reste particulièrement utile pour des études quantitatives.

4. Le battage

La méthode de battage est utilisée par temps sec pour capturer les insectes qui fréquentent des plantes trop hautes pour être fauchées, c'est à dire sur les arbres, les buissons et les haies. Les seuls accessoires nécessaires sont un bâton destiné à battre et une nappe destinée à recueillir les captures, « le parapluie japonais ». Celui-ci est constitué d'un drap blanc tendu sur une armature en bois d'environ 60x80 cm (Photo 7). De cette façon, il peut être maintenu d'une seule main et facilement introduit sous les branches (Photo 6).



6. Le parapluie japonais en action (A. FRANCK)



7. Le parapluie japonais (A. FRANCK)

La technique consiste à frapper de quelques coups secs des branches d'arbres ou d'arbustes pour faire tomber les insectes qui s'y trouvent. Il faut frapper toujours de haut en bas, car un coup de côté pourrait projeter les insectes au loin. Il est recommandé de frapper deux fois la branche au même endroit pour assurer de meilleures prises. Le battage constitue une excellente méthode pour récolter des chenilles, mais également des hémiptères, des coléoptères et autres phytophages ainsi que de nombreuses araignées. Les insectes devront rapidement être capturés avant qu'ils ne s'envolent à l'aide d'un aspirateur à bouche. Cette méthode ne convient pas pour la capture des diptères, hyménoptères et lépidoptères adultes.

5. Le couvercle noir

On peut utiliser cette variante du battage, pour la récolte des acariens prédateurs, à l'aide d'un couvercle en plastique noir, de diamètre 50 cm (type couvercle de poubelle) fixé sur un manche (T.Grout & B.tate, Outspan Centre, R.S.A. comm.pers.).



8. Le couvercle noir en action (A. FRANCK)



9. Récolte des acariens en alcool (A. FRANCK)

Lors du prélèvement, les rameaux ou branches échantillonnés sont secoués vigoureusement au-dessus du couvercle (Photo 8). Les acariens, généralement de couleur claire (rouge, blanc ou beige) sont la plupart du temps bien visibles sur le fond noir du couvercle.

Ils sont ensuite récupérés à l'aide d'un pinceau fin humecté d'alcool à 70°, puis conservés en tubes d'alcool étiquetés (Photo 9).

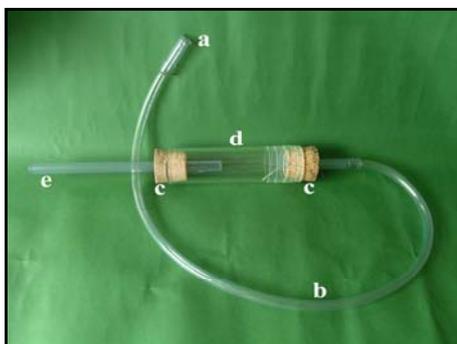
6. L'aspirateur à bouche

Cet aspirateur est destiné à capturer des insectes de petite taille (Photo 10). Il est très pratique pour récupérer des animaux abondants et véloces. Il se compose d'un tube réservoir en plexiglas de diamètre conséquent et de deux bouchons en liège aux extrémités (Photo 11). Chaque bouchon est traversé par un petit tube de plexiglas. Sur l'un de ces tubes, on adapte un tube flexible (caoutchouc ou plastique) qui servira à l'aspiration. Sur l'autre petit tube, on placera du côté intérieur une petite toile métallique fine interdisant le passage aux insectes aspirés. Il est tout indiqué pour capturer les petits coléoptères, punaises, cicadelles, araignées, etc.

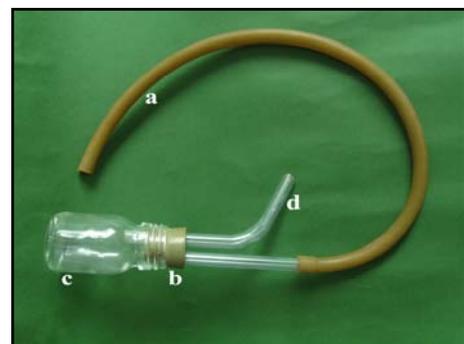
On trouve aussi de plus petits aspirateurs à flacon interchangeable en verre qui sont plus pratiques pour la capture des micro-insectes (micro-hyménoptères, micro-hétéroptères) (Photo 12). Il existe de nombreux modèles d'aspirateurs, notamment ceux où l'on souffle au lieu d'aspirer, procédé très utile contre les poussières et les insectes émettant des substances désagréables (staphylin, punaises).



10. Aspirateur à bouche en action (A. FRANCK)



11. Aspirateur à bouche standard: a. embout d'aspiration; b. tube d'aspiration en PVC; c. bouchons; d. corps de l'aspirateur; e. tube collecteur (A. FRANCK)



12. Petit aspirateur à bouche à flacon interchangeable: a. tube d'aspiration en caoutchouc; b. bouchon; c. flacon interchangeable; d. tube collecteur (A. FRANCK)

Les insectes capturés sont transférés dans un flacon muni d'un petit morceau d'ouate de cellulose (type Kleenex) imbibé de quelques gouttes d'éther acétique. Puis, le flacon est bouché et on attend que l'acétate d'éthyle produise son effet.

Remarque : Afin de ne pas perdre d'insectes lors du transfert aspirateur-flacon à éther acétique, on place celui-ci un instant au congélateur. Cela aura pour effet d'engourdir les spécimens. Si le flacon est en verre, on introduit un tout petit morceau de coton imbibé d'une goutte d'éther acétique juste pour étourdir les individus. Une autre solution consiste à tuer les insectes dans l'aspirateur en les noyant avec de l'alcool à 70°.

L'éther acétique = (acétate d'éthyle) ne doit être utilisé qu'avec des flacons non solubles à ce produit. Il faut de préférence utiliser des flacons en verre, en polypropylène ou en polyéthylène.

7. Les assiettes jaunes (Piège de Moericke)

Ce matériel est fréquemment utilisée pour évaluer l'abondance de certains insectes auxiliaires tels que les diptères (syrphes et tachinaires), les hyménoptères parasitoïdes mais aussi, des insectes ravageurs comme les pucerons. Le piège se compose d'une assiette ou d'un bol de couleur jaune ou jaune fluorescent sur la face interne et gris plombé sur la face externe. Celui-ci est remplie d'un liquide mouillant (eau + savon ou alcool) dans lequel se noient les insectes attirés par la couleur. Il repose sur un support réglable qu'on ajuste à hauteur de culture (*Photo 13*). Les relevés doivent être effectués de préférence quotidiennement, mais au minimum tous les trois à quatre jours pour éviter les risques de décomposition du matériel biologique. Les spécimens récoltés peuvent être conservés en tube d'alcool à 70°.



13. Assiette jaune en action (A. FRANCK)

8. Le piège au sol

Il peut être utilisé pour recenser les arthropodes du sol, notamment les carabiques, les staphylins, les bousiers, les fourmis ou les araignées. Il suffit d'enfouir un pot (type pot de yaourt ou pot de confiture en verre) en positionnant son ouverture au niveau du sol. Ce pot est rempli au 1/3 d'un liquide attractif (bière ou vinaigre). Le piège est alors recouvert d'une planchette de bois placée à cinq centimètres du sol, destinée à éviter le remplissage du pot par la pluie (*Photo 14*). La encore, les relevés doivent être effectués au minimum tous les trois à quatre jours.



14. Le piège au sol en action (A. FRANCK)

9. L'appareil de Berlèse et le Winkler

L'appareil de Berlèse est un appareil formé d'un entonnoir dans lequel on dispose un échantillon de sol ou de feuilles (*Photo 15a*). Il est surmonté par une lampe. Sous l'effet de la lumière et de la chaleur dégagée par la lampe mais aussi de la dessiccation de l'échantillon, la faune se déplace vers le bas de l'entonnoir. Elle finit par tomber dans le récipient de récolte. Ce dernier contient de l'alcool qui tue les animaux. L'appareil de Berlèse peut être réalisé avec un grand entonnoir et une passoire dans laquelle on place de la terre ou des feuilles. Un simple bécet avec de l'alcool à 10° + mouillant est placé sous l'entonnoir (*Fig. 3*). En remplacement de la lampe, on peut utiliser un coton imbibé d'essence de térébenthine ce qui provoque la fuite des insectes vers le bas, puis la chute dans le bocal récepteur.

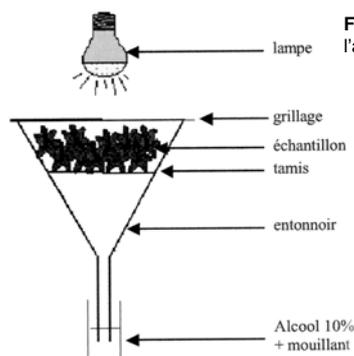


Fig. 3 Schéma de fonctionnement de l'appareil de Berlèse (dessin : P. Reynaud)



15a. Appareil de Berlèse en action

Dispositif de Winkler (du nom de son inventeur) : Analogue au Berlèse, cet appareil permet d'extraire plus efficacement que ce dernier la faune de la litière. Il s'agit d'un sac fermé de toile lisse au tissage serré dans lequel est suspendu un filet contenant la litière à traiter (Photo 15b et 15c). Le substrat sèche ainsi naturellement et rapidement, et les petits arthropodes qui s'y trouvent tombent facilement en bas du sac de toile où l'on a placé, comme pour le Berlese, un récipient collecteur. La faune peut ainsi être récupérée plus rapidement en deux à trois jours au pire. Cet appareil nécessite une plus grande technicité pour sa conception mais il est robuste, facilement transportable et peut être utilisé partout (la lampe n'est pas nécessaire!). On peut le suspendre en plaçant une barrière anti-fourmis (graisse mécanique sur le câble suspenseur)



15b. Dispositif de Winkler; a. système de fermeture; b. filet contenant la litière à traiter; c. corps du Winkler (J. ROCHAT)



15c. Dispositif de Winkler en action; a. récipient collecteur (J. ROCHAT)

10. Le piège Malaise

Le piège Malaise (ou tente Malaise) est un piège d'interception. On place judicieusement celui-ci, dans un couloir aérien, par exemple entre des massifs compacts de végétation (Photo 16). Ce piège dont une extrémité est plus haute que l'autre est une tente en voile synthétique dont les parois ne touchent pas le sol. Sous l'auvent est tendu un panneau de toile qui, lui, va jusqu'au sol. Il sépare ainsi les deux moitiés de la tente. Au point le plus haut de la tente est encoché le dispositif de récolte.



16. Piège Malaise en action

Celui-ci est formé de deux flacons en polyéthylène superposés et reliés par leurs bouchons troués. Le flacon supérieur est percé d'un orifice qui le relie à la pointe de l'auvent. Le flacon du bas contient un liquide de conservation (alcool à 70° ou eau avec quelques gouttes de mouillant). L'ensemble du dispositif est fixé par des mâts, des tendeurs et des piquets. Les insectes arrêtés en vol par le panneau vertical montent instinctivement vers la lumière et finissent par pénétrer dans le flacon de capture, qui doit se trouver dans la direction de la plus grande luminosité.

Comme pour le piège à assiettes jaunes, les relevés doivent être effectués au minimum tous les trois à quatre jours pour éviter les risques de décomposition du matériel biologique. Ce type de piège n'est pas sélectif, et exige du temps pour trier les insectes récoltés. On pourra conserver ces échantillons en alcool à 70° et au réfrigérateur pendant une longue durée.

11. Le piège lumineux

De nombreux insectes nocturnes sont attirés par la lumière. La période d'activité est surtout comprise entre le coucher du soleil et minuit. Cette technique de chasse fonctionne très bien lorsque les nuits sont chaudes, avant un orage ou de grosses pluies. Par contre il faut éviter les jours de vent et de pleine lune (diminution de l'efficacité de la lampe due à l'intensité lumineuse de la lune). On peut installer le piège dans toutes les zones écologiques (champs, friches, forêts, etc).

En ce qui concerne les milieux fermés (forêts), il convient de placer le piège dans une zone légèrement dégagée (clairière, chablis) pour une meilleure portée de la lumière. La technique consiste à suspendre un drap blanc sur une corde entre deux arbres ou deux piquets (*Photo 17*). Le drap doit descendre jusque qu'au sol; il est même possible de rajouter un morceau de toile sur le sol pour récupérer les insectes qui se laissent tomber.



17. Piège à lampe UV et lampe à vapeur de mercure en action (J. ROCHAT)



18. Récupération des insectes sur le drap de chasse à l'aide d'un aspirateur à bouche (A. BRONDEAU)

On suspend ensuite une source lumineuse à quelques centimètres du drap. D'une façon générale, tous les types de lumière sont utilisables. Cependant les sources lumineuses les plus efficaces sont celles émettant beaucoup d'ultraviolets. Les ampoules à vapeur de mercure ou les tubes fluorescents à lumière noire sont les plus utilisés. D'une façon générale, plus la source est puissante, plus le piège est efficace. Une ampoule à vapeur de mercure de 125 W ou un tube fluorescent de 20 W à lumière noire font très bien l'affaire. On capture les insectes avec un bocal à cyanure pour les papillons (*Photo 26*), avec un bocal à acétate d'éthyle pour les coléoptères (*Photo 26*), punaises, cicadelles, ou encore à l'aide d'un aspirateur à bouche pour les petits spécimens (*Photo 18*). Il faut prendre soin d'examiner les alentours du piège car certains insectes ne font que passer ou se posent sur la végétation à proximité (nécessité d'avoir un filet à papillons à portée de la main).

12. Les pièges alimentaires

Il existe une grande variété de pièges alimentaires. Chacun des pièges est adapté au régime alimentaire de l'espèce à capturer. Il est constitué d'un appât (attractif et/ou appétissant) et d'un dispositif de rétention. Ce type de piège est dit sélectif, car ce sont essentiellement les insectes qui recherchent l'appât qui sont capturés. Cet appât est habituellement constitué d'une source alimentaire, dont l'insecte se nourrit ou dans laquelle il pond ses œufs. A titre d'exemple voici une liste non exhaustive de différents pièges existants :

- **Piège à hydrolysate de protéine.** Cette technique est généralement utilisée pour capturer des mouches des fruits et des légumes. Dans ce cas, le piège permet d'effectuer un recensement des espèces présentes (*Photo 19*), mais il peut aussi être utilisé comme méthode de lutte.

- **Piège à la miellée.** Il consiste à étendre une substance sucrée sur des supports (le plus souvent des troncs d'arbres) pour attirer des insectes, et plus particulièrement des papillons.



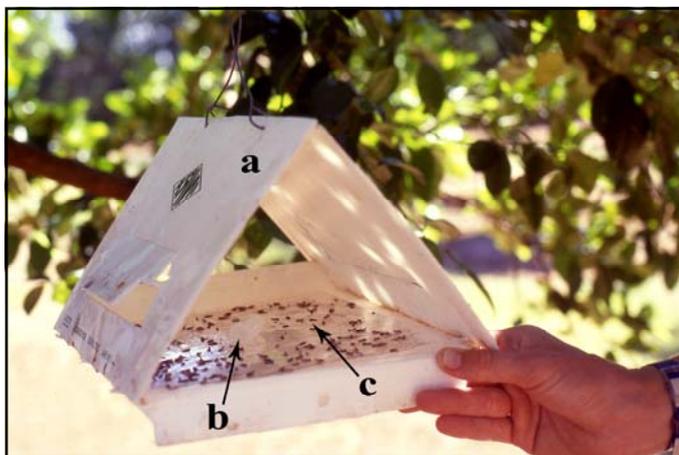
19. Piège à hydrolysate de protéine pour mouches des légumes (Piège MULTI-LURE - USA) - (A. FRANCK)

• **Piège à fruits.** Les fruits bien mûrs sont très attractifs pour les mouches Drosophilidae, certains papillons et certains coléoptères.

13. Les pièges à phéromones.

Ils sont très utilisés pour la détection de certains insectes ravageurs. Ils renseignent sur l'importance des populations et aide l'agriculteur à déterminer le moment propice pour les gérer. Les phéromones sont des signaux chimiques échangés entre les individus d'une espèce et qui influencent leur comportement.

Les phéromones sexuelles attirent les insectes mâles situés à une grande distance des insectes femelles. Les pièges à phéromones sont basés sur ce phénomène pour attirer les insectes ravageurs. Pour les lépidoptères, le piège "Delta" (Photo 20) donne les meilleurs résultats. Ce piège se compose d'un fond englué et d'un faite en matériel durable et résistant à l'eau. Au milieu du toit, un crochet permet de suspendre le piège. La capsule qui contient les phéromones, se situe entre le toit et le fond englué. Il existe d'autres modèles de pièges notamment, pour la capture des mouches des fruits et des légumes.



20. Piège à phéromones en action: a. piège Delta INRA; b. diffuseur de phéromone; c. plaque engluée avec insectes capturés (D. VINCENOT)

Les mâles, attirés par les phéromones femelles sont piégés et restent fixés sur le fond englué. En contrôlant ce fond, les ravageurs peuvent être identifiés. En les dénombrant, on peut se faire une idée de l'importance de leur population et de leur distribution. A partir d'un certain seuil de captures, il faut envisager une lutte. Les phéromones sont spécifiques à chaque insecte ravageur. La durée d'activité d'une phéromone dépend de sa composition, de sa concentration et du climat (température et hygrométrie).

14. Les pièges à glu

La glu est une colle qui ne sèche pas. On enduit des panneaux ou des fils, qui interceptent tout organisme qui vole et retient tout les spécimens qui n'ont pas la force de s'en dépêtrer.

• **Le piège à fils.** Il est utilisé pour la capture des insectes volants, notamment les pucerons. Ce piège d'interception est utilisé pour le comptage et l'évaluation des population d'insectes à vol actif (Photo 21). Il est constitué d'un cadre de bois de dimensions internes de 25 x 25 cm sur lequel est tendu verticalement et tous les 3,5 mm un fil de polyamide transparent (fil de pêche) de 0,4 mm d'épaisseur. On englue les fils de manière la plus homogène possible à l'aide de glu en aérosol ou au pinceau (Glu «Tree Tanglefoot» - Tanglefoot Compagny, Michigan – U.S.A).



21. Étalage de la glu au pinceau sur un piège à fil (M. GRISONI)

Les insectes capturés sont facilement détachés des fils par immersion dans un solvant de la glu (essence ou essence de térébenthine). Ils sont ensuite recueillis par filtration puis dégraissés par un passage d'une heure dans une solution détergente (Teepol). Le tri, l'identification et la conservation des espèces s'effectuent ensuite dans l'alcool à 70°.

- **Le piège coloré.** Il est fabriqué dans une plaque (environ 20 x 30 cm) en plastique souple de couleur jaune vif (bouton d'or) et enduite de glu (*Photo 22*). Ce piège est suspendu dans la végétation et permet d'attraper un très grand nombre d'insectes notamment les hémiptères, les diptères, les hyménoptères et certains coléoptères comme les coccinelles. Il n'est pas un piège sélectif et n'est donc pas recommandé pour la lutte biologique, quoique de nombreuses personnes l'utilisent à cette fin (efficace pour quantifier une population de ravageurs ou d'auxiliaires).



22. Piège coloré en action (A. FRANCK)

Remarque : Les insectes capturés par cette méthode seront difficilement récupérables pour identification. Avant cela il faudra les tremper et les nettoyer à l'aide d'un solvant.

14. Les pièges abris

On constate parfois des dégâts sur une culture (cultures fruitière principalement), sans pour autant en déterminer le ou les responsables. Certains ravageurs ne sont actifs que la nuit. Il faut avoir recours à des systèmes d'abris pièges pour les capturer. On utilise alors, tout dispositif refuge dans lequel l'on pourra capturer, observer et compter les individus. Exemples classiques :

- **La bande de carton ondulé.** que l'on enroule autour d'une branche d'arbre est très efficace pour récupérer des petits insectes, des acariens ou des nymphes de papillons (*Photo 23*).



23. Abri en carton ondulé (A. FRANCK)

- **Le petit fagot de brindilles.** (*Photo 24*) ou le petit fagot de tuyaux d'irrigation (*Photo 25*) accroché à une branche permettra de capturer de nombreux coléoptères notamment des curculionidae (charançons).



24. Abri fabriqué avec un fagot de brindilles (A. FRANCK)



25. Abri fabriqué avec du petit tuyau d'irrigation (A. FRANCK)

III. Comment tuer les insectes ?

Il existe plusieurs méthodes pour tuer les insectes. Chacune à ses avantages et ses inconvénients. D'une façon générale, il faut tuer très rapidement les individus pour éviter qu'ils ne se détériorent. Les techniques et produits décrits ci-dessous sont les plus communs.

1. La congélation

Cette méthode simple et efficace ne nécessite pas l'emploi de produits chimiques. Il faut laisser les spécimens au moins plusieurs heures, voire plusieurs jours, dans le congélateur pour ne pas avoir la désagréable surprise de les voir remuer par la suite sur une épingle entomologique après préparation! Il est possible de conserver les échantillons au congélateur pendant plusieurs mois et même plusieurs années sans aucun problème. Cependant avant étalage, il faut réhydrater les échantillons ayant séjourné longtemps au froid, à cause du phénomène de dessiccation (sublimation de la glace contenue dans le corps des insectes).

2. L'acétate d'éthyle

L'acétate d'éthyle (aussi appelé éther acétique), est un liquide incolore et très volatile qui produit des vapeurs toxiques pour l'homme. Ce produit ne tue pas instantanément les insectes ; il faut plusieurs minutes pour asphyxier la plupart des petits arthropodes et parfois plus d'une demi-heure pour certains gros coléoptères ou hyménoptères. Ce produit est indiqué pour tuer la plupart des insectes mais il n'est pas trop recommandé pour les papillons. En effet leurs ailes sont endommagées notamment si une quantité excessive de produit est utilisée. L'acétate d'éthyle nécessite un bocal hermétique et résistant à ses vapeurs. On utilise des bocaux ou tubes en verre, en polyéthylène (*Photo 26*) dans lesquels on place un morceau de cellulose chiffonné ou de la sciure de liège qui a pour fonction d'absorber le produit. Il faut adapter la quantité de produit en fonction de la taille des insectes.

Avantage : les articulations des insectes gardent leur souplesse.

Inconvénients : il faut recharger régulièrement le flacon en produit au cours de la chasse. Il existe un risque de destruction des insectes par manque de produit (confinement).

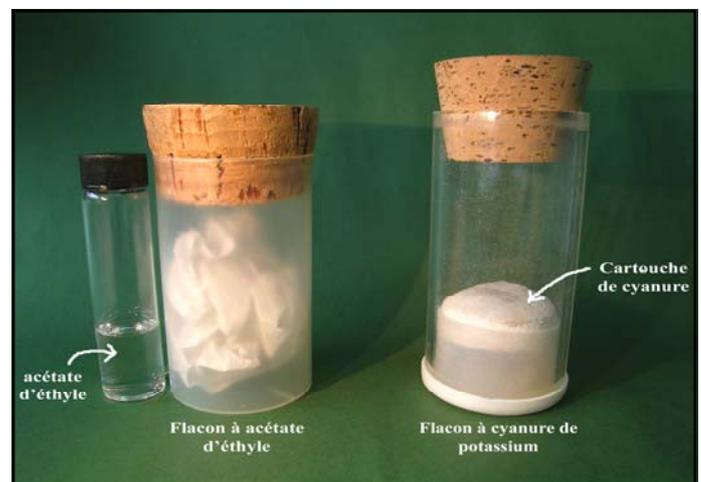
3. Le cyanure de potassium

Le cyanure de potassium est tout indiqué pour tuer les lépidoptères, les orthoptères et les odonates. Il agit sous forme de vapeurs et tue très rapidement les insectes. Il faut signaler que ce produit est un poison très violent et qu'il est à manipuler avec la plus grande précaution (ne jamais ouvrir le flacon dans un local fermé). Les flacons à cyanure sont vendus dans les maisons spécialisées en matériel entomologique (*Photo 26*). Ils sont pourvus d'une cartouche interchangeable. L'humidité de l'air suffit, en zone tropicale humide, pour faire réagir le cyanure de potassium. En zone sèche, il peut être nécessaire de verser quelques gouttes d'eau avant utilisation du flacon.

Avantage : le produit reste efficace durant des années sans être rechargé.

Inconvénient : le cyanure de potassium rend les articulations des insectes rigides notamment pour les coléoptères.

Remarque : il est recommandé de ne pas mélanger les insectes fragiles (diptères, papillons) et les insectes robustes (orthoptères, coléoptères) qui pourraient les endommager avant de succomber aux vapeurs de cyanure. Il est préférable de tuer les papillons dans un flacon spécifique.



26. Flacons à acétate d'éthyle et à cyanure de potassium (A. FRANCK)

4. L'ammoniaque

On utilise l'ammoniaque pour tuer les insectes de grosse taille, comme certains coléoptères et les lépidoptères. On pique l'insecte au niveau de la bouche ou au bout de l'abdomen (*Photo 27*) à l'aide d'une seringue préalablement remplie d'ammoniaque. Une toute petite quantité suffit à tuer instantanément l'individu.



27. Utilisation de l'ammoniaque pour tuer un insecte (A. FRANCK)

Remarque : Ce produit est aussi utilisé pour ramollir plus rapidement et facilement les gros insectes. On procède de la même façon que pour les insectes vivants. Attention de ne pas se piquer, l'injection d'ammoniaque est très douloureuse.

5. L'éthanol

La plupart des insectes qui sont conservés (en collection) dans de l'alcool peuvent être immergés directement dans ce liquide. On utilise de l'alcool à 70° disponible en pharmacie. Il faut éviter l'alcool à plus de 70° pour ne pas déshydrater les insectes. L'alcool à 70° est recommandé pour conserver les insectes à corps mou, comme les cochenilles, les pucerons, les psylles, les micro-hyménoptères, les micro-diptères mais aussi la plupart des araignées. Pour les thrips, il faut d'abord les immerger dans de l'alcool à 10° additionné de mouillant. Après 10 jours, on les place dans des tubes contenant de l'alcool à 70°. Il convient de placer un individu ou plus généralement une espèce par tube. On utilise de préférence des tubes en verre ou en plastique avec couvercle vissé et possédant un joint étanche pour éviter les fuites (*Fig. 4*)-(Photo 28). Il est important de ne pas oublier de placer une étiquette avec les renseignements relatifs à l'échantillon dans le tube. On utilise un crayon à papier ou une encre indélébile (du type encre de chine) pour rédiger les étiquettes.

IV. Comment échantillonner et conditionner les insectes d'importance agronomique ?

En dehors de certains cas très spécifiques (élevages des stades post-embryonnaires pour l'obtention des adultes), les insectes doivent être adressés morts et desséchés, ou en alcool. Il est impératif de ne pas envoyer d'échantillons vivants enfermés avec un fragment de végétal dans un récipient clos. L'expérience prouve qu'ils ne survivent pas au voyage et se décomposent, les rendant ainsi impropres à la détermination.

1. Les pucerons (Armelle CŒUR D'ACIER – INRA-CBGP – Montpellier)

Ces insectes étant peu mobiles, le prélèvement de l'échantillon est réalisé à l'aide d'une pince fine pour les espèces de taille importante, d'un petit pinceau pour les plus petites ou mieux, en prélevant un morceau de la plante hôte supportant les pucerons.

Les échantillons sont ensuite placés dans des tubes à alcool à 70° (*fig. 4*)-(Photo 28) où ils pourront y être conservés à long terme. Il faut récolter un maximum d'individus afin que l'ensemble des morphes (ailes et aptères) soient représentés. On a aussi une meilleure idée de la variabilité morphologique. Une identification de puceron ne se fait jamais sur un seul individu.

Remarque : L'identification correcte d'un puceron est plus facile lorsque l'on connaît sa plante hôte et sa localité de récolte. Elle devient très complexe si ces informations ne sont pas disponibles. L'idéal est de récolter un échantillon de la plante hôte.

2. Les cochenilles

La technique de collecte est identique à la récolte des pucerons.

Remarque : Il est important de toujours bien noter la couleur des individus vivants lors de la récolte. Ce critère sert lors des déterminations ultérieures. L'idéal est aussi de récolter un échantillon de la plante hôte.

3. Les thrips (Philippe REYNAUD - LNPV Entomologie - Montpellier)

Plusieurs techniques peuvent être utilisées en fonction du but recherché. Le frappage sur un support rigide blanc ou noir et le fauchage permettent de collecter des échantillons donnant une idée qualitative de la population. La technique d'extraction à l'aide de l'appareil de Berlèse (*fig.3*)- (*Photo 15*) utilisant la chaleur dégagée par une lampe, est certainement de la méthode qui permet d'avoir la meilleure " image " qualitative et quantitative de la population installée sur le végétal. Cependant, pour toutes ces techniques, la collecte des thysanoptères doit se faire dans de l'alcool éthylique à 10° additionné d'un mouillant afin de faire gonfler leur corps et écarter les ailes (type Triton, Teepol, ...) à 1 à 2 ‰ (ne jamais récolter dans de l'alcool supérieur à 10°). On laisse les thrips pendant 8 jours dans cette solution, puis on les porte dans l'alcool éthylique à 50-70°.

Remarque : L'expédition par voie de poste exige l'élimination des bulles d'air qui se trouvent au dessus du liquide dans le haut du tube de façon à ce que les individus soient immobilisés et parviennent en bon état. De plus, il est judicieux de rajouter une cale de coton dans le tube.

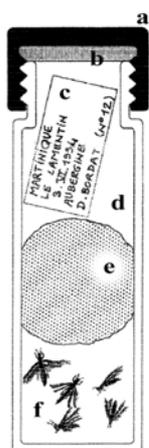


Fig. 4 Insectes ou acariens conditionnés en tube d'alcool à 70°: a. bouchon vissant ; b. joint étanche ; c. étiquette ; d. alcool ; e. cale de coton ; f. insectes (H.P. ABERLENC – CIRAD - Montpellier).



28. Insectes conditionnés en tube d'alcool à 70° (A. FRANCK)

4. Les psylles (Christian COCQUEMPOT – UFR de Zoologie – Montpellier)

On capture les psylles essentiellement par fauchage et battage des végétaux ou par aspiration directe à vue sur la plante hôte. On prend soin de ne battre qu'une seule espèce végétale à la fois si possible.

On trouve des adultes en toutes saisons selon les espèces et il est souvent intéressant de collecter des formes hivernantes et estivantes de la même espèce car elles ont un aspect différent.

Le collecteur doit se munir d'un aspirateur à bouche pour appréhender sans les abîmer, les individus tombés sur le parapluie japonais ou dans le filet fauchoir. L'aptitude au saut est un facteur de fuite parfois important, notamment aux heures chaudes de la journée. Un maximum d'exemplaires doit être collecté afin de vérifier la présence d'espèces affines confondues avec l'espèce dominante et pour être sûr de collecter les deux sexes afin de conforter le diagnostic d'identification.

Les psylles sont rapidement tués pour éviter qu'ils ne s'abîment dans le tube d'aspirateur. Deux possibilités s'offrent en fonction du devenir des exemplaires prélevés. Ils peuvent être immédiatement noyés dans de l'alcool à 70° ou tués dans de l'acétate d'éthyle. Les deux cas de figures sont conseillés simultanément pour une même espèce d'un même prélèvement.

Les exemplaires tués à l'acétate d'éthyle sont transférés sur mini-couche de coton (*fig. 5*)-(Photo 29) pour assurer leur bonne conservation à sec dans le cas où ils ne sont pas préparés rapidement.

Pour les exemplaires tués dans l'alcool, on dispose une espèce par localité, par plante-hôte et par date de prélèvement.

5. Les punaises (Eric PIERRE - INRA Zoologie - Montpellier)

Toutes les techniques de chasse sont utilisables pour la récupération des punaises. On utilise le filet à papillons pour la chasse à vue, le filet fauchoir pour la récolte des insectes de la strate herbacée, le parapluie japonais pour l'exploration de la strate arbustive. Le piège Malaise et le piège lumineux donnent aussi de très bons résultats.

Les insectes sont tués à l'acétate d'éthyle puis placés sur une couche de coton (*fig. 5*). On peut aussi conserver des individus dans de l'alcool à 70° selon les besoins et les objectifs visés (inventaire, collection de référence), stockage de tous les stades dans l'alcool.

Remarque : Pour les punaises Mirides, en raison de leur extrême fragilité lorsqu'elles se dessèchent, il est préférable de les stocker dans de la sciure de bois non résineux, que l'on imbibe de quelques gouttes d'acétate d'éthyle, afin de conserver la souplesse des articulations des insectes. On peut utiliser, comme récipient, une boîte en plastique pour films 24 x 36, car celles-ci ne sont pas attaquées par l'acétate.

6. Les cicadelles

La technique est identique à la récolte des punaises ou des psylles.

7. Les hyménoptères parasitoïdes (Gérard DELVARE – CIRAD – Montpellier)

L'échantillonnage et le conditionnement des hyménoptères sont des étapes décisives qui peuvent avoir des répercussions importantes sur les possibilités d'identification des spécimens.

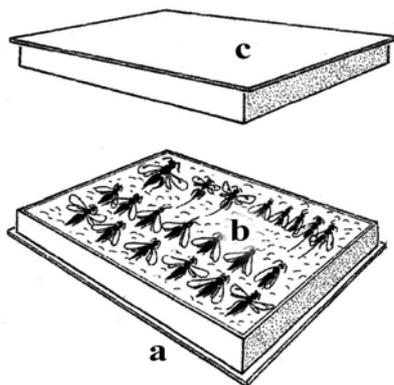
Les insectes sont généralement tués à l'acétate d'éthyle. Celui-ci autorise en effet le rassouplissement de leurs articulations après le ramollissement des échantillons et constitue donc le seul produit permettant une préparation adéquate. Les hôtes récoltés et supposés parasités sont placés dans des cages à émergence ; s'ils sont encore vivants au moment de leur récolte, il faut de surcroît les mettre sur un support végétal adéquat, autorisant leur survie. Il est alors recommandé de surveiller les émergences au moins une fois par jour, notamment dans le cas de parasitoïdes d'œufs ou d'insectes de petite taille car la longévité de ces parasitoïdes est souvent brève. Il faut évidemment noter le jour de leur émergence. On peut prolonger cette survie en déposant quelques gouttes de miel sur la paroi de la cage. Il faut attendre au moins une heure après la sortie, pour les très petits spécimens, ou plusieurs heures pour les autres avant de tuer les imagos, afin que ceux-ci atteignent leur stade de sclérisation définitif. Sinon, ils peuvent ne pas apparaître sous leur couleur normale et leur corps risque de se rétracter de manière peu esthétique après séchage.

On capture les spécimens à l'aide d'un petit aspirateur à bouche à flacon interchangeable ; la paroi du flacon sera de préférence en verre, qui présente par ailleurs l'avantage de permettre une meilleure observation des spécimens. Une fois les insectes capturés, un morceau d'ouate de cellulose imbibé de quelques gouttes d'éther acétique est introduit, le flacon est bouché et on attend que le produit fasse son effet : 10 à 20 minutes pour les spécimens de petite taille, une demi-heure pour les plus grands.

Deux types principaux de conditionnement existent : soit sur une mini-couche de coton à sec (*fig. 5*)-(Photo 29), soit dans de l'alcool à 70° (*fig. 4*)-(Photo 28). Tout dépend de la taille du spécimen, de la sclérisation du tégument, du type de préparation que l'on veut effectuer. Les différents cas de figure à envisager sont résumés ci-dessous, au sein d'un tableau avec le mode de conditionnement et le type de préparation conseillés à chaque cas.

Type de spécimen	Conditionnement Préparation	Préparation
insectes de grande taille (4mm-5cm) et bien sclérifiés	couche de coton	sur paillette
insectes de petite taille (0,5-2mm) et bien sclérifiés	couche de coton ou alcool à 70°	sur paillette
insectes de petite taille (0,5-2mm) et peu sclérifiés	couche de coton	préparation microscopique
insectes de petite taille (0,5-2mm) et peu sclérifiés	alcool à 70°	sur paillette

Pour le conditionnement à sec, il est judicieux d'utiliser des boîtes en plastique pour réaliser des mini-couches. On place tout d'abord une ou plusieurs couches de coton démaquillant prédécoupées à la dimension voulue et adaptées à la hauteur de la boîte. Dans le cas de très petits spécimens (taille inférieure au millimètre), il est recommandé de recouvrir la couche de coton d'une feuille d'ouate (type « Kleenex »). Les spécimens sont simplement maintenus en place mais non comprimés. On range ensuite ces derniers en veillant à ne pas les superposer et à laisser suffisamment de place entre eux. Enfin on place une feuille de papier comportant les indications de capture.



29. Mini-couche en boîte plastique (A. FRANCK)

Fig. 5 Mini-couche en boîte plastique
a. boîte plastique (L=5 ; l=3,5 ; h=1cm) ;
b. couche de coton avec les insectes + étiquette ;
c. couvercle (H.P. ABERLENC – CIRAD - Montpellier)

Pour le conditionnement en alcool, les insectes de petite taille sont placés dans un tube avec un pinceau fin avant qu'ils ne se dessèchent. Les indications de capture doivent évidemment figurer sur un morceau de papier que l'on place à l'intérieur du tube. Celui-ci comporte un bouchon vissant, seul moyen de s'assurer d'une bonne étanchéité. S'ils doivent être adressés à un spécialiste, on prend soin de les caler sans les écraser, au fond du tube au moyen d'une boule de coton avant leur envoi.

8. Les coléoptères

La chasse aux coléoptères se fait de façon très simple et sans instruments spéciaux, avec seulement un flacon à acétate d'éthyle, une pince souple et quelques tubes en poche. A titre d'exemple voici quelques gîtes à explorer : fleurs, plantes, arbres, sous les pierres, sous les écorces, etc. Nombreux sont ainsi les endroits où l'on peut chasser à vue mais cette chasse demande une bonne capacité d'observation. De très bons résultats sont obtenus avec la technique du battage, du fauchage, de la chasse de nuit aux UV et du piège au sol. Elles permettent de récupérer un grand nombre et une grande diversité de coléoptères. Les insectes ainsi recueillis sont tués à l'acétate d'éthyle ou pour les plus gros à l'ammoniaque.

Les insectes ainsi récoltés sont conservés à sec sur une couche de coton, lorsqu'ils sont de taille moyenne à grande. En zone tropicale humide il est nécessaire, de les sécher sous une lampe ou dans une étuve avant de les mettre sur couche ou de les expédier. Une couche de coton peut être très facilement réalisée (Fig. 6)-(Photo 30) à l'aide des éléments suivants:

- Feuille de papier au format du fond, dont on découpe les angles et qui forme l'enveloppe.
- Fond rigide (carton).
- Couche de coton cardé.
- Feuille de papier intercalaire, placée sur la couche de coton, au-dessus des insectes, sur laquelle sont mentionnées les références de collecte.

En aucun cas, il ne faut placer les insectes entre deux couches de coton, car ils risquent de se casser en morceaux lorsqu'on sépare les deux couches. De même, il ne faut jamais laisser les spécimens, partiellement desséchés, dans un récipient hermétiquement clos, car ils pourrissent alors très rapidement. On peut néanmoins utiliser des boîtes plastiques plates vendues dans le commerce pour une conservation illimitée des couches et sans attaques d'insectes détritiphages. Les insectes doivent être dans ce cas parfaitement desséchés! Les insectes de petite taille (moins de 5 mm) peuvent être conservés sur mini-couche incluse dans une boîte en plastique (Fig. 5)-(Photo 29).

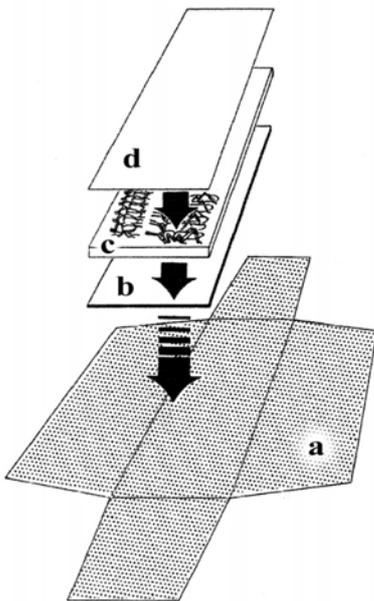


Fig. 6 Fabrication d'une couche de coton
a. enveloppe ; **b.** fond rigide ; **c.** couche de coton + insectes ; **d.** feuille intercalaire (H.P. ABERLENC – CIRAD - Montpellier)



30. Insectes (orthoptères) sur couche de coton (A. FRANCK)

Une autre méthode de conservation convient particulièrement bien aux Coléoptères, mais aussi aux orthoptères et aux libellules. Il s'agit d'emballer les spécimens sous blister (Photo 31). Les insectes y sont bien protégés et on peut les empiler sans problème dans une boîte hermétique, un tiroir de collection ou pour un envoi ultérieur. Pour conserver les spécimens de cette façon, il faut du carton assez rigide, un morceau de coton (type tampon démaquillant) ou 3 à 4 couches d'essuie-tout pour supporter les insectes et, un matériau d'emballage transparent (type papier à pot de confiture).



31. Insectes (coléoptères) conditionnés sous blister (A. FRANCK)

On découpe le carton de façon à obtenir des morceaux de la taille d'une carte à jouer (ou un peu plus petit), puis on le recouvre d'un morceau de tampon démaquillant. On dépose ensuite les spécimens sur la face ventrale sans prendre la peine d'étaler les pattes. Les renseignements concernant les insectes peuvent être déposés tout près des spécimens, ou encore être inscrits ou collés à l'endos du carton. Enfin, on recouvre le montage d'un emballage transparent agrafé sur les bords du carton.

9. Les papillons

Les lépidoptères sont des insectes fragiles qui nécessitent quelques précautions et des méthodes adaptées pour leur capture et leur conservation. La capture des adultes est réalisée exclusivement à l'aide du filet à papillons pour les individus diurnes ou par la technique de la chasse aux ultraviolets (U.V) pour les individus nocturnes. En ce qui concerne les chenilles on pratique le plus souvent la chasse à vue ou par repérage des dégâts causés aux plantes. Le battage et le fauchage donnent aussi de bons résultats.

Les adultes capturés sont tués à l'aide de diverses substances chimiques comme le cyanure et l'acétate d'éthyle qui sont le plus employés. Pour les gros spécimens, l'utilisation de l'ammoniaque est recommandée. Il convient de provoquer la mort aussi vite que possible après la capture notamment pour les grandes espèces. Au moindre frottement, des écailles alaires se détachent, ce qui entraîne une dépréciation de l'insecte et rend son identification plus délicate.



32. Différents modèles de papillotes (A.FRANCK)

Les chenilles sont soit élevées pour obtenir les imagos, soit tuées et conservées dans de l'alcool à 70°. Les techniques de conservation par vidage et soufflage ne sont plus guère utilisées. Une fois mort, le papillon peut être préparé immédiatement (voire chapitre suivant) ou conservé, soit dans des pochettes en papier cristal (type pochettes à timbres) soit dans des papillotes pour l'expédition ou une préparation différée. Les papillotes protègent efficacement, et à un moindre coût, les spécimens (Photo 32).

Une papillote peut être réalisée (Fig. 7) en pliant une première fois suivant une diagonale un rectangle de papier cristal ou sulfurisé. La bande qui dépasse est ensuite rabattue et le rabat est consolidé en repliant l'angle qui dépasse. Puis on rabat la deuxième bande de la même façon.

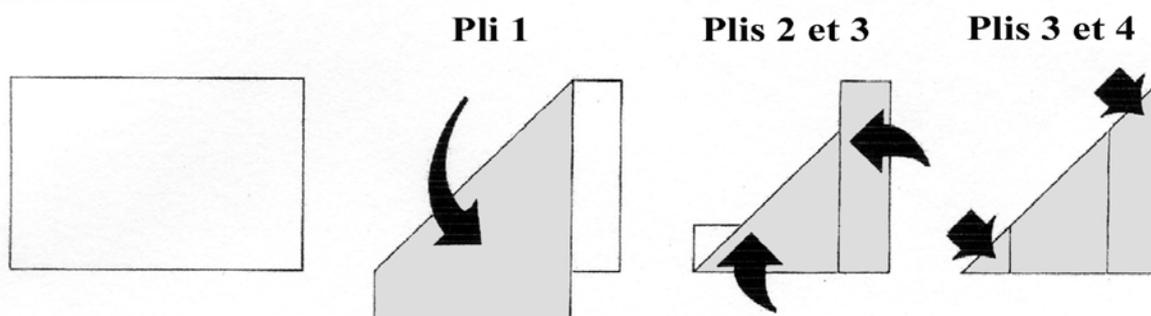


Fig. 7 Pliage d'une papillote (H.P. ABERLENC – CIRAD - Montpellier)

Sur le terrain, une fois le papillon tué, on le transfère dans une papillote, les ailes repliées sur le dos (photo 33). De cette façon, il est protégé contre les soubresauts du transport et des autres papillons qu'on ajoute ultérieurement au cours de la chasse.

Lorsque l'étalage est différé, on peut conserver les papillons au congélateur, ce qui préserve leur souplesse pour une préparation ultérieure. Sinon, on les sèche directement dans les papillotes pour les conserver déshydratés, conditionnement pratique pour les échanges.

Remarque : Il est possible de conserver les papillons vivants dans des papillotes lors d'une sortie de terrain. De retour, les insectes sont alors tués par congélation. Cette méthode est cependant peu recommandable car, les papillons s'abîment quand même légèrement.



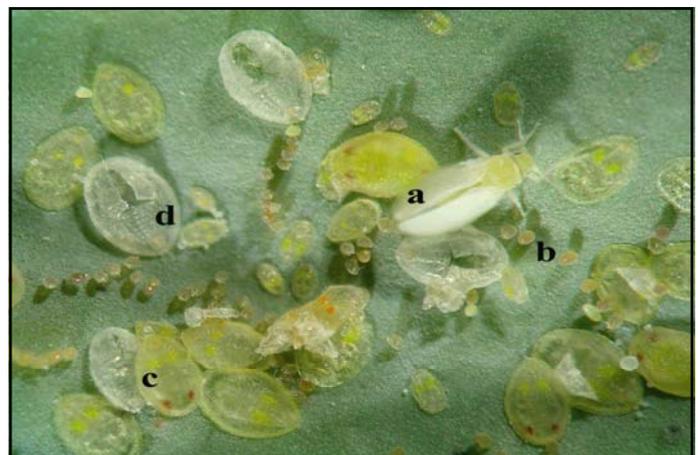
33. Bon positionnement d'un papillon dans une papillote (A. FRANCK)

10. Les fourmis (Fabrice BLARD – Insectarium Réunion)

La recherche des fourmis se pratique dans la grande majorité des cas de façon opportuniste. On repère à vue les colonies ou les individus dans la végétation ou sur le sol. Ces derniers sont récoltés à l'aide d'un pinceau imbibé d'alcool à 70° et conservés en tubes d'alcool (Fig.4)-(Photo 28) jusqu'à la détermination et, parfois, conservés sous ce conditionnement pour la collection. La méthode du battage donne aussi de très bons résultats. Dans le cas des espèces cryptiques, on récupère de la litière que l'on passe au Berlèse (Fig. 3)-(Photo 15). On peut aussi utiliser des appâts alimentaires. Il est très important de récupérer les différentes castes (ouvrières et soldats) lors du prélèvement des insectes, dans la perspective de leur détermination future. Il est toutefois intéressant de récupérer les individus sexués afin de les associer aux ouvrières ou soldats. Ils n'interviennent cependant pas dans la reconnaissance des espèces.

11. Les aleurodes (Jean-Claude STREITO - ENSAM-INRA Zoologie - Montpellier)

L'exception à la règle (détermination sur le stade adulte) s'observe chez les aleurodes, où la détermination nécessite l'examen du puparium, c'est-à-dire de l'exuvie du dernier stade larvaire (Photo 34). La capture se fait à vue en soulevant les feuilles des plantes hôtes présumées. Le plus simple est de découper les feuilles sur lesquelles sont fixés les pupariums et de les placer dans de l'alcool. Si des adultes sont présents, il est toujours intéressant de les mettre également dans le tube bien qu'il ne soient pas utilisés pour l'identification. Ils sont capturés soit à l'aspirateur à bouche soit avec un pinceau humide (Photo 34).



34. Aleurode (*Bemisia tabaci*)
a. adulte ; b. œufs ; c. larve ; d. puparium (A. FRANCK)

Il est aussi possible de détacher les pupariums et de les mettre sans végétal dans le tube, mais cela demande plus de temps et de dextérité. Le prélèvement se fait à l'aide d'un pinceau imbibé d'alcool ou de tout autre instrument permettant de détacher les pupariums sans les déchirer. L'alcool permet un prélèvement plus facile. En cas de difficulté laisser agir l'alcool quelques secondes puis détacher le puparium. On choisit de préférence les exuvies dont les adultes sont sortis récemment ; bien qu'elles soient plus fragiles elles donnent de meilleures préparations. Il est aussi possible d'obtenir de bonnes préparations avec des pupariums encore pleins dont on extrait l'insecte, si nécessaire, par la suite. En revanche, il faut éviter les pupariums parasités dont les parois sont souvent obscurcies ou déchirées par le parasite. Par ailleurs, il est fréquent que le parasite provoque des déformations de l'exuvie et modifie les caractères morphologiques utilisés pour l'identification. Pour une identification il est indispensable d'avoir un nombre suffisant de pupariums (plus de 10).

On utilise généralement l'alcool 70°, éventuellement 95° ou 100° pour des études moléculaires ultérieures. Les tubes doivent être parfaitement étanches et suffisamment solides pour ne pas se casser. On introduit une étiquette rédigée à l'encre de Chine ou à défaut au crayon à papier à l'intérieur du tube. Il est important d'inscrire sur l'étiquette : la date et le lieu de capture (commune, région, pays), la plante hôte, le nom du récolteur et toute autre information utile comme le type de cultures (sous serre, en plein air etc...). Il est important, lors de l'arrivée au laboratoire d'identification, de neutraliser les adultes qui peuvent émerger de pupariums vivants, en plaçant les colonies au congélateur à -18°C pendant 12H minimum, pour " calmer " les adultes, à défaut de les tuer avec certitude. Cela permet de faire les prélèvements en diminuant le risque de fuite. On replace le paquet au congélateur jusqu'à la fin de l'analyse, puis on détruit le matériel inutile à l'autoclave ou au " micro-ondes ", la congélation ne garantissant pas la mort des insectes. L'idéal est d'avoir des colonies fraîches avec des insectes vivants sur le végétal. Toutefois il est fortement déconseiller d'effectuer ce type d'envoi en raison des risques d'évasion des adultes et des problèmes de contamination qui peuvent en résulter.

12. Les névroptères

La récupération des Névroptères ne nécessite pas de matériel particulier. Pour les Chrysopidae, on bat simplement la végétation (buissons, branches d'arbres). Les chrysopes étant essentiellement crépusculaires, on peut aussi se poster en contre-jour (au lever et coucher de soleil) pour les capturer à l'aide d'un filet à papillons. Ces insectes ont un vol lent et hasardeux facilement identifiable. Pour les Hemerobiidae, on utilise plus particulièrement le filet fauchoir et le parapluie japonais. Plus petits, ils passent souvent inaperçus et se laissent volontiers tomber au sol dès le moindre choc. De nombreux névroptères (Chrysopidae, Hemerobiidae) sont attirés par la lumière. L'utilisation du piège lumineux donne de bons résultats. Les individus ainsi récoltés sont tués à l'acétate d'éthyle puis conservés sur mini-couche de coton. On peut également récupérer sur le terrain des œufs de chrysopes facilement reconnaissables à leur long pédicelle de plusieurs millimètres de longueur. En ce qui concerne l'élevage des larves, à condition de les tenir séparées (pour éviter tout risque de cannibalisme) et pourvu qu'on leur fournisse les proies dont elles se nourrissent habituellement (pucerons, cochenilles, aleurodes, etc.), on peut les mener, sans trop de problème, jusqu'à l'imago.

13. Les diptères

Cet ordre contient aussi un très grand nombre d'espèces, on se contente là encore de s'intéresser aux familles d'importance agronomique, (mouches des fruits, des légumes, mineuses, les syrphes, etc.). Ces insectes étant vifs et rapides, on capture les adultes le plus souvent au vol ou durant le repos à l'aide du filet à papillon classique.

Les syrphes sont aisément repérables à leur vol stationnaire tôt le matin ou lorsqu'il n'y a pas de vent, à proximité de leurs lieux de ponte (colonies de pucerons). Il faut agir avec une extrême rapidité car parmi les insectes, ce sont les plus véloces !

Il est possible de récupérer certains diptères à l'aide d'un aspirateur à bouche. Dans les deux cas, filet ou aspirateur, les diptères capturés ne sont jamais saisis avec les doigts. On repousse les insectes au fond du filet à papillons, pour les récupérer et les tuer à l'aide d'un flacon à acétate d'éthyle. On introduit un petit tortillon de papier imbibé d'une goutte d'acétate dans l'aspirateur à bouche pour étourdir les insectes qui seront ensuite transférés dans le bocal à acétate.

En dehors des techniques d'élevage et de capture au filet ou à l'aspirateur, on enrichit considérablement sa récolte de diptères au moyen d'un certain nombre de pièges. Le plus intéressant pour la plupart des diptères est sans conteste le piège Malaise. Les assiettes colorées, les plaques jaunes engluées et le piège lumineux permettent aussi de faire de très bonnes récoltes.

Capter leurs larves constitue une autre façon de récupérer les diptères. Il existe plusieurs techniques.

Les larves de syrphes (asticots souvent mimétiques du feuillage) sont assez facilement repérables sur les colonies de pucerons (*photo 35*). On prélève des petits rameaux infestés de pucerons que l'on place dans une cage en plexiglas ou en mousseline (*Photo 36*), puis on dispose les larves de syrphes sur la colonie de pucerons. Les pucerons doivent être suffisamment nombreux afin d'éviter le cannibalisme des larves de syrphes. Les rameaux trempent dans un flacon rempli l'eau pour éviter qu'ils ne se dessèchent. On prend soin de colmater le goulot du flacon avec du papier cellulose, du journal ou un morceau d'éponge pour éviter les risques de noyade des larves. Il est probable qu'il faille changer la nourriture des larves plusieurs fois durant l'élevage. A la nymphose, on récupère les pupes (découpe de la feuille ou d'une portion de celle-ci où les pupes sont collées) que l'on place dans des petites boîtes en plastique (*Photo 37*). Il faut conserver une humidité suffisante pour la nymphose et l'émergence des adultes (hygrométrie > 85%).



35. Larve de syrphes sur colonie de pucerons (D. VINCENOT)



37. Pupe de syrphes en boîte d'émergence (A. FRANCK)

36. Élevage des larves de syrphes sur colonies de pucerons: a. colonies de pucerons; b. bouchon de papier cellulose; c. erlen + eau; d. cage ou boîte plastique (A. FRANCK)

La collecte des mouches des fruits et des légumes, est réalisée à l'aide d'une méthode simple et efficace. Il suffit de récolter fruits et légumes présentant des symptômes de piqûres de ponte. Ceux-ci sont disposés sur un grillage lui-même placé dans une bassine rectangulaire contenant du sable fin qui aura été préalablement tamisé et lavé pour éviter la contamination des futures pupes. Celles-ci sont récupérées une fois par semaine pendant trois semaines. On recouvre la bassine avec un couvercle ou une toile pour éviter toute contamination par d'autres espèces de mouches ou des parasites de mouches. La récupération des pupes se fait par immersion du sable ou elles se trouvent ; celles-ci viennent flotter à la surface puis sont recueillies à l'aide d'un tamis (*Photo 38: A,B,C,D*).



A.



B.



C.



D.

38. Récupération des mouches des fruits et des légumes: A. fruits en bac; B. pupes ; C. tamisage des pupes ; D. boîte de conservation et d'émergence des pupes (A. FRANCK)

Une solution de nipagine + benzoate (dissoudre 2 gr + 2 gr / litre d'eau à chaud) est passée sur les pupes pour éviter qu'elles ne pourrissent. Elles sont ensuite disposées dans une boîte en plastique aérée dans laquelle on aura disposé au préalable un petit morceau d'éponge imbibée de la solution de nipagine + benzoate.

Il est aussi possible de réaliser le tamisage des pupes à sec, mais cette opération est beaucoup plus délicate. En effet, les pupes supportent très mal le frottement du sable et du tamis !

Il est intéressant de peser les fruits avant de les placer en bac pour avoir une estimation du nombre de mouches par kilogramme de fruits ou de légumes. Cette méthode permet aussi de récupérer les parasitoïdes des mouches des fruits (hyménoptères). Pour tuer ces parasites, on utilise la technique décrite dans le paragraphe les hyménoptère parasitoïdes.

14. Les orthoptères (Sylvain HUGEL - Strasbourg)

La chasse aux orthoptères peut se faire soit de façon active (chasse à vue ; filet fauchoir ; parapluie japonais ; toile blanche ; etc.) soit à l'aide de pièges (piège lumineux ; piège Malaise ; bassine d'eau savonneuse).

La chasse à vue de nuit est l'une des techniques les plus efficaces pour collecter des Ensifères, notamment les Gryllacrididae. Il est indispensable d'avoir une bonne lampe frontale halogène. Le filet fauchoir à armature solide et toile résistante est utilisé pour balayer la végétation basse. Cette technique permet de collecter tous les orthoptères. Le parapluie japonais (ou une toile) est utilisé pour recevoir les insectes qui tombent lorsque des branches sont secouées.

La toile peut aussi être utilisée pour collecter les orthoptères qui tombent lorsque on retire les feuilles sèches des fougères, palmiers et *Pandanus*. Une toile cirée (non mouillable) est une bonne solution (Photo 39). Cette technique permet de collecter principalement des ensifères et quelques Tetrigoidea. Une toile blanche posée au sol est utilisée pour récolter les orthoptères géophiles. Ces derniers sont rabattus vers la toile en traînant les pieds dans les feuilles mortes et la litière (en marchant vers la toile). Cette technique permet de collecter



39. Récupération de grillons sur toile cirée ou alèse (A. HUGEL)

les orthoptères du sous-bois et de la litière (Nemobiidae, Eneopteridae, Tetrigoidea, ...). Certains grillons se trouvent sous les écorces et dans les troncs d'arbres morts. Ils peuvent être récoltés en plaçant une toile (blanche) sous le tronc avant de retirer l'écorce ou de gratter le bois en décomposition. On peut aussi repérer les spécimens stridulants par triangulation. Un détecteur d'ultrasons doit être utilisé pour localiser les espèces "chantant" au-delà de l'audible.

Le piège lumineux (lampe à vapeur de mercure) est une technique classique qui permet de collecter certaines espèces. Les femelles et les deux sexes des Pseudophyllinae et les Gryllacrididae ainsi que de nombreux autres taxons ne viennent généralement pas à la lumière. Le piège malaise permet de récupérer des Pseudophyllinae et des Tetrigoidea. Enfin, une bassine d'eau savonneuse au raz du sol permet principalement de prendre des grillons (surtout Nemobiidae et Gryllotalpidae). Des baguettes convergeant vers le piège peuvent servir à y guider les insectes (surtout Gryllotalpidae).

Le cyanure de potassium et la congélation sont les meilleures techniques pour tuer les orthoptères. Cependant, le cyanure est difficile à obtenir, et la congélation présente un certain nombre d'inconvénients (on risque de casser les spécimens à la décongélation). L'acétate d'éthyle est déconseillé car il a tendance à modifier les couleurs (le vert en jaune et le brun en rouge).

Si aucune autre solution que l'acétate d'éthyle n'est disponible, il faut retirer les spécimens du flacon de chasse le plus vite possible après la mort. D'autres poisons comme le metabisulfite de sodium (en poudre dans le flacon de chasse) peuvent être utilisés et aident à préserver les pigments biliaires.

Il est souvent utile de disposer à la fois de spécimens préservés à sec et en alcool. Avant de préparer des spécimens, une photographie numérique devrait systématiquement être prise (pour garder des informations sur la couleur des spécimens).

Les espèces de grande taille (et éventuellement les plus petites de couleur verte) doivent être éviscérées. Pour cette opération, les spécimens sont incisés ventralement (Fig. 8)-(Photo 40: A,B,C), dans le sens de la longueur au niveau de la membrane reliant les sclérites sans abîmer les derniers sternites et ventralement entre la tête et le thorax, pour pouvoir sectionner le tube digestif (en introduisant un ciseau dans l'ouverture). Enfin, le tube digestif est sectionné postérieurement (en introduisant un ciseau dans l'ouverture) et retiré (ainsi que les ovaires le cas échéant). Il ne faut pas couper la partie postérieure de l'abdomen afin de préserver les pièces génitales externes et internes.

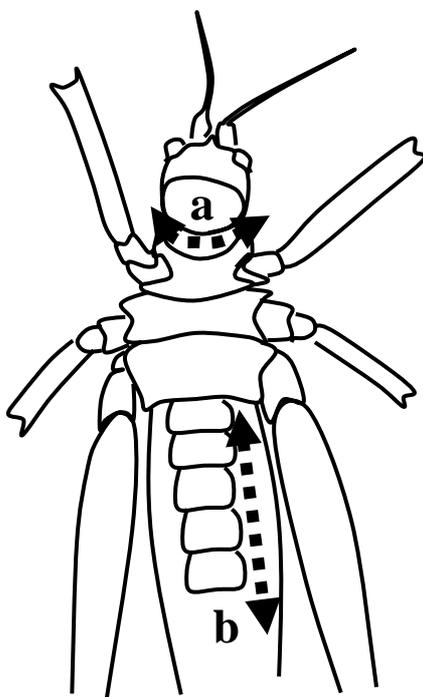


Fig. 8 Incisions ventrales (a et b) à pratiquer pour retirer le tube digestif. (S. HUGEL)



40. Naturalisation d'un orthoptère:
A. incision ventrale de l'abdomen;
B. éviscération; C. mise en place
d'un morceau de coton
(A. FRANCK)

Une fois les insectes éviscérés, plusieurs opérations aident à préserver les couleurs et la forme des spécimens :

- Tremper le spécimen quelques minutes dans l'acétone.
- Et/ou saupoudrer l'intérieur de l'animal avec un mélange talc/acide borique (1/4 acide borique le reste de talc) sans en mettre sur l'extérieur du spécimen et sans le remplir.
- Remplir l'abdomen avec du coton pour redonner une forme normale à celui-ci.

Attention, il est souhaitable de conserver le tube digestif (en alcool) principalement pour les Gryllacrididae chez lesquels le proventriculus offre des caractères utiles.

Les espèces de petite taille sont directement collées sur une paillette (triacétate ou bristol) avec une colle non irréversible (colle blanche...).

Les grillons n'ont généralement pas besoin d'être vidés.

Avant de mettre un spécimen en alcool, une photographie numérique doit être prise (pour conserver les informations sur la couleur des spécimens).

Pour conserver les gros spécimens en alcool, il est recommandé de retirer l'estomac. Certains auteurs recommandent de passer les spécimens dans un fixateur avant de les mettre définitivement en alcool (2 heures dans un fixateur composé de 3 parts d'acide acétique glacial, 15 parts d'alcool éthylique absolu, 30 parts d'eau distillée, 6 parts de formaldéhyde à 40%). Les spécimens sont ensuite conservés dans de l'alcool à 80° auquel sont ajoutées quelques gouttes de glycérine (pour préserver leur souplesse).

Selon le cas de figure, il est possible de conserver temporairement les spécimens à sec ou en alcool. La préservation temporaire à sec demande plus de préparation, mais les spécimens peuvent être préservés ainsi plus longtemps.

- **Préservation à sec.** Les spécimens de grande taille ou les petits spécimens présentant des couleurs (surtout le vert) doivent être vidés et passés à l'acétone ou talqués. La préservation en papillote est à éviter car les spécimens sont écrasés et les pattes cassent facilement. L'utilisation de couches en coton épais est une bonne solution (il faut veiller à ne pas mélanger dans une même couche des spécimens de plusieurs localités). Les couches doivent être mises dans une boîte avec du silicagel. Elles peuvent être placées temporairement au congélateur.

- **Préservation en alcool.** Les spécimens peuvent éventuellement être conservés temporairement en alcool 70° avec de la glycérine pour préserver la souplesse. Cette solution est intéressante pour les grillons et Gryllacrididae et facilite la dissection avant de préparer les spécimens à sec. Des spécimens déjà secs ne doivent pas être placés en alcool.

15. Les acariens (Serge KREITER - ENSAM-INRA Zoologie - Montpellier)

La récolte des acariens prédateurs : (Phytoseiidae, Anystidae, Bdellidae, etc..) et phytophages : (Tarsonemidae, Tetranychidae, Eriophyidae, etc..) peut se faire soit par une récupération directe des individus sur le support végétal, soit par battage ou encore par extraction.

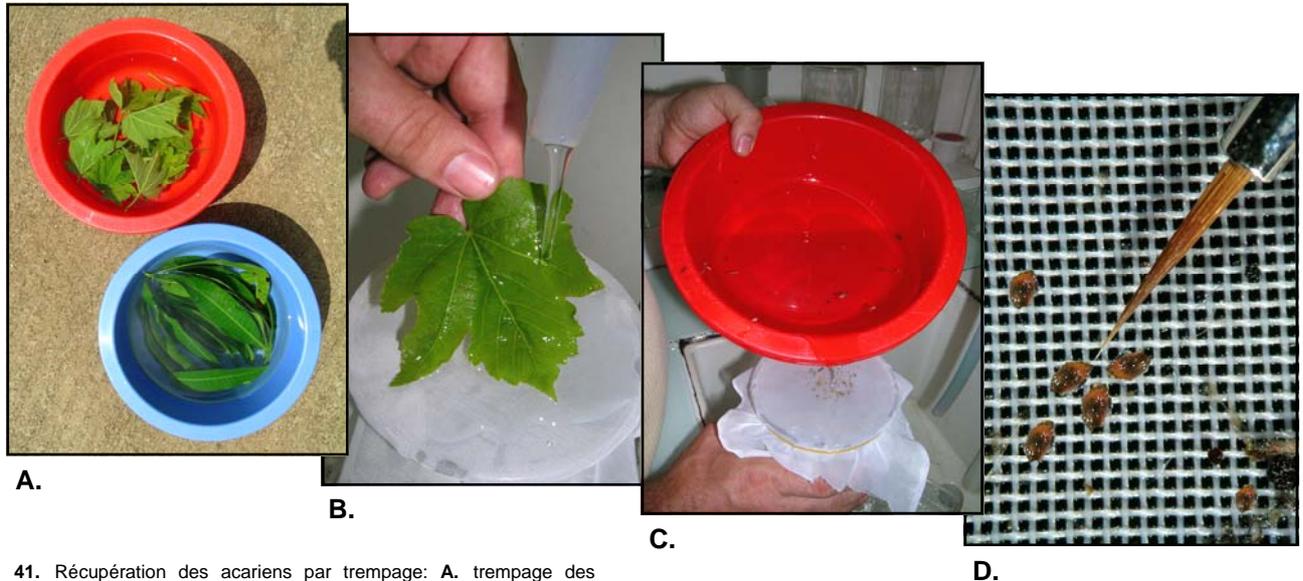
Pour récupérer directement les individus sur les végétaux, on utilise un pinceau fin imbibé d'alcool à 70°. Cette opération peut se faire à vue directement sur le terrain pour les personnes familiarisées avec cette méthode. Il est cependant plus aisé de ramener les échantillons, préalablement mis sous sachets et étiquetés, au laboratoire pour effectuer la récolte sous loupe binoculaire.

On peut récolter les acariens par battage de la végétation sur un couvercle noir (*Photo 8*). Ils sont ensuite récupérés à l'aide d'un pinceau fin imbibé d'alcool à 70°, puis conservés en tubes d'alcool étiquetés (*Photo 9*).

On peut aussi récupérer les acariens par extraction (appareil de Berlèse) ou trempage :

- **L'appareil de Berlèse** (*Fig. 3*)-(Photo 15) permet de récupérer les Phytoseiidae vivants ou dans l'alcool 10° additionné de mouillant. Cette méthode n'est pas adaptée pour la récolte des tétranyques.

- **Le trempage** puis lavage des feuilles dans une solution d'eau additionné d'un mouillant, permet de récupérer tous les acariens planticoles (*Photo 41: A,B,C,D*). Cette méthode, dite de Boller (1984), consiste à faire tremper un lot de feuilles représentant un volume pas trop important (équivalent à 25 feuilles environ) dans une solution (d'eau + mouillant + javel si *Tetranychus sp.*) disposée dans des boîtes, seaux ou tous autres conteneurs. Les seaux avec couvercles permettent le transport. Le trempage avec remuage régulier (2 à 3 fois) dure environ 24 heures. On rince ensuite les feuilles au-dessus d'un tamis de maille 100 µm à 120 µm. Le contenu des seaux est lui aussi filtré sur le tamis. Les acariens sont ensuite triés et dénombrés par espèce. Cette méthode présente l'avantage de permettre la récupération de tous les acariens. Par contre, elle devient vite pénible si les végétaux sont sales, avec des détritiques, qui se répandent dans le liquide de trempage.



41. Récupération des acariens par trempage: **A.** trempage des feuilles ; **B.** rinçage des feuilles ; **C.** filtration du liquide de trempage ; **D.** récupération des acariens au pinceau (A. FRANCK)

Les acariens sont tués (ou transférés en cas d'extraction) dans de l'alcool éthylique à 70°. Ils peuvent être maintenus dans ce liquide pendant plusieurs années, à condition que ce soit dans des tubes, si possible en plastique (polypropylène), hermétiquement clos. Ne pas oublier dans tous les cas de rajouter une étiquette à l'intérieur du tube en indiquant au crayon ou à l'encre de Chine : localité, plante hôte, date, nom du collecteur et toutes les informations importantes pour l'identificateur. L'alcool à 70° rigidifiant et altérant le tégument des acariens prédateurs, il est conseillé de rajouter 2 à 3% de glycérine (Evans et al., 1961).

Dans certains groupes (tétranyques, acariens des denrées stockées), la détermination de l'espèce nécessite de disposer de mâles et parfois de stades immatures. Par suite de la difficulté de reconnaître ces formes dans une population, il est conseillé d'envoyer de préférence l'ensemble de celles-ci au laboratoire qui se chargera du tri.

Dans le cas des acariens appartenant à la superfamille des Eriophyoidea (plus communément appelés Eriophyides ou encore phytoptes), il est souhaitable d'adresser des échantillons végétaux, surtout pour les Eriophyides galligènes, en indiquant précisément le nom de la plante hôte.

Remarque : Les échantillons frais sur feuilles (à condition d'être envoyés immédiatement après collecte et par moyen très rapide) voyagent généralement bien dans des sachets en polyéthylène soigneusement fermés (les acariens craignent la dessiccation mais aussi l'excès de condensation). Ces sachets sont eux-mêmes placés dans une enveloppe ou dans un emballage résistant à l'écrasement (boîte en polystyrène). Si le matériel végétal est riche en eau, il a tendance à se mettre en bouillie et il est alors nécessaire de le placer entre des feuilles de papier journal ou de buvard à l'intérieur du sachet plastique. Dans tous les cas, le fait de placer les sacs dans une boîte en polystyrène, avec un bloc réfrigérant, est un gage de bonne conservation de l'échantillon végétal et des acariens durant le transport. Celui-ci devra être rapide (Chronopost, DHL, etc.).

Remarques sur le conditionnement des insectes pour les études moléculaires :

Actuellement, de plus en plus de laboratoires font des études moléculaires sur les insectes. Pour cela, il est impératif de conserver les échantillons récoltés dans de l'alcool 100° et au congélateur pour les études futures. Pour les insectes de grande taille, une partie suffit (une patte ou un tarse), que l'on conserve avec un numéro de référence, attaché également au reste du spécimen mis en collection et que l'on utilise comme " voucher specimen " = (spécimen de référence).

V. Le carnet de chasse

Le carnet de chasse est un outil indispensable pour noter les informations relatives aux insectes capturés. Toutes ces informations sont utilisées par la suite pour rédiger les étiquettes et donc référencer la collection. Sur le terrain, il est important de bien numéroter chaque insecte ou lot d'insectes. Ce numéro doit être inscrit sur le carnet mais aussi sur l'échantillon (papillote, couche à sec, ou sur une étiquette glissée dans le flacon d'alcool).



(dessin : Jacques Goldstyn)

Pour chaque insecte capturé, on note :

- Un numéro de référence
- Le nom du récolteur
- La date de récolte
- Le lieu de récolte (commune, département, pays)
- La méthode de capture (filet, piège, UV, etc.)
- L'altitude et le point GPS si possible
- Le milieu écologique où s'est faite la capture (champs, friches, bois étang, etc.)
- La plante hôte avec l'organe attaqué et la description des dégâts
- Toute information supplémentaire susceptible d'aider à l'analyse (abondance, comportement, coloration, etc.)

VI. L'expédition des insectes (Gérard DELVARE & H.P. ABERLENC – CIRAD – Montpellier)

L'expédition des insectes préparés, sur couches, en papillotes ou en tubes d'alcool, doit se faire dans un emballage de plus grande taille que la boîte les renfermant. On enveloppera celle-ci d'un enrobage fait de paille en frisons, de coton ou de petits morceaux de polystyrène (Fig. 10). Les insectes préparés doivent être immobilisés avec des épingles latérales afin qu'ils ne tournent pas sur eux-mêmes. On a soin d'enfoncer convenablement les épingles pour qu'elles ne se dépincent pas. On prévoit éventuellement un "sous-couvercle" pour éviter tout incident de ce type (Fig. 9). Les tubes contenant les insectes conservés en alcool sont soigneusement calés avec du coton, ils ne doivent ni bouger, ni se toucher. Le non-respect de ces prescriptions impératives expose les échantillons à des risques importants de destruction lors du voyage.

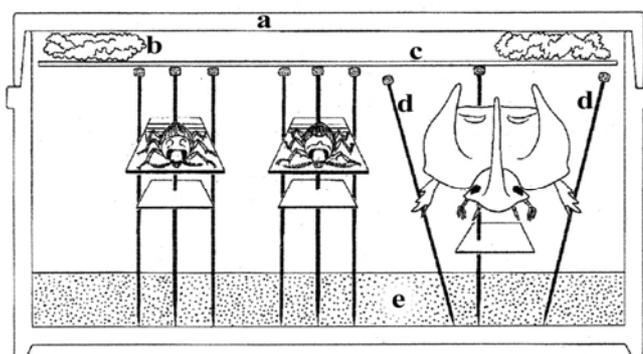


Fig. 9. Boîte d'envoi d'insectes préparés. **a.** couvercle ; **b.** cales de coton ; **c.** sous-couvercle ; **d.** épingles calant les insectes ; **e.** fond en émailène (H.P. ABERLENC – CIRAD - Montpellier)

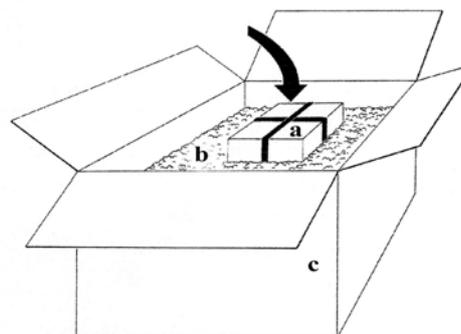


Fig. 10. Emballage des insectes pour l'expédition. **a.** boîte contenant les insectes (conditionnés à sec sur couches de coton, en papillotes, préparés comme sur la (Fig. 9) ou en tubes d'alcool comme sur la Fig. 4); **b.** rembourrage anti-chocs [devant entièrement entourer la boîte et remplir tout le volume disponible]; **c.** colis (H.P. ABERLENC – CIRAD - Montpellier)

VII. Tableau récapitulatif des procédures à suivre pour les principaux ordres d'insectes et acariens

catégories	techniques de captures	comment tuer	conditionnement et expédition	étalage, montage pour la collection
pucerons cochenilles	pinceau + alcool à 70° prélèvement de morceaux de feuilles, bourgeons ou tiges en alcool à 70°	alcool à 70° alcool à 95°	tubes d'alcool à 70° tubes d'alcool à 95°	montage au Baume du Canada entre lame et lamelle études de biologie moléculaire
thrips	battage filet fauchoir extraction au Berlèse pinceau + alcool 10° + mouillant à 2 ‰	alcool 10° + mouillant à 2 ‰ alcool à 95°	tubes d'alcool à 70° tubes d'alcool à 95°	montage au Baume du Canada entre lame et lamelle études de biologie moléculaire
psylles	battage filet fauchoir aspirateur à bouche	alcool à 70° acétate d'éthyle	tubes d'alcool à 70° mini-couches	tubes d'alcool à 70° paillettes et minuties
punaises cicadelles	filet à papillons filet fauchoir parapluie japonais piège Malaise aspirateur à moteur aspirateur à bouche chasse aux U.V	acétate d'éthyle	mini-couches tubes d'alcool à 70°	paillettes et minuties tubes d'alcool à 70°
hyménoptères parasitoïdes	filet fauchoir parapluie japonais piège Malaise aspirateur à moteur aspirateur à bouche élevage des hôtes parasités	acétate d'éthyle	mini-couches tubes d'alcool à 70°	montage au Baume du Canada entre lame et lamelle paillettes et minuties
coléoptères	à vue filet fauchoir parapluie japonais piège Malaise aspirateur à moteur aspirateur à bouche piège au sol pièges abris, Piège U.V	acétate d'éthyle ammoniacque (gros spécimens)	mini-couches couches de coton blister	paillettes et minuties (petits spécimens) étaler (gros spécimens)
papillons	filet à papillons filet fauchoir chasse aux U.V élevage des chenilles piège à phéromones pièges à fruits	acétate d'éthyle cyanure ammoniacque (gros spécimens)	papillotes	minuties (petits spécimens) étaler (gros spécimens)
fourmis	à vue filet fauchoir parapluie japonais aspirateur à bouche	alcool à 70°	tubes d'alcool à 70°	paillettes et minuties tubes d'alcool à 70°
aleurodes	pinceau + alcool à 70° prélèvement de morceaux de feuilles, en alcool à 70°	alcool à 70° alcool à 95°	tubes d'alcool à 70° tubes d'alcool à 95°	montage au Baume du Canada entre lame et lamelle études de biologie moléculaire
névroptères	à vue parapluie japonais aspirateur à moteur aspirateur à bouche	acétate d'éthyle	mini-couches	minuties et épingles
diptères	aspirateur à moteur aspirateur à bouche pièges alimentaire pièges à glu piège Malaise récolte fruits piqués	acétate d'éthyle alcool à 70° alcool à 95°	mini-couches tubes d'alcool à 70° tubes d'alcool à 95°	paillettes et minuties tubes d'alcool à 70° études de biologie moléculaire
orthoptères	a la lampe la nuit, Piège U.V filet à papillons, Filet fauchoir parapluie japonais et toile	cyanure (éviter les gros spécimens)	couches coton	paillettes et minuties (petits spécimens) étaler (gros spécimens)
acariens	pinceau + alcool à 70° extraction au Berlèse trempage	alcool à 70° + quelques gouttes de glycérine	tubes d'alcool à 70° + quelques gouttes de glycérine	montage au Baume du Canada entre lame et lamelle

VIII. La mise en collection des insectes

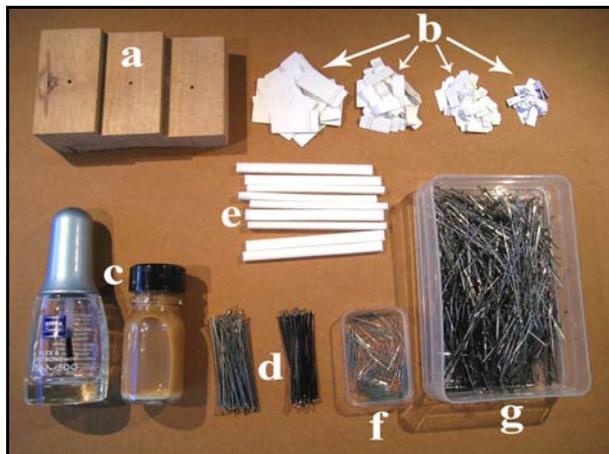
1. Matériel nécessaire pour la réalisation d'une collection

Avant de débiter la collection, il est nécessaire de s'équiper d'un minimum de matériel. Voici en photographie le matériel adéquat et indispensable. Une liste de fournisseurs est indiquée en fin de document.

- a. Pincés fines (« Dumont » droite N° 5 et courbe N° 7)
- b. Pince à piquer
- c. Pincés souples (fine et normale)
- d. Aiguilles montées et courbées (1 avec une aiguille N° 0 et 1 avec une minutie)
- e. Scalpel
- f. Pinceau N° 00
- g. Stylos encre de chine (0,25 mm)- (« Rotring »)
- h. ciseau fin



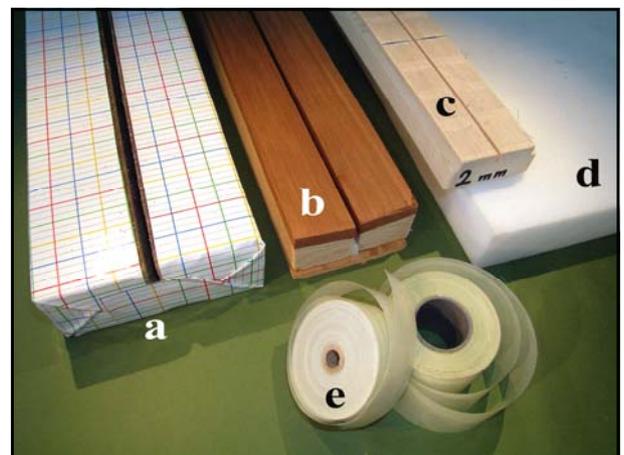
(A. FRANCK)



(A. FRANCK)

- a. Bloc à piquer
- b. Paillettes de différentes tailles pour le collage des insectes
- c. Colles (vernis à ongle colle à bois et seccotine)
- d. Épingles entomologiques (N°1 et 2)
- e. Polypore ou émailène prédécoupé pour piquer les minuties
- f. Minuties
- g. Épingles à étaler (épingles entomologiques N°2 en Qté) et/ou épingles à couture à tête de verre

- a. Etaloir plat à repères pour Lépidoptères
- b. Etaloir incliné pour Lépidoptères
- c. Etaloir plat avec lamelles pour micro-Lépidoptères
- d. Plaque d'émailène épaisse pour l'étalage des coléoptères, orthoptères, etc.
- e. Bandes de papier cristal de largeurs différentes pour l'étalage des lépidoptères



(A. FRANCK)



(A. FRANCK)

Cartons à insectes: Il existe différents modèles (carton ou bois) et différentes tailles:

- Petite 6 x 19 x 26 cm
- Moyenne 6 x 26 x 38 cm (standard)
- Grande 6 x 38 x 52 cm

Il n'est traité dans ce chapitre que le montage des insectes au corps dur, sclérifiés (lépidoptères, coléoptères, orthoptères, hétéroptères, etc.). Le montage des insectes à corps mou (homoptères, thysanoptères et les acariens) demande une préparation microscopique assez complexe. Il reste à la charge du spécialiste.

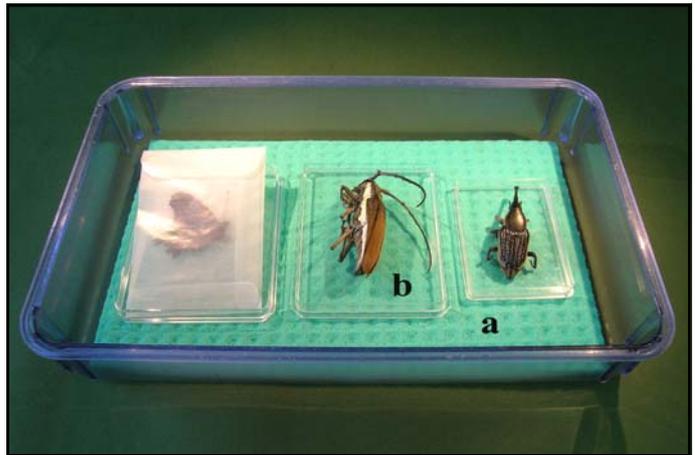
2. La préparation des insectes

Avant d'épingler et d'étaler les insectes, il faut s'assurer qu'ils soient suffisamment souples. En effet, en manipulant les spécimens desséchés, on risque de les briser. Les insectes conservés en papillotes, en couches et, d'une manière générale, tous les insectes séchés, nécessitent une réhumidification pour leur redonner toute leur souplesse.

On utilise pour cela un ramollissoir (cloche en verre contenant de l'eau et un support pour y déposer les insectes)-(Photo 42). Une boîte plastique munie d'un couvercle hermétique dans laquelle on dépose un matériau imbibé d'eau (quelques couches de papier essuie-tout, sable, sciure de bois, éponge fine) fait office de ramollissoir (Photo 43).



42. Cloche de ramollissage (A. FRANCK)



43. Boîte de ramollissage: a. éponge humide; b. petite boîte plastique (A. FRANCK)

Il est impératif de ne pas poser les insectes directement sur la surface humide. On les place dans des petites boîtes plastiques, elles-mêmes déposées sur cette surface humide. On referme ensuite le ramollissoir. On attend quatre à six heures pour redonner de la souplesse aux plus petits individus, et environ 24 heures pour les plus gros. Pour accélérer le processus, on peut placer le ramollissoir près d'une source de chaleur.

Pour certains gros insectes (coléoptères, lépidoptères), il est parfois nécessaire de pratiquer une injection d'ammoniaque dans le corps à l'aide d'une seringue pour faciliter le processus de ramollissage (Photo 27). Il est aussi possible de réhumidifier les coléoptères, et seulement ceux-ci, en les plongeant dans de l'eau chaude pendant environ 15 minutes. Il faut éviter de laisser trop longtemps les individus dans le ramollissoir pour ne pas voir apparaître des moisissures. Il est conseillé de rajouter une boule de paradichlorobenzène dans le ramollissoir. Ne pas vouloir réhumidifier un lot trop important d'insectes car l'étalage demande du temps. Il n'est pas nécessaire d'enlever les spécimens de leur papillotes pour des assouplir dans le ramollissoir.

Les insectes sortant du congélateur sont ramenés à la température ambiante avant d'être manipulés. Il est parfois nécessaire de les réhumidifier s'ils ont demeuré trop longtemps au congélateur.

3. L'épingle et le collage

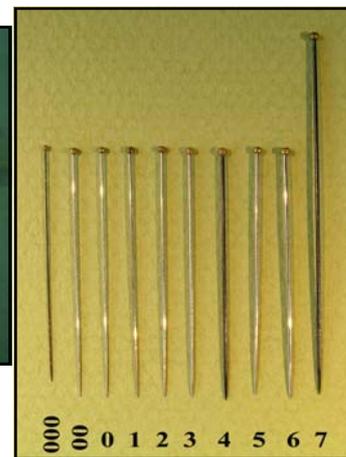
Il existe plusieurs méthodes pour la préparation des insectes en vue d'une conservation à sec :

- Montage des l'insectes à l'aide d'une aiguille à insecte
- Montage sur minutie (petits individus)
- Collage sur paillette (rectangulaire, triangulaire (rare cas), en carton ou en rhodoïd)

La plupart des insectes récoltés (individus de plus de 10 mm) sont piqués sur une épingle entomologique. Ce sont des épingles spéciales, recouvertes d'un verni résistant à la rouille ou encore fabriquées en acier inoxydable. Il est conseillé d'utiliser ces dernières. Ces épingles, vendues uniquement chez les fournisseurs de matériel entomologique existent en différentes diamètres et tailles (du N° 000 au N° 7)-(Photos 44 et 45).

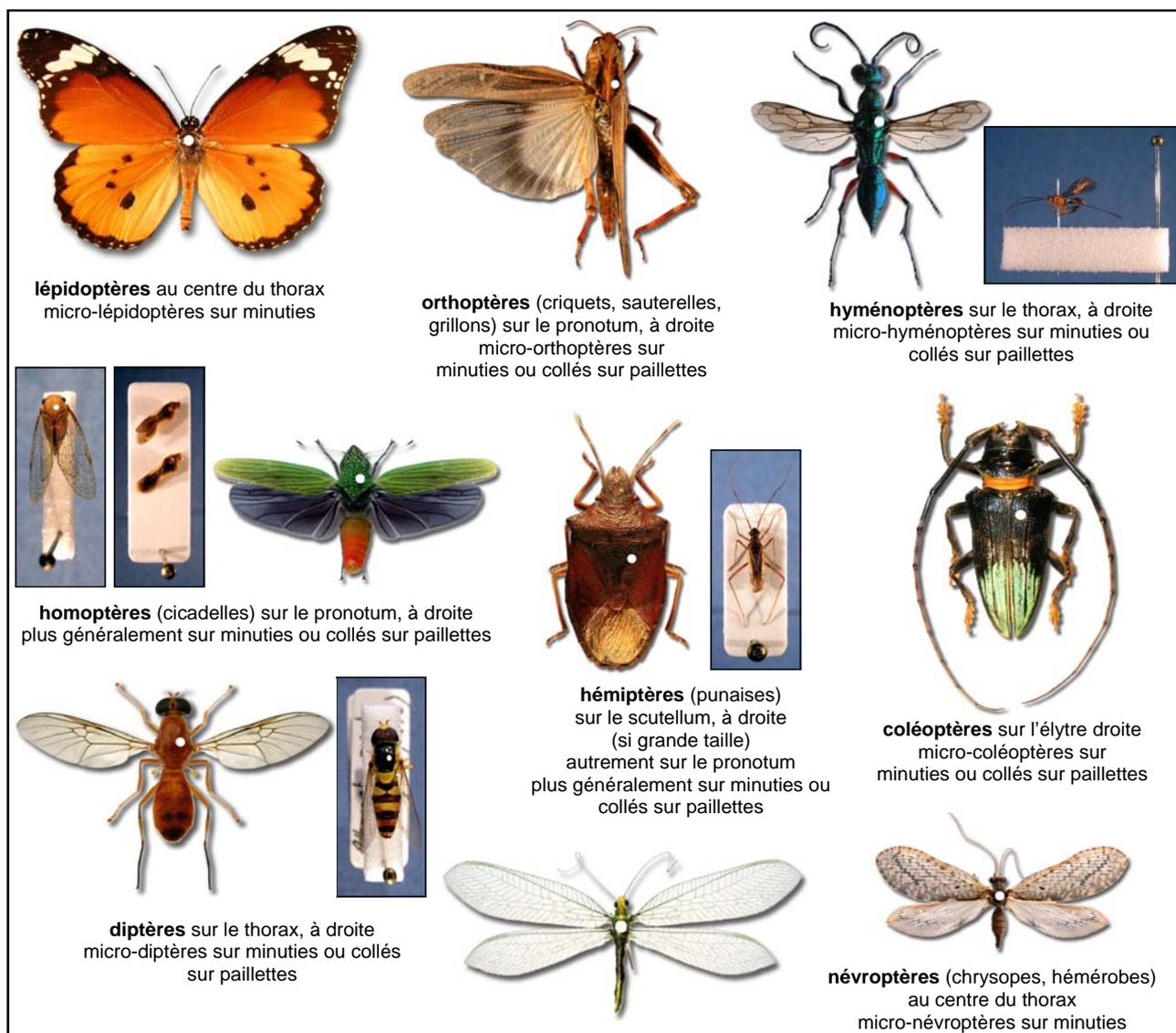


44. Support et sachets d'épingles entomologique (A.FRANCK)



45. Assortiment d'épingles entomologique (A.FRANCK)

On choisit le format approprié de l'épingle en fonction de la taille du spécimen. Il faut éviter les tailles plus petites que le N° 0 (épingles trop flexibles). En règle générale, l'achat d'épingles N° 1, 2 et 3 suffisent pour débiter une collection. L'épingle N° 7 est plus longue que les autres et permet le montage de très gros spécimens (gros coléoptères). Il est très important d'épingler les insectes au bon endroit. Il varie selon les différents ordres d'insectes, dans le souci de protéger les parties du corps observées lors de l'identification (Planche photos 46).



lépidoptères au centre du thorax
micro-lépidoptères sur minuties

orthoptères (criquets, sauterelles, grillons) sur le pronotum, à droite
micro-orthoptères sur minuties ou collés sur paillettes

hyménoptères sur le thorax, à droite
micro-hyménoptères sur minuties ou collés sur paillettes

homoptères (cicadelles) sur le pronotum, à droite
plus généralement sur minuties ou collés sur paillettes

hémiptères (punaises) sur le scutellum, à droite (si grande taille)
autrement sur le pronotum plus généralement sur minuties ou collés sur paillettes

coléoptères sur l'élytre droite
micro-coléoptères sur minuties ou collés sur paillettes

diptères sur le thorax, à droite
micro-diptères sur minuties ou collés sur paillettes

névroptères (chrysopes, hémérobés) au centre du thorax
micro-névroptères sur minuties

46. Emplacement de l'épingle en fonction des différents ordres d'insectes (points blancs)-(A. FRANCK - D. MARTIRE)

On enfonce l'épingle à angle droit par rapport au corps de l'insecte (Fig. 11). De plus, on laisse une distance de 1 cm environ entre l'extrémité de l'épingle et l'insecte, ceci afin de pouvoir saisir aisément l'individu. Pour ajuster facilement cette distance, on peut utiliser un bloc à piquer (Photo 47). Le bloc à piquer est un petit morceau de bois percé de trois ou quatre trous de profondeurs différentes servant à ajuster la hauteur de l'insecte mais aussi des étiquettes sur l'épingle.

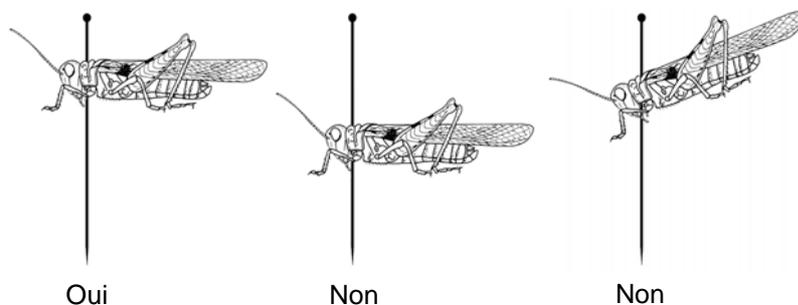


Fig. 11 Bon positionnement de l'insecte sur l'épingle (A. FRANCK)



47. Bloc à piquer (A. FRANCK)

Le montage sur minutie est réservé exclusivement aux petits insectes (généralement, les individus de moins de 10 mm). L'individu est tout d'abord piqué sur la minutie (très fine épingle sans tête d'environ 1cm de longueur). Celle-ci est ensuite piquée dans une languette de polypore ou d'émailène, qui sont des matériaux suffisamment mous pour être traversés par cette fine épingle. La languette est elle-même traversée par un épingle entomologique (N° 2 ou N° 3), destinée à la fixer dans la boîte de collection (Fig. 12)-(Photo 48). Ne pas oublier de placer la minutie à l'endroit approprié, pour cela, se référer à la page précédente.

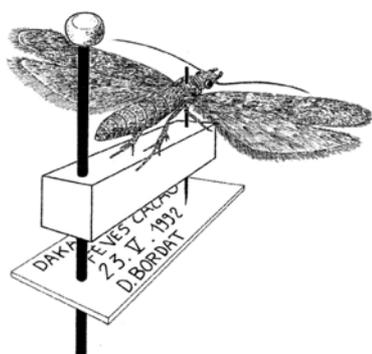
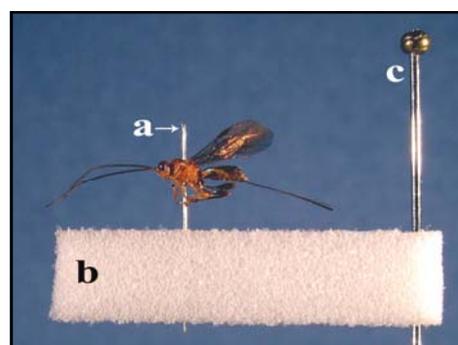
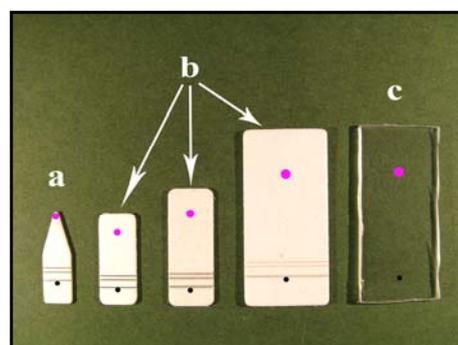


Fig. 12 Montage d'un micro-lépidoptère sur minutie (H.P. ABERLENC – CIRAD - Montpellier)



48. Montage d'un micro-hyménoptère sur minutie: a. minutie; b. morceau de polypore ou d'émailène; c. épingles entomologiques N°2 ou N°3 (A. FRANCK)

Une autre technique pour le montage des petits insectes est le collage sur paillettes. Il existe différents modèles et tailles (Photo 49). En fonction de la taille des spécimens on utilise des paillettes rectangulaires de taille variables (11, 14, 20 mm de longueur). Les paillettes triangulaires de 11 mm de longueur sont à déconseiller aux débutants et en règle générale à éviter (insecte mal protégé et collage difficile) Quand l'insecte est collé sur la paillette, il est parfois difficile de voir sa face ventrale, d'où l'intérêt d'utiliser des paillettes en rhodoïds translucides. Pour effectuer le montage, on pique d'abord une épingle N° 2 ou 3 à la base de la paillette. On place celle-ci à environ 1 cm de la tête de l'épingle.



49. Différents modèles de paillettes: a. paillette triangulaire; b. paillettes rectangulaires; c. paillette en rhodoïd; (●)emplacement du point de colle; (●)emplacement de l'épingle (A. FRANCK)

On dépose ensuite une petite goutte de colle (attention à ne pas trop en mettre) sur le tiers avant de la paillette. Les colles les plus utilisées sont, le vernis à ongle, la colle blanche et la secotine (colle de poisson). On Utilise de préférence la colle blanche et la secotine car elles sont solubles à l'eau. L'insecte est collé sur la face ventrale (*Photo 50: A,B,C*). Pour étaler les pattes et les antennes, on utilise un pinceau N° 00 imbibé d'un peu de salive. Certains entomologistes ne recommandent pas cette méthode, car une fois le spécimen fixé par sa face ventrale, on ne peut plus examiner les parties situées sous son corps, ce qui peut rendre l'identification difficile voir impossible.

50. Montage d'insectes sur paillettes
A. sur paillette triangulaire; B. sur paillette rectangulaire; C. sur paillette rectangulaire en rhodoïd
(A. FRANCK)



4. L'étalage

Parmi les insectes nécessitant d'être étalés, citons plus particulièrement les lépidoptères, les coléoptères, les odonates, les névroptères et Les orthoptères. Les punaises et les cicadelles ne sont que rarement étalées, en raison de leurs petites tailles. Les hyménoptères et les diptères sont aussi rarement étalés et épinglés pour éviter de détruire les parties intéressantes du thorax. L'étalage permet de mettre en évidence certaines parties du corps (ailes, pattes et antennes) de façon à ce qu'on puisse les examiner facilement. Il sert aussi à mettre en valeur la collection et donne une position naturelle aux insectes. Chaque ordre est étalé d'une façon bien spécifique.

- **Les Lépidoptères.** L'étalage des lépidotères (papillons) est une opération assez délicate du fait de la fragilité des spécimens. Une certaine expérience est requise. Le matériel utilisé pour le montage des papillons n'est pas compliqué à fabriquer. L'étaioir (*Photos, page 28*) est constitué de deux planchettes de bois tendre (balsa, pin) séparées par une rainure au fond de laquelle on épingle l'insecte de façon à ce que les ailes affleurent à la surface. Les bois durs sont à proscrire, les épingles ne s'y fixent pas facilement. La largeur des planchettes et de la rainure varie selon les modèles, pour permettre de recevoir des insectes plus ou moins grands et au corps plus ou moins large. La longueur de l'étaioir varie de 30 à 40 centimètres, afin de pouvoir y placer plusieurs spécimens. Il est judicieux d'avoir un jeu d'étaioirs de différentes tailles pour couvrir tous les besoins. De façon générale les étaioirs sont plats, mais pour compenser un peu le séchage qui tend à incliner les ailes vers le bas, on peut donner un angle légèrement positif (*Photo 51*).

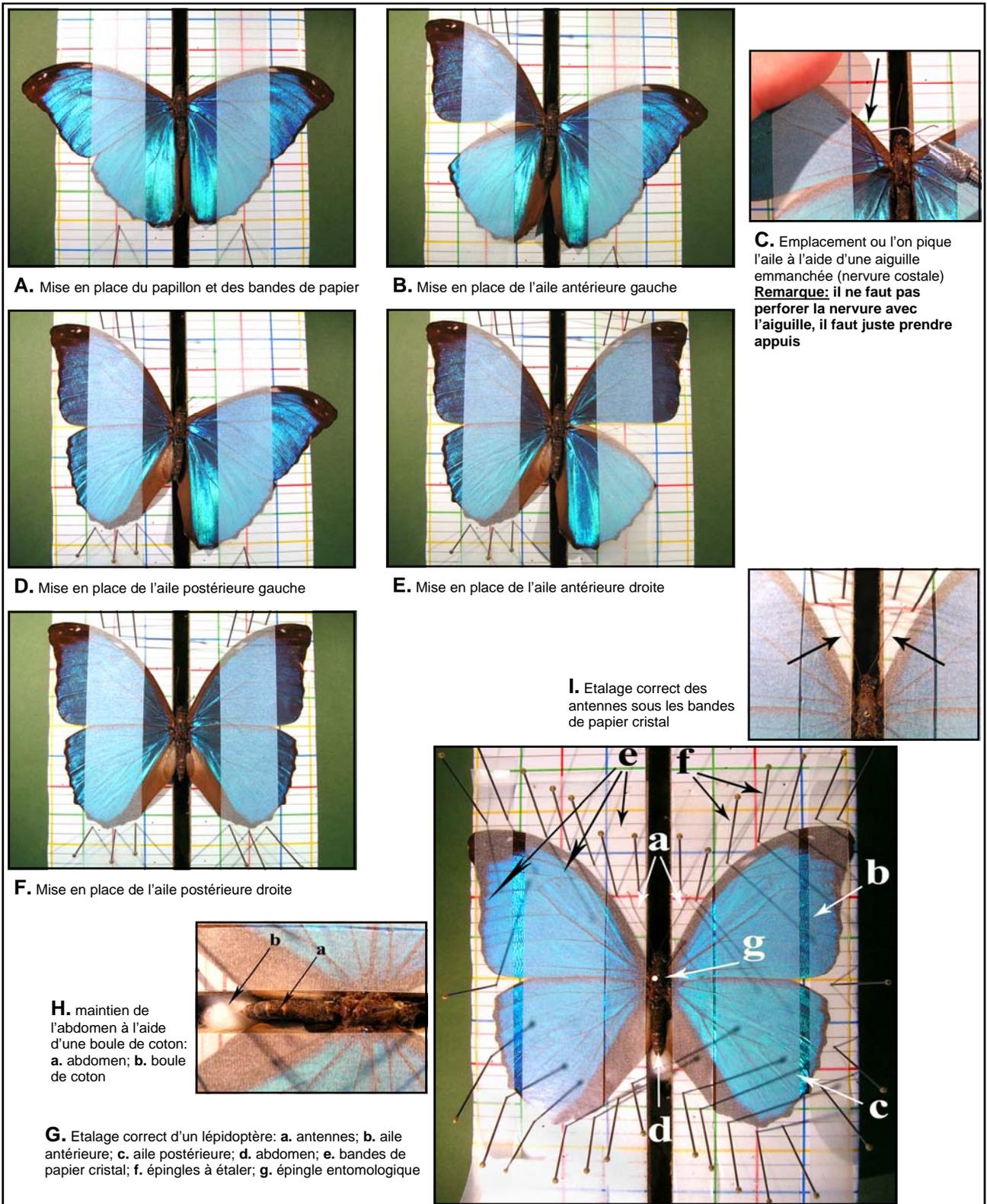


51. Inclinaison de l'étaioir (A. FRANCK)

Le papier utilisé pour maintenir les ailes des papillons dans la bonne position est appelé « papier cristal ». Ce papier vendu en bandes ou en rouleaux de différentes largeurs est très lisse afin d'éviter l'adhérence des ailes et l'enlèvement des écailles, de plus sa transparence permet de voir au travers (*Photos, page 28*). Pour la fixation des bandes de papier sur l'étaioir, on utilise des épingles entomologiques N° 4 ou 5, ou mieux des épingles à couture à tête de plastique coloré. Vérifier avant toute manipulation que les papillons sont frais ou suffisamment ramollis.

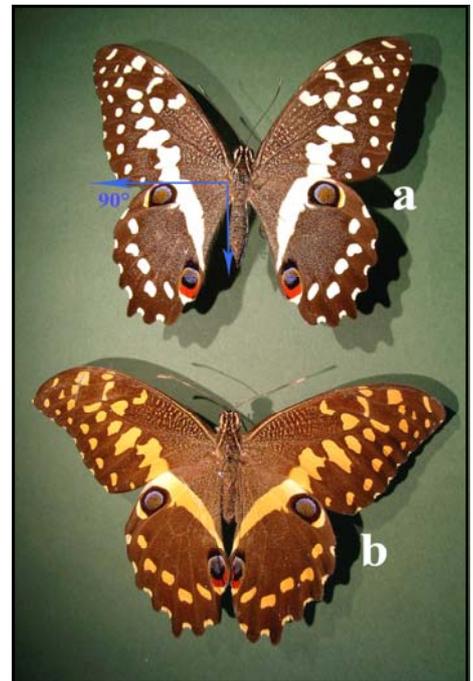
Après avoir enfoncé l'épingle entomologique jusqu'au deux tiers environ et au centre du thorax (*Planche photos 46*), on pique l'insecte dans la rainure, en ne laissant dépasser que les ailes. On fixe ensuite une bande de papier cristal de chaque côté de l'insecte, un peu au-dessus de l'aile antérieure et le plus près possible de la rainure. Puis, on rabat le papier cristal sur les ailes, ce qui a pour effet de les plaquer sur l'étaioir.

A l'aide d'une main, on soulève légèrement la bande de papier puis, avec la pointe d'une aiguille emmanchée, on prend appuis sur la costa (la plus grosse nervure) de l'aile antérieure près de son insertion au thorax. On fait pivoter doucement cette aile de façon à ce que le bord postérieur forme un angle droit avec le corps. L'aile antérieure placée, on fait suivre, toujours en prenant appuis sur une nervure, l'aile postérieure pour que celle-ci vienne se placer légèrement sous la première. On fixe ensuite la bande bien tendue par plusieurs épingles. Il faut renouveler l'opération pour les ailes opposées. Quand les ailes sont en bonne position, on recouvre complètement celles-ci par d'autres bandes de papier cristal et les épingler. Enfin, on place les antennes sur le bord de l'éta loir en les maintenant à l'aide d'épingles. Il est parfois utile de placer une petite boule de coton sous l'abdomen pour le maintenir en position horizontale (*Planche photos 52: A,B,C,D,E,F,G,H,I*).

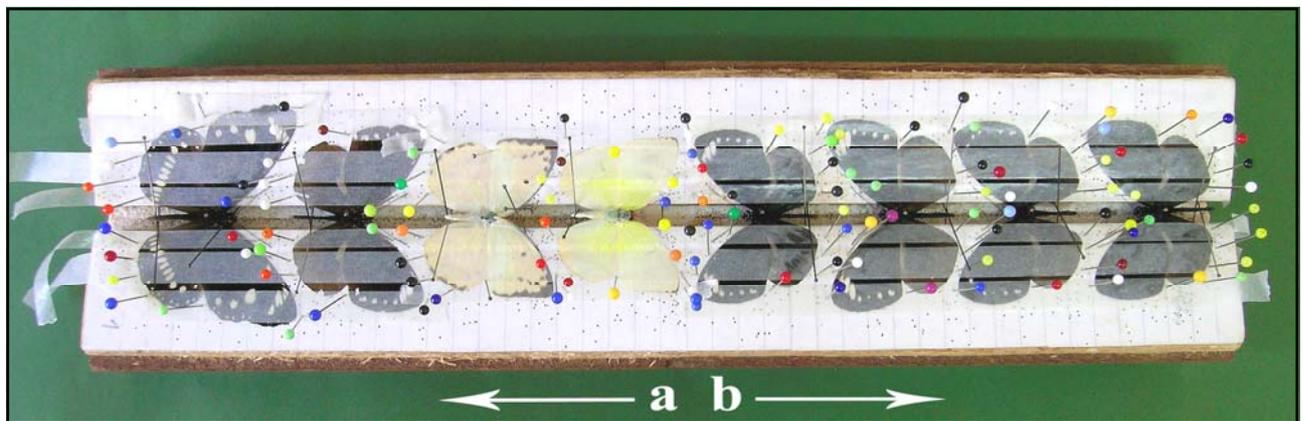


52. Etalage d'un lépidoptère (A. FRANCK)

Remarque : Pour qu'un lépidoptère soit correctement étalé, il faut que la ligne d'intersection de ses ailes antérieures et postérieures soit perpendiculaire à l'axe du corps (Photo 53). Pour un étalage aisé et une symétrie parfaite des ailes, on peut disposer du papier autocollant ligné « type Venilia » sur l'étaioir. Le sens d'étalage des papillons va toujours du haut vers le bas pour éviter d'être gêné par les épingles des individus déjà montés. Généralement, on recommande de commencer l'étalage par le centre de l'étaioir (valable pour les grand étaioirs > 40 cm). On retourne ensuite celui-ci pour recommencer l'étalage sur la partie libre (Photo 54).



53. Etalage d'un lépidoptère
a. papillon correctement étalé;
b. papillon mal étalé (A. FRANCK)



54. Disposition des lépidoptères sur un étaioir: a - b sens d'étalage (A. FRANCK)

Les micro-lépidoptères (envergure inférieure à 20 mm) doivent être préparés peu de temps après leur mort lorsqu'ils sont encore frais. Très fragiles, ils sont difficilement préparables après ramollissement. Le matériel nécessaire à la préparation des micro-lépidoptères est constitué d'une plaque d'émailène ou de polystyrène compact dans laquelle on a creusé une gouttière en V de 5 mm de profondeur, de minuties, de lamelles couvre-objet 18 x 18 mm et d'une paire de pinces fines (Fig. 13). Il faut tuer les insectes l'un après l'autre avec quelques gouttes d'éther acétique.

Quelques minutes seulement après sa mort, on pique le papillon dans le thorax avec une minutie que l'on fiche ensuite dans la rainure de la plaque. On souffle délicatement sur les ailes pour les mettre en position (leur axe principal doit être perpendiculaire à l'axe du corps). On les déplace éventuellement avec une aiguille montée puis on les recouvre d'une lamelle couvre-objet qui est chargée de les maintenir dans la position choisie (Fig.13). On laisse sécher quelques jours l'insecte avant de piquer la minutie sur un bloc de polypore ou une paillette. Enfin, on pique une épingle entomologique N° 2 ou 3 dans le bloc de polypore (Fig. 12). C'est cette dernière épingle qui reçoit les étiquettes de détermination.

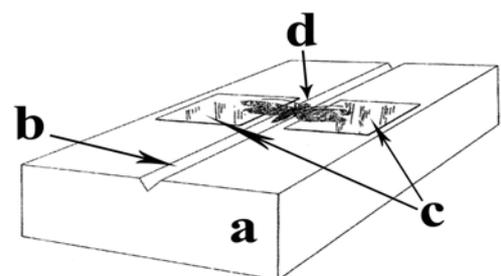
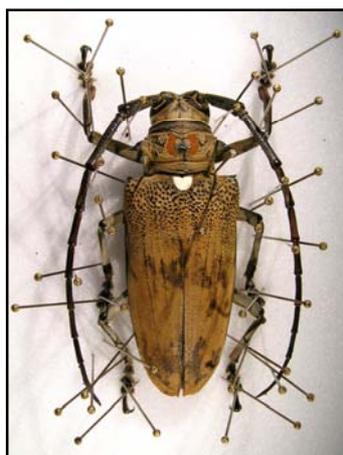


Fig. 13 Etaioir à micro-lépidoptères
a. plaque en émailène, polystyrène ou balsa ; b. gouttière en V ; c. lamelles couvre-objet ; d. micro-lépidoptère (H.P. ABERLENC – CIRAD - Montpellier)

• **Les Coléoptères.** On n'étale que les espèces ayant une taille supérieure à environ 10 à 15 mm. Pour rappel, on enfonce l'épingle entomologique de grosseur appropriée dans le haut à gauche de l'élytre droit (*Planche photos 46*). Il faut vérifier que l'épingle soit bien enfoncée perpendiculairement à l'axe du corps pour que la pointe ressorte entre les pattes intermédiaires et postérieures. L'insecte est ensuite piqué sur une plaque en émailène (*Photo 53*), jusqu'à la toucher avec la face inférieure de son corps. Il peut être indiqué de fixer une feuille de papier sur l'émailène, pour éviter que les spécimens ne s'accrochent avec leurs griffes. L'étalage vise à mettre en place les pattes et les antennes pour donner à l'insecte une apparence naturelle et symétrique. Une collection bien étalée et standardisée est beaucoup plus scientifiquement exploitable et agréable à regarder. A l'aide d'une pince fine, on positionne chaque appendice le long du corps de telle sorte qu'il ne prenne pas trop de place dans le futur carton à insectes et qu'il ne risque pas d'être brisé lors d'une manipulation ultérieure. On fixe la patte ou l'antenne en position à l'aide d'épingles entomologiques N° 2 ou 3 (*Photo 54 et 55*).



53. mise en place d'un coléoptère sur une plaque en émailène (emplacement de l'épingle)-(A. FRANCK)



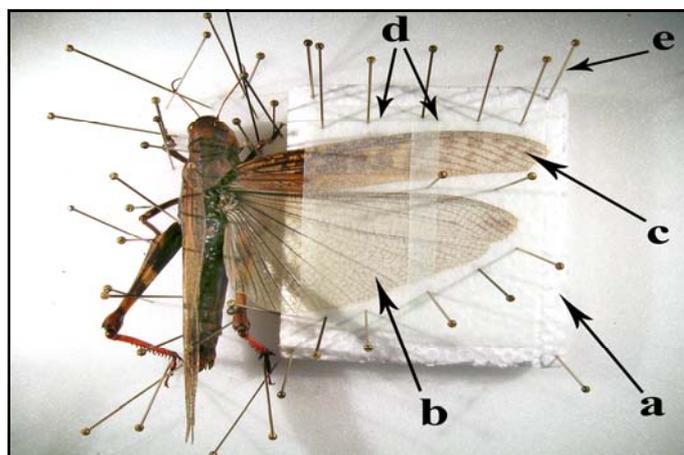
54. Etalage d'un coléoptère (A. FRANCK)



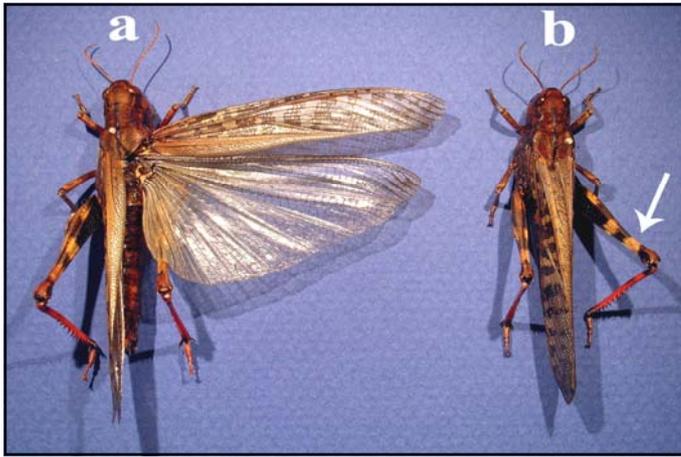
55. Etalage d'un coléoptère (vue de profile)-(A. FRANCK)

• **Les orthoptères.** La technique d'étalage est en tout point identique à celle utilisée pour les coléoptères. Après avoir vidé ou ramolli les insectes, mettre en place l'épingle entomologique au niveau du pronotum (*Planche photos 46*). Une fois piqués, ils seront placés sur une plaque d'émailène où les pattes et les antennes seront maintenues par des épingles. Il est souvent nécessaire de soutenir l'abdomen par des épingles ou un morceau de coton pour ne pas qu'il retombe pas. Il est parfois utile d'étaler une paire d'ailes pour leur observation (un seul côté suffit pour éviter d'encombrer les cartons à insectes).

Après avoir correctement étalé les pattes, on dispose sur le côté droit une petite plaque de polystyrène (épaisseur appropriée pour l'étalage des ailes à l'horizontale) sur laquelle on déploie et fixe les ailes à l'aide de bandes de papier cristal et d'épingles (*Photo 56*). Les orthoptères ne nécessitant pas d'étalage des ailes, sont présentés avec les pattes le long du corps sauf pour la patte postérieure droite qui sera légèrement écartée et penchée vers l'extérieur (*Photo 57*). En effet, des caractères importants pour la détermination sont situés sur la face interne de la patte. Les petites espèces sont collées sur des paillettes ou montées sur minuties, fixés elles-mêmes sur des épingles entomologiques N° 2 ou N° 3.



56. Etalage d'un orthoptère sur une plaque en émailène
a. plaque de polystyrène ; b. aile postérieure ; c. aile antérieure ;
d. bandes de papier cristal ; e. épingles à étaler (A. FRANCK)



57. Etalage des orthoptères
 a. orthoptère avec les ailes droites étalées
 b. orthoptère avec la patte postérieure droite légèrement écartée du corps
 (A. FRANCK)

Remarque : Afin de ne pas perdre les informations concernant les insectes étalés, il est nécessaire de fixer l'étiquette, la papillote ou le morceau de papier portant ces données (ou le numéro de chasse) juste à côté d'eux sur l'étaioir. Ceci est très important pour l'étape suivante, la confection des étiquettes de collection.

Les odonates, les névroptères et certains gros hyménoptères ou diptères de grande taille peuvent être étalés suivant la même technique que pour les lépidoptères. Les névroptères et diptères sont préparés le jour même de leur capture, ou le lendemain au plus tard (insectes supportant très mal la réhumidification).

5. Le séchage

Le temps de séchage des insectes est variable, il dépend de l'hygrométrie de l'air, de la température et de la taille des individus. En zone tempérée, cela ne pose pas vraiment de problème car l'hygrométrie est souvent assez faible pour permettre un séchage relativement rapide des insectes (de 1 à 3 semaines). Au moment du séchage, il est important de protéger les étaioirs à l'abri de la poussière et des parasites dans un endroit sec et néanmoins aéré. Pour accélérer le processus, il est possible de placer les étaioirs près d'une source de chaleur, mais il faut être prudent car un excès de chaleur peut rendre les insectes cassants et modifier leurs couleurs. En région tropicale où l'atmosphère est presque toujours chargée d'humidité, il est souvent nécessaire d'avoir recours à une étuve pour le séchage. Une petite étuve dont la température avoisine 45 à 50°C convient (*Photo 58*). Il est possible de se fabriquer une étuve bon marché avec une petite armoire métallique dans laquelle on place une ou deux lampes ordinaires de 60 watts environ. On intègre aussi dans cette armoire un système de ventilation pour l'évacuation de l'air humide (une petite grille en bas et en haut de l'armoire).

Il est possible de faire sécher les insectes au soleil, mais dans ce cas il faut les protéger des ravageurs (insectes, reptiles et oiseaux) par une cloche en grillage fin. Avant de retirer les insectes des étaioirs, il faut s'assurer qu'ils soient bien secs, sinon on s'expose à voir leurs ailes ou leurs pattes prendre une position tombante au bout de quelques jours. Lorsque les insectes sont secs, on prend de grandes précautions pour retirer les épingle. Le moindre choc ou faux mouvement peut faire sauter antennes, pattes ou corps devenus cassants en séchant.



58. Etuve pour le séchage des étaioirs (45 à 50° C) - (A. FRANCK)

6. L'étiquetage

L'étiquetage est une opération importante pour toute collection d'insectes. Les étiquettes regroupent les renseignements complets de chaque insecte mis en collection. Elles sont toujours fixées sur la même épingle que l'insecte, avec lequel elles forment un tout. Chaque exemplaire est accompagné de deux ou trois étiquettes. Elles sont standardisées pour garder une homogénéité à la collection. En règle générale les étiquettes ne dépassent pas la taille des insectes (environ 6 mm par 16 mm pour des insectes montés sur paillette; 10 mm par 20 mm pour les individus montés sur épingle entomologique). Elles sont réalisées dans un papier épais ou un carton léger. Elles sont rédigées à la main à l'encre de Chine ou par l'intermédiaire d'un traitement de texte (plus rapide pour les grandes séries).

Chacune des étiquettes porte des données relatives à l'insecte (fig. 14):

1^{ère} étiquette :

- Localité, ville, province, pays, point GPS.
- Date de récolte (ex : 16.IX.2006), altitude.
- Nom du récolteur.

Remarque : Il peut être intéressant d'utiliser différentes couleurs d'étiquettes de localité en fonction des zones biogéographiques. Par exemple : bleue (zone afrotropicale) ; vert (zone neotropicale) ; jaune (zone orientale) ; orange (pacifique). La couleur rouge est réservée exclusivement aux types.

2^e étiquette :

- Le milieu écologique de capture (champ, friche, bois, étang, etc.).
- Le nom de la plante hôte ou de l'animal hôte.
- La méthode de capture.
- Le numéro référant au carnet de chasse.

3^e étiquette :

- Le nom latin de l'insecte (genre, espèce, nom de l'auteur qui a décrit l'espèce).
- Le nom de celui qui a identifié l'insecte, ainsi que l'année de l'identification (ex: dét. S. HUGEL, 1997)
- Une abréviation : ex larva (à partir d'une larve) ; ex hôte (pour les parasites) ; ex pupa (à partir d'une nymphe) ; Ab ovo (à partir de l'œuf)

Remarque : La mise en place de la troisième étiquette n'est faite qu'après identification certaine de l'individu.

Quand les étiquettes sont réalisées, on pique l'épingle au centre de celles-ci, la tête de l'insecte dirigée vers la gauche de l'étiquette (Photo 58). S'il s'agit d'un lépidoptère, l'étiquette reste dans le sens de la largeur du spécimen (Photo 59). Si c'est un insecte monté sur paillette, l'épingle est piquée sur le bord du côté droit de l'étiquette, avec la tête de l'insecte dirigée vers le haut de celle-ci (Photo 60). La première étiquette est placée à 5 mm de l'insecte, la deuxième, à 2, 3 mm de la première et ainsi de suite. Pour bien positionner les étiquettes, on s'aide d'un bloc à piquer (Photo 47).

Remarque : Pour différencier rapidement le sexe des insectes, on peut rajouter une petite étiquette avec le sigle mâle (♂) ou le sigle femelle (♀) sur l'épingle. On la positionne juste sous l'insecte avant la première étiquette (localité, date..)-(Fig. 14).

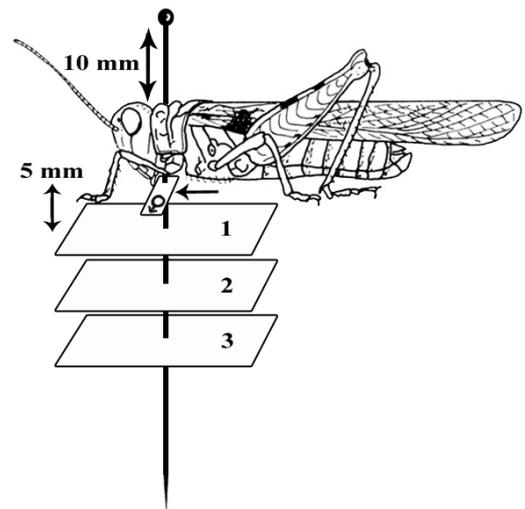
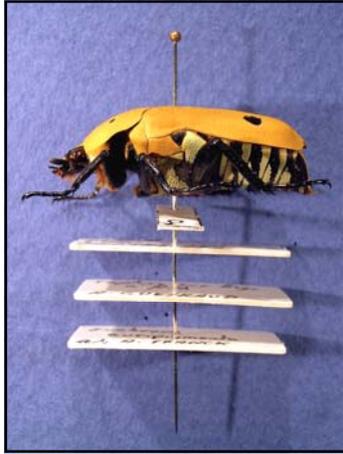
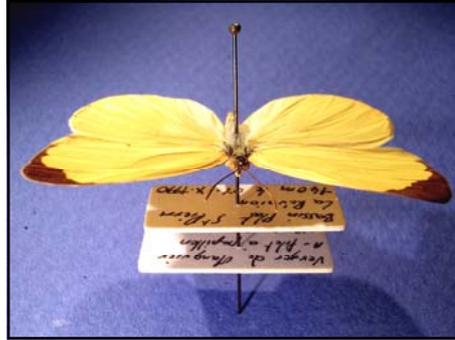


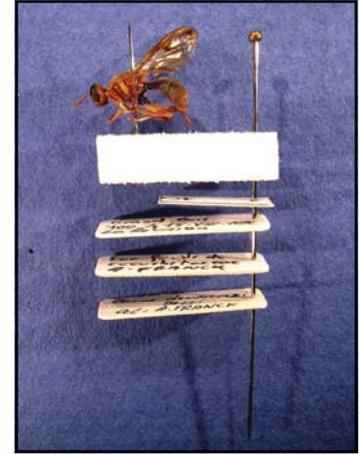
Fig. 14 Bon positionnement des étiquettes sur l'épingle (A. FRANCK)



58. Positionnement des étiquettes pour un coléoptère, (insecte déterminé)- (A. FRANCK)



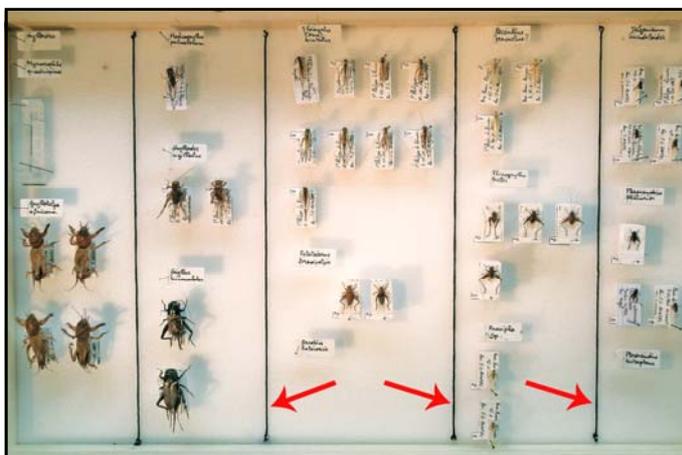
59. Positionnement des étiquettes pour un lépidoptère, (insecte non déterminé)- (A. FRANCK)



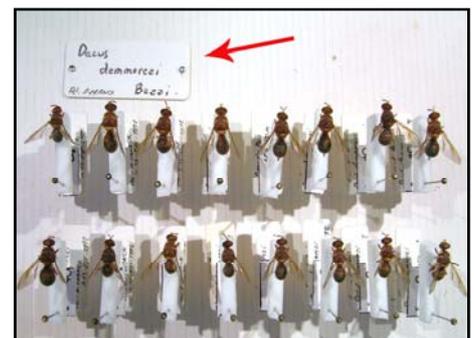
60. Positionnement des étiquettes pour un insecte monté sur minutie ou paillette, (insecte déterminé)- (A. FRANCK)

7. La mise en place de la collection

Après les opérations d'étalage, de séchage et d'étiquetage, il est important de ranger soigneusement les individus récoltés. Un classement ordonné et méthodique est indispensable pour pouvoir étudier et comparer rapidement les espèces. Les insectes sont rangés dans des boîtes en carton ou en bois. Il en existe plusieurs tailles (*Planche photo page 28*). Nous conseillons d'utiliser le modèle carton intermédiaire (38 x 26 x 6 cm) à couvercle vitré, plus pratique et relativement peu encombrant. Ces cartons sont faciles à se procurer auprès des fournisseurs spécialisés (voir adresses de fournisseurs de matériel entomologique). On peut aussi utiliser des cartons de tri (face supérieure et inférieure en carton), très pratiques et moins coûteux pour un collectionneur débutant. Pour débiter une collection, on se contente de placer les individus capturés dans un ou deux cartons. Au fur et à mesure que la collection s'étoffe et que les déterminations sont effectuées, on remanie celle-ci. Le commencement d'une collection pour un débutant peut sembler complexe. En effet, on ne récolte pas immédiatement tous les spécimens recherchés. Le plus judicieux est de commencer par grouper dans quelques cartons par ordres, familles et genres les insectes récoltés. Il n'est pas nécessaire de préparer des cartons à l'avance avec les noms de toutes les espèces recherchées. On ne peut pas prévoir quelles seront les espèces et le nombre de spécimens que l'on capturera. Pour optimiser le rangement des insectes, on divise verticalement le carton en plusieurs parties (de 2 à 4 en fonction de la taille et du nombre). Cette séparation peut être réalisée par une fine cordelette tendue entre deux petites épingles courtes appelées « épingles camions » (*Photo 61*). Les insectes sont disposés horizontalement de gauche à droite en laissant de la place pour les étiquettes de famille, genre et espèce. Celles-ci sont placées à gauche ou au dessus du premier insecte de la série. Elles sont fixées sur le fond à l'aide d'épingles camions (*Photo 62*).



61. Séparation des insectes par une cordelette (A. FRANCK)



62. Positionnement de l'étiquette genre-espèce dans les cartons de collection (A. FRANCK)

Remarque : Pour les espèces de grande taille (Coléoptères, Orthoptères), il faut piquer les individus profondément dans le fond des cartons afin d'éviter les accidents dus au décrochage. Il est judicieux de maintenir une patte (*Photo 63*) ou le thorax (*Photo 64*) par deux épingles croisées pour éviter que l'insecte ne tourne autour de son épingle.



63. Positionnement des épingles sur une patte pour maintenir un insecte volumineux (A. FRANCK)

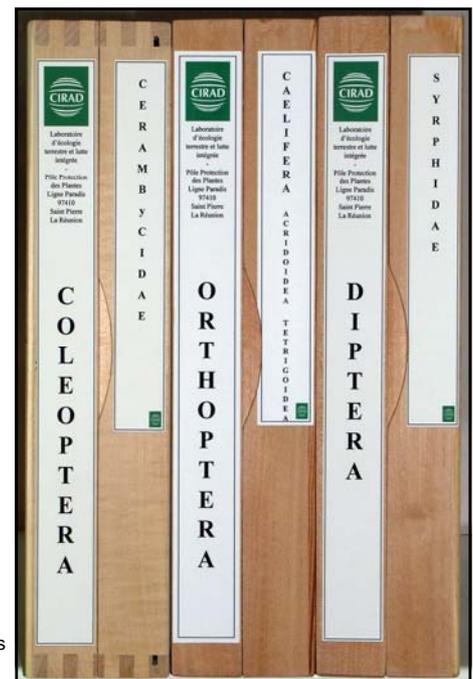


64. Positionnement des épingles sur le thorax pour maintenir des insectes volumineux (A. FRANCK)

Les boîtes de collection sont rangées verticalement sur des étagères (*Photo 65*) ou dans une armoire. Cette méthode permet une manipulation plus facile des collections. Un repérage aisé et un rangement ordonné nécessite d'étiqueter les boîtes. On colle deux grandes étiquettes sur toute la surface du fond et du couvercle du petit coté. L'étiquette du fond porte le nom du propriétaire et l'ordre de la série d'insectes. Sur l'autre étiquette, on peut inscrire la famille, les genres, etc. (*Photo 66*).



65. Rangement des cartons de collection sur étagère (A. FRANCK)



66. Positionnement des étiquettes de propriété, ordres, familles, etc. sur les cartons de collection (A. FRANCK)

Remarque : Pour ne pas altérer les couleurs des insectes, les cartons doivent être rangés à l'abri de la lumière et si possible dans une pièce déshumidifiée pour éviter les moisissures et le ramollissement des insectes " perte de l'étalage ".

8. L'entretien et la protection des collections

Il est absolument nécessaire de protéger la collection contre divers dangers qui peuvent la détruire. C'est le cas de la lumière, de l'humidité et des parasites animaux.

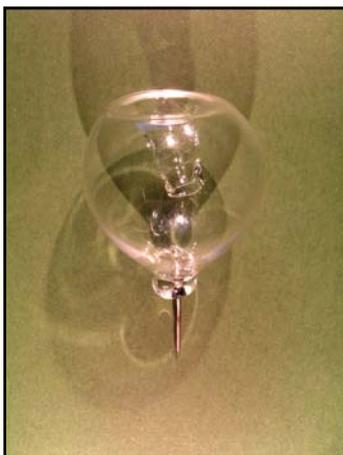
Le risque avec les insectes entreposés à une lumière trop violente, c'est de voir leurs couleurs s'altérer avec le temps, notamment pour les couleurs pigmentaires. Il suffit de les conserver dans une pièce sombre ou une armoire pour éliminer ce problème.

L'humidité est l'un des plus grands facteurs de destruction des collections en zones tropicales. Elle provoque l'invasion de celles-ci par des moisissures. Les insectes se recouvrent de mycélium qui est très difficile à éliminer par la suite, notamment sur les ailes des lépidoptères et sur les petits spécimens (Photo 67). Ces champignons attaquent et décomposent les matières organiques ce qui entraîne la destruction des spécimens. Les différentes parties de l'insecte se détachent les unes des autres. Les individus ne sont pas pour autant totalement perdus, mais cela demande du temps et du doigté pour leurs redonner leur aspect d'origine (voir chapitre : la réparation des insectes). Pour éliminer les moisissures sur les insectes, on utilise un pinceau fin humecté d'alcool à 70° (sauf pour les ailes des lépidoptères). Il est indispensable de travailler avec précaution pour ne pas casser les différents appendices.

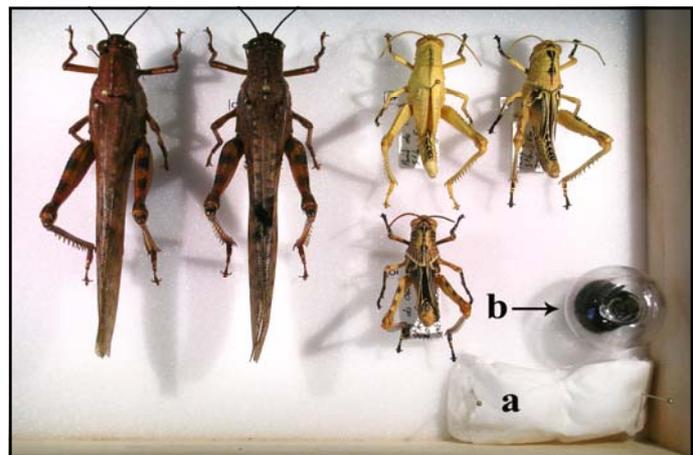


67. Insecte (coléoptère) recouvert de mycélium (A. FRANCK)

Pour remédier au problème des moisissures, il est conseillé de stocker les cartons dans une pièce sèche et fraîche. Un taux d'hygrométrie inférieur à 55 % d'hygrométrie préservera l'apparition des champignons. En pays tropicaux humide, il faut avoir recours à un déshumidificateur ou stocker les cartons dans une armoire chauffée par une ou plusieurs lampes ordinaires de 60 W (proportionnelle au volume). Pour éviter le retour des moisissures, on **utilisait** une solution de Créosote de hêtre. On dépose quelques gouttes à l'aide d'une seringue dans une fiole de Sauvinet (Photo 68 et 69), elle-même piquée dans un coin du carton. Ce produit est toxique, il est recommandé de refermer rapidement le carton à insectes et de ventiler la pièce de stockage.



68. Fiole de Sauvinet (A. FRANCK)



69. a. Boules de paradichlorobenzène emballées dans du papier cellulosé, b. fiole de Sauvinet avec créosote de hêtre (A. FRANCK)

Les insectes détritiphages sont aussi responsables de nombreux dégâts causés aux collections. Parmi les principaux ravageurs, on trouve les dermestes et les anthrènes (coléoptères) (Fig. 15 : a et b), des minuscules poux des livres (psocoptères) (Fig. 16), mais aussi des acariens du genre *Acarus*. Ces animaux se nourrissent d'insectes morts.



Fig. 15. a. Adulte d'anthrène ; b. larve (Guy COLAS)-(Guide de l'entomologiste)

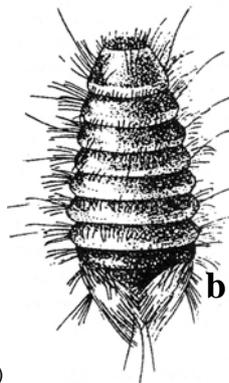
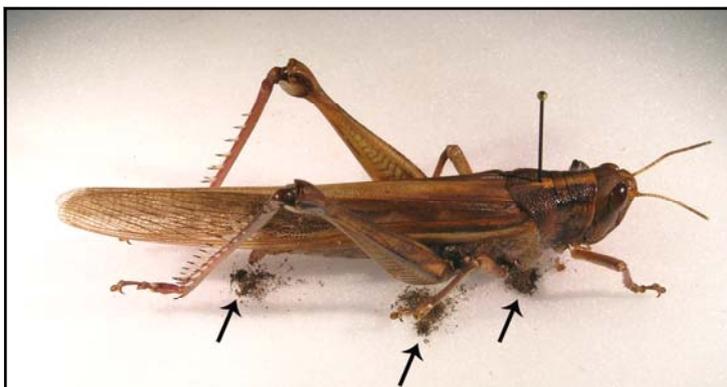


Fig. 16 psoque (Guy COLAS)-(Guide de l'entomologiste)

Les symptômes d'une attaque de ravageur se traduit par un petit amas de poussière accumulée sous les spécimens (Photo 72). En cas de forte attaque, cela peut entraîner la destruction totale des insectes en collection (Photo 73 et 74).

72. Amas de poussière indiquant une attaque de ravageurs (A. FRANCK)



73. Dégâts de psoques (A. FRANCK)

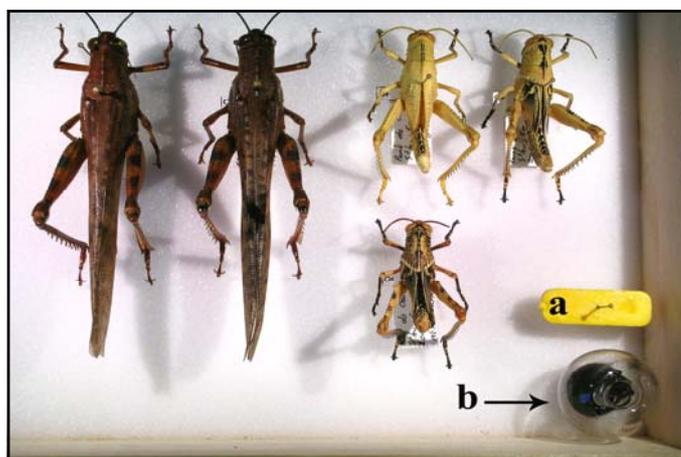


74. Destruction totale d'un lépidoptère par des anthrènes (A. FRANCK)

On peut diminuer le risque de voir apparaître les ravageurs comme les psoques et les acariens en réduisant l'hygrométrie du lieu de stockage de boîtes. Pour les anthrènes et les psoques, il faut avoir recours à l'utilisation de produits chimiques. Le premier réflexe à avoir en cas d'attaque c'est d'isoler le carton contaminé. Dans un second temps, on place celui-ci au congélateur de trois jours à une semaine.

Remarque : On a soin d'emballer le carton dans un sac plastique étanche avant de le placer dans le congélateur, ceci afin d'éviter que la condensation ne se fasse directement sur celui-ci à sa sortie.

Pour prévenir toute attaque de ces ravageurs, on **disposait** dans les boîtes de collections une à deux boules de paradichlorobenzène. Il faut prévoir le remplacement régulier de ce produit car il est assez volatile (environ tous les 6 mois). On **utilisait** aussi des petites plaquettes de dichlorvos pour le traitement des cartons (Photo 75). Ce produit est renouvelé environ tous les 3 à 4 mois.



75. a. Plaquette de dichlorvos, b. fiole de Sauvinet (A. FRANCK)

Remarque : Les boules de paradichlorobenzène doivent impérativement être déposées dans un récipient adéquat (Photo 76), ou bien emballé dans un morceau de papier cellulose qui est fixé sur le fond du carton à l'aide d'épingles (Photo 69). Ceci évite que ces même boules roulent dans les cartons et ne commettent des dégâts importants. En pays tropicaux, il faut aussi faire attention aux termites et aux fourmis qui peuvent causer de gros dégâts (destruction totale d'une collection en une nuit!). Si une boîte est attaquée, on procède comme précédemment. Il est parfois nécessaire de traiter la pièce de collection contre ces animaux à l'aide de produits adaptés (appâts empoisonnés pour les fourmis, traitement du sol, glu sur les pieds des étagères et des armoires).



76. Diffuseur de paradichlorobenzène (Entomophil)

Remarque : Les produits chimiques comme le créosote de hêtre, le dichlorvos et le paradichlorobenzène mentionnés dans le texte ont été les seuls produits utilisés contre les différents ravageurs des collections et ce, pendant de très nombreuses années (pourtant encore largement utilisé dans de nombreuses collections). Ces produits sont actuellement à proscrire car tous cancérigènes.

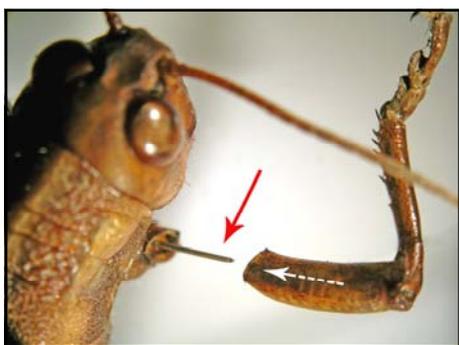
En remplacement des ces produits, il est conseillé d'utiliser un mélange d'huiles essentielles qui va surtout masquer les odeurs émises par les insectes desséchés et servir de répulsif. Voici une petite composition qui donne de bons résultats : essence de camphre, de lavande, de girofle, de thym et de cannelle. On prépare ce mélange en proportion égale avec les différentes huiles. On dépose ensuite quelques gouttes à l'aide d'une seringue dans une fiole de Sauvinet (*Photos 68 et 69*), elle-même piquée dans un coin du carton. Il faut renouveler le mélange dès que les essences se sont évaporées.

Pour résumer, la meilleure façon de protéger les collections, c'est de vérifier régulièrement l'état des spécimens. Une inspection visuelle à intervalles réguliers préserve efficacement celle-ci (vérifier chaque semaine une partie de la collection).

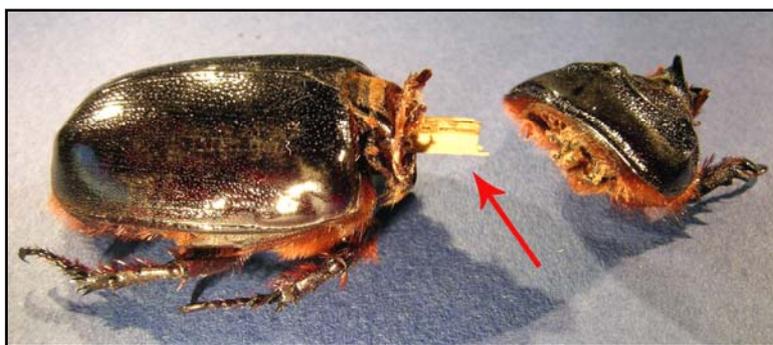
9 La réparation des insectes

Il arrive parfois qu'au cours d'une manipulation, un transport où à la suite d'une attaque de parasites qu'une patte, une antenne ou une partie de l'insecte se détache. Cela n'est généralement pas irréparable. Pour les réparations, on utilise de la colle à bois, de la Séccotine ou plus simplement du vernis à ongle transparent. Prendre à l'aide d'une aiguille emmanchée ou d'une allumette taillée en pointe un peu de colle que l'on dépose sur la partie qui doit recevoir l'appendice cassé ou déboîté. On amène ensuite cet appendice contre la colle en la soutenant avec une ou plusieurs épingles. Laisser sécher plusieurs heures et remettre rapidement l'insecte dans le carton de collection.

Remarque : On peut solidifier la réparation en insérant une petite broche entre les parties à recoller. Pour les petits appendices, on utilise un morceau de minutie ou d'épingle entomologique de taille appropriée (*Photo 77*) et, pour des parties plus volumineuses (thorax-abdomen) un morceau d'allumette convient (*Photo 78*).



77. Réparation d'une patte d'orthoptère à l'aide d'une broche (A. FRANCK)



78. Réparation d'un coléoptère (thorax-abdomen) à l'aide d'un morceau d'allumette (A. FRANCK)

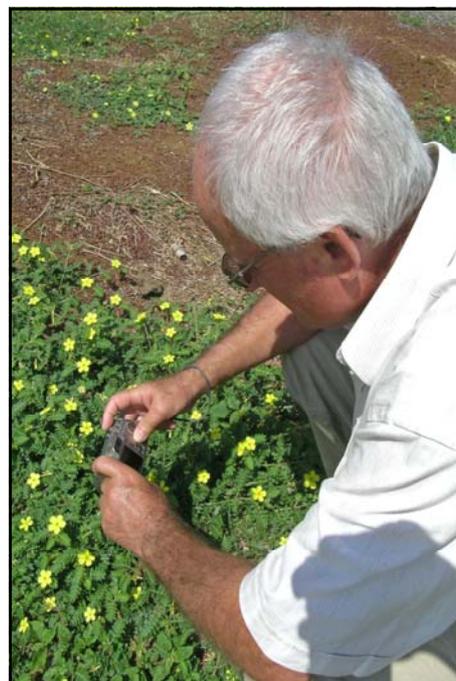
IX. Comment photographier les insectes ?

Il peut être intéressant de compléter les informations de terrain par quelques photos (documents de référence visuels) des insectes et/ou des symptômes. Pour cela, il suffit de disposer d'un petit appareil numérique. Il existe sur le marché actuel de nombreux modèles bon marché et de qualité, offrant de nombreuses fonctions et notamment le système de vue rapprochée (fonction macro, la petite fleur verte en pictogramme sur le boîtier). Ces appareils de petite taille et légers sont pratiques sur le terrain. Attention toutefois aux chocs, à la poussière et aux expositions trop longues au soleil (ce ne sont pas des appareils tous temps). Le standard actuel de 10 méga pixels est amplement suffisant pour réaliser de bonnes photos.

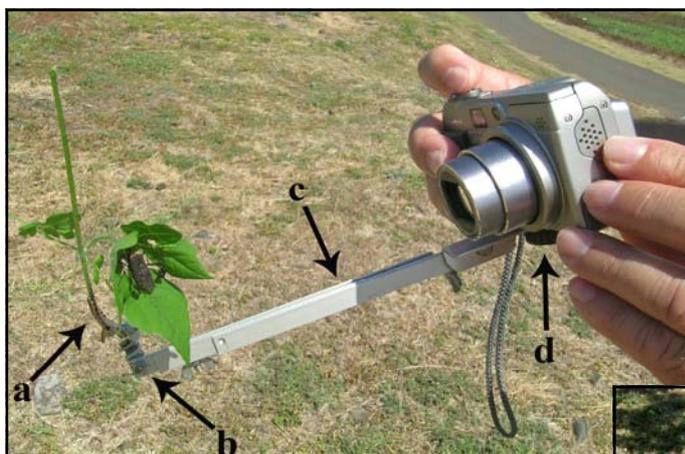
Les petits appareils numériques ont cependant quelques inconvénients. Ils ont des objectifs peu lumineux, une mauvaise qualité des images en faible lumière, des ouvertures de diaphragme qui limitent la profondeur de champ et un problème de parallaxe entre le viseur optique et l'objectif en position macro (utiliser l'écran pour la prise de vue rapprochée). Il faut éviter d'utiliser le flash pour la macrophotographie car beaucoup trop puissant (trop proche du sujet) et décentré de l'axe optique. La majorité des photos (vues générales des symptômes de dégâts) peuvent être réalisées à main levée (Photo 79). Cependant quelques bricolages d'adaptation sont nécessaires pour réaliser dans de bonnes conditions la macrophotographie d'insectes.

La fabrication d'un petit bras articulé solidaire de l'appareil, réalisable par tout bon bricoleur s'avère bien utile (Photo 80 et 81). Ce bras a pour avantage de supprimer le risque de mouvement durant la prise de vue et permet d'utiliser la lumière naturelle. L'absence du risque de bouger autorise les poses longues sans recourir à un éclairage complémentaire. Par contre, Il faut rechercher la meilleure orientation, afin de réaliser une photo sans ombre.

Si certains insectes se laissent facilement photographier (pucerons, cochenilles), il sera parfois nécessaire de ramener les autres (diptères, punaises, névroptères, etc.) au laboratoire puis les refroidir légèrement au congélateur avant de pouvoir les photographier.



79. Prise de vue à main levée (A. FRANCK)



80. Système articulé pour la prise de vue macro; a. pince pour le maintien de l'échantillon; b. rotule; c. bras télescopique; d. vis de fixation bras-appareil photo (A. FRANCK)

Pour les prises de vues des sujets très petits comme des acariens, des œufs ou des structures d'insectes, il faut avoir recours à des techniques plus complexes souvent hors de portée de l'amateur : loupe binoculaire, objectifs microphotographiques ou encore microscopie électronique à balayage. Ces techniques ne sont pas développées dans ce document.



81. Système articulé pour la prise de vue macro; la visée est faite sur l'écran (attention: il peut y avoir des problèmes pour voir l'image sur l'écran si celui-ci est en pleine lumière, mettre la main en pare-soleil (A. FRANCK)

IX. Classification des insectes avec mention des ordres nuisibles aux végétaux cultivés et ceux auxiliaires de l'agriculture (Gérard DELVARE – CIRAD – Montpellier)

ORDRES	NUISIBLES AUX VEGETAUX	AUXILIAIRES DE L'AGRICULTURE
Ephemeroptera (éphémères)		
Odonoptera (libellules)		
Plecoptera (perles)		
Orthoptera (sauterelles; grillons; criquets)	X	
Phasmoptera (phasmes)		
Dermaptera (forficules ou perce-oreilles)	X	
Embioptera (embiidés)		
Blattoptera (blattes)		
Mantoptera (mantes)		
Isoptera (termites)	X	
Psocoptera (psoques)	X*	
Hemiptera (punaises; cicadelles)	X	X
Hemiptera (puccerons; cochenilles; aleurodes)	X	
Thysanoptera (thrips)	X	X*
Megaloptera		
Raphidioptera		
Diptera (mouches; moustiques)	X	X
Neuroptera (chrysopes; hémérobés)		X
Coleoptera (scarabées)	X	X
Strepsitera		X
Mecoptera (panorpes)		
Siphonaptera (puces)		
Trichoptera (phryganes)		
Lepidoptera (papillons)	X	X*
Hymenoptera (abeilles; guêpes; fourmis)	X*	X

(*) Concerne peu d'espèces

X. Fournisseurs de matériel entomologique, instruments et produits chimiques

(Gérard DELVARE – CIRAD – Montpellier)

Avertissement

1 - La présente liste n'a absolument aucun caractère publicitaire. Elle n'a été dressée qu'à titre indicatif. *Nous déclinons toute responsabilité* en cas d'omission ou d'erreur de notre part comme en cas de déception ou d'accidents éventuels.

2 - La plupart de ces fournisseurs ont un site internet. De plus, ils envoient un *catalogue* sur simple demande : se renseigner.

1. Fournisseurs en France

AGEI

Lampes U.V et ballasts

Tout matériel électrique

ZAC St Antoine (Lot N° 35).

34130 St Aunès

Tél. : 04 67 70 04 44

Fax : 04 67 70 95 70

Montpellier :

Tél. : 04 99 13 36 36 (Didier Teissier)

ATELIER "LA TROUVAILLE"

Loupes binoculaires

(excellent rapport qualité/prix)

4, rue Lt-CI Broche B.P. 48

30210 Remoulins

Tél. : 04 66 37 07 65

Fax : 04 66 37 40 69

BAECKEROOT LABO

Produits chimiques

Z.A. Jacou

34170 Castelnau-le-lez

Tél. : 04 67 59 43 34

BOUBÉE N.

Matériel divers

Sciences, Art et Nature

87, rue Monge

75005 Paris

Tél. : 01 47 07 53 70

CAUBÈRE (Ets)

Boîtes en plastique

Z.I. Rue de la Gare

77390 Yèbles

Tél. : 01 64 42 57 77

Fax : 01 64 42 57 71

DEYROLLE (Ets)

Matériel divers

46, rue du Bac

75007 Paris

Tél. : 01 42 22 30 07

ELKA

Cartons à insectes

163, rue des Pyrénées

75020 Paris

Tél. : 01 43 71 01 54

EMP

Matériel divers

(Département Entomologie)

9, rue d'Estiennes d'Orves

76620 Le Havre

Tél. : 02 35 54 50 00

ENTOMON COLLECTIONS

Matériel divers

43, rue Charles de Gaulle

49440 Candé

ENTOMO-PHIL

Matériel divers (épingles, etc...)

La Croix Bertin Dompierre du Chemin

B.P. 1

35210 Châtillon en Vendelais

Tél. : 02 99 97 92 56

Fax : 02 99 97 90 53

ENTOMOTECHNA

Matériel entomologique

Tartaud,

86390 Lathus

Tél./fax: 01 30 64 95 89

FINOSKI

Matériel pour l'apiculture

34, avenue de Montpellier

34160 Castries

Tél. : 04 67 70 08 54

Loïc GAGNIÉ

Cartons à insectes

Rue du Moulin

49380 Thouarcé

Tél. : 02 41 54 02 40

K.u.K. GbR INTERNATIONAL

Matériel entomologique

Henri ROHRBACHER

30, rue du jeu des enfants

67490 Dettwiller

Tél. : 03 88 91 42 30

LABOVER*Matériel divers de laboratoire**Loupes binoculaires*

Parc Euromédecine 20, rue Robert Koch

34193 Montpellier Cedex 5

Tél. : 04 67 10 59 00

Fax : 04 67 10 91 33

LAVERDURE & FILS*Colle de Poisson au Kg (remplace la Seccotine)*

58, rue Traversière

75012 Paris

Tél. : 01 43 43 38 85

Fax : 01 43 46 12 26

LECOMTE Christiane*Matériel entomologique*

Poulecane

03220 Saint Léon

Tél. : 04 70 42 18 00

LEGALLAIS (Société Nouvelle)*Matériel divers*

8, Pôle d'Activité Ste Julie

Route de Mende

34980 Montferrier sur Lez

Tél. : 04 67 59 93 00

Fax : 04 67 59 93 01

LEICA (agence de Lyon)*Loupes binoculaire de haute qualité*

4, rue Colonel Chambonnet

69500 Bron

Tél. : 04 78 26 08 76

Fax : 04 72 37 86 82

MARCORELLES (Ets)*Tubes en plastique*

53 rue du Pasteur Jean Cadier

ZI Tournezy 34

34000 Montpellier

Tél. : 04 67 27 21 98

MARTINEZ Frères*Nettoyage des instruments optiques*

La Provence Zone artisanale

rue des artisans BP 89

34280 La Grande Motte

Tél. : 04 67 56 52 43

OSI*Tubes de verre à fond plat et bouchon**vissant en bakélite avec joint étanche*

Fischer Scientific

BP 02

78996 Elancourt Cedex

Tél. : 01 30 13 24 00

Ets PLANTIN*Panneaux jaunes**Bombe aérosol de glu, par 6*

84350 Courthezon

Tél. : 04 90 70 20 03

PYRAMIDE*Cartons à insectes*

Jean-Pierre Henry - Fabricant

Larché

F- 31560 GIBEL

Tél. : 05.61.08.89.29

Fax : 05.61.08.89.30

SCIENCES ET NATURE*Matériel divers*

7, rue des Epinettes

75017 Paris

Tél. : 01 42 26 43 76

SARSTEDT*Petits tubes réf : 72.694 (par 500)**et grands tubes réf : 60.542.007*

5, rue Guy Moquet

91852 Orsay Cedex

SILEX*Matériel divers (entomologie)*

27, Bd. Villebois-Mareuil

35 000 Rennes

Tél. : 02 99 51 37 31

2. Fournisseurs à l'étranger

BIOFORM- Handelsgesellschaft

Matériel divers, pinces, etc.

Meiser GmbH & Co. Bittlmairstrasse 4
8070 Ingolstadt (Allemagne)
Tél. : 0841. 75. 583 Fax : 0841.70.11.78

BIOQUIP Products

Matériel et livres entomologiques

17803 LaSalle Avenue
GARDENA, CA 90248-3602 USA
Tél. : (310) 324.06.20
Fax : (310) 324.79.31
Email = bioquip@aol.com

FIEBIG-LEHRMITTEL (Naturalienkabinett)

Matériel et livres entomologiques

Langenscheidtstraße 10
10827 Berlin Allemagne
Tél. : (030) 784.12.23
Fax : (030) 782.10.49

MARRIS HOUSE NETS

Pièges Malaise, filets, etc...

54 Richmond Park Avenue
Bournemouth BH8 9DR (Grande Bretagne)
Tél. : (0202) 51 52 38

SLS

Scientific Laboratory Supplies Ltd

*Lamelles (Cover slips) 6 mm
(MIC 2288 H)*

Orchard House, The Square
Hessle, Hull, E. Yorkshire
HU 13 ORE (Grande-Bretagne)
Tél. : 44 1482 64 96 65
Fax : 44 1482 64 96 67

TEMMEN GmbH

Pièges jaunes à glu, par boîtes de 7

Ankerstraße 74 (Gelbtafeln 7 Stück)
D - 65795 Hattersheim (Allemagne)
Tél. : 00 49 (61 45) 99 19 0
Fax : 00 49 (61 45) 99 19 19

TISCHELEREI Dieter Schunke

Matériel divers pour collection

Teichgasse 158
06542 Wolferstedt Allemagne
Tél. : 03 46 52 612
Fax. : 03 46 52 618

3. Librairies spécialisées

ANTIQUARIAAT JUNK

Van Eeghenstraat 129
1017 GA Amsterdam (Hollande)

Dr W-BACKHUYS

P.O. Box 321
2300 AH Leiden (Hollande)
Tél. : 31 71 51 70 208
Fax : 31 71 51 71 856
Email : backhuys@euronet.nl
<http://www.euronet.nl/users/backhuys>

***Françoise BARON**

Livres anciens
F - 89130 Villiers-Saint-Benoît
Tél. : 03 86 45 47 02

Société Nouvelle des ÉDITIONS N. BOUBÉE

9, rue de Savoie F - 75006 Paris (France)
Tél. : 01 46 33 00 30

***E.J. BRILL**

P.O.B. 9000 2300 PA Leiden (Hollande)

C.A.B. International

Wallingford
Oxon OX10 & DE (Grande-Bretagne)

***E.W.CLASSEY Ltd**

Oxford house, Marlborough Street, Faringdon, Oxfordshire
SN7 7JP (Angleterre)
E.mail : bugbooks@classey.demon.co.uk
www.abebooks.com/home/bugbooks

IAN JOHNSON (Pemberley) Natural History Books

18 Bathurst Walk, Iver, Bucks, SLO 9 AZ, U.K.
Tel : 44 (0) 17 53 631 114
Fax : 44 (0) 17 53 631 115
Email : ij@pembooks.demon
Website : www.pembooks.demon.co.uk

Dr. W. JUNK B.V., Publishers

P.O. Boss 13713
2501 ES The Hague (Pays-Bas)

LIBRAIRIE LAVOISIER

11, rue Lavoisier
F - 75384 Paris Cedex 08 (France)
Tél. : 01 42 65 39 95

ÉDITIONS DU MUSEUM (Delphine Henri)

38, rue Geoffroy-Saint-Hilaire
F - 75005 Paris (France)
Tél. : 01 40 79 37 00

LIBRAIRIE DU MUSEUM

Maison de Buffon
36, rue Geoffroy-Saint-Hilaire
F - 75005 Paris (France)
Tél. : 04 43 36 30 24

NATURAL HISTORY MUSEUM

Publications Sales
Freeport
London SW7 5 BR (Grande-Bretagne)

NHBS

2-3 Wills Road, Totnes, Devon TQ9 5XN, U.K.
Tél : 44 (0) 18 03 865 913
Fax : 44 (0) 18 03 865 280
Email : orders@nhbs.co.uk
Website : <http://www.nhbs.com>

NORTH AMERICA

845 North Park Avenue
Tucson, Arizona 8571 (USA)
Tél. : (00) 800/528-4841 (Toll-Free)
602-621-7897

ROUSSEAU-GIRARD

2ter, rue Dupin
F - 75006 Paris (France)
Tél. : 01 45 48 31 37

SCIENCES NAT

F - 60280 Venette (France)
Tél. : 03 44 83 31 10
Fax : 03 44 83 41 01

TECHNISCIENCES

Librairie Internationale
103, rue Lafayette
75010 Paris (France)
Tél. : 01 42 85 50 44

CH. De WINGAERT

Rue R. Vandeveldelde,
127 A.B. 1030
Bruxelles (Belgique)
Tél. : (00) 02 242 80 76

XII. Compléments d'informations (Gérard DELVARE – CIRAD – Montpellier)

1. Les dix recommandations à suivre pour identifier un insecte ou un acarien

- 1.** Consultez la littérature la plus récente et la plus spécialisée possible. Cela nécessite au préalable une recherche bibliographique.
- 2.** Ayez une bonne connaissance de la morphologie (et parfois de la biologie) du groupe (ordre, famille, genre) concerné. Sachez bien interpréter les caractères.
- 3.** Aidez-vous si possible d'une collection de référence.
- 4.** Ayez un matériel optique adapté et sachez l'utiliser.
- 5.** Ayez du matériel biologique en bon état de conservation. Ayez des préparations correctes, voire parfaites.
- 6.** Observez, si possible, plusieurs individus d'une même espèce.
- 7.** Comparez des organes homologues. Distinguer les stades, les castes, les sexes ...
- 8.** Tenez compte des données biologiques et biogéographiques.
- 9.** N'hésitez pas à faire appel à une personne plus compétente que vous, en cas de doute, même léger.
- 10.** N'identifiez pas un insecte ou un acarien dans la précipitation.

2. L'écriture des noms d'espèce

- *Musca* (groupe genre)
 - *domestica* (groupe espèce)
 - Linnaeus, 1758 (auteur, descripteur, découvreur, inventeur, année de la description)

- Les noms de genres et d'espèces doivent être écrits en italique, les noms des auteurs en romain.
- Seuls les noms de Linnaeus (ou Linné) et Fabricius peuvent être abrégés, respectivement par les lettres L. et F.
- La date de la description est facultative elle dépend en fait de la teneur du document où elle paraît.

3. Usage des parenthèses dans les noms d'espèces

Nota : *Les combinaisons inchangées ne portent pas de parenthèses.*

Si un nom du groupe espèce est combiné avec un autre nom du groupe genre (nom générique) que le nom original, le nom de l'auteur du groupe espèce, s'il est cité, est placé entre parenthèses.

Exemples :

- *Oscinis trifolii* Burgess, 1880, après son transfert dans le genre *Liriomyza* doit être cité comme *Liriomyza trifolii* (Burgess, 1880).
- *Agromyza maculosa* Malloch, 1913, après son transfert dans le genre *Amauromyza* doit être cité comme *Amauromyza maculosa* (Malloch, 1913) puis après son nouveau transfert dans le genre *Nemorimyza* il doit être cité comme *Nemorimyza maculosa* (Malloch, 1913).

4. Les terminaisons

Exemples :

Ordre : Diptera
Sous-ordre : Cyclorrhapha, Schizophora
Super-famille : Muscoidea
Famille : Muscidae
Sous-famille : Muscinae
Tribu : Muscini
Genre : *Musca* Linnaeus, 1758
Sous-genre : *Musca*
Espèce : *domestica* Linnaeus, 1758

XII. Références bibliographiques

BOURBONNAIS G.

Directives pour la collection d'insectes et d'arthropodes. Cégep de Saint-Foy, Québec. 18 pages

CHINERY M.

Insectes de France et d'Europe Occidentale. Ed Flammarion. 320 pages

COCQUEMPOT C., CŒUR D'ACIER A., DELVARE G., GERMAIN J.F., MARTINEZ M., NUSILLARD B., PIERRE E., REYNAUD P., 2001

Les insectes d'importance agronomique « Pratique de l'identification au laboratoire » ; Dossier de formation. AGRO, INRA, CIRAD, SPV Montpellier.

DELVARE G., ABERLENC H.P., 1989

Les insectes d'Afrique et d'Amérique tropicale; Clés pour la reconnaissance des familles. Ed. PRIFAS-CIRAD. 304 pages

KREITER S., TIXIER M.S., AUGER P., 1999

Les acariens des plantes cultivées; Dossier de formation continue. AGRO et INRA Montpellier. 163 pages

KREITER S., 2002

Les acariens, ravageurs et auxiliaires des plantes. Dossier (Module n° 1: Biologie, symptomatologie et diagnostic des bioagresseurs. AGRO Montpellier. 69 pages

LIMOGES R.

Méthodes de captures 1 ; méthodes de captures 2 ; collection et conservation ; montage et étiquetage. Insectarium de Montréal.

QUILICI S., VINCENOT D., FRANCK A., 2003

Les auxiliaires des cultures fruitières. Ed CIRAD. 168 pages



**Centre de Coopération
Internationale en
Recherche Agronomique
pour le Développement**
Pôle de Protection des Plantes
Laboratoire d'Ecologie Terrestre
et de Lutte Intégrée
7, chemin de l'IRAT
Ligne Paradis
97410 Saint-Pierre
Ile de la Réunion

Université de la Réunion
15 avenue René Cassin
BP 7151
97715 Saint Denis Messag
Cedex 9

