

INSTITUT FRANÇAIS DE RECHERCHE SCIENTIFIQUE POUR LE DEVELOPPEMENT
EN COOPERATION



Biologie et écologie
d'Hylesia metabus
Agent de la papillonite
en Guyane française

Mise en place d'une structure
de lutte intégrée

par
J.M. VASSAL

Compte Rendu des travaux
entrepris dans le cadre de
l'opération "PAPILLONITE"
1985-1987



Centre ORSTOM De Cayerine
Laboratoire d'Entomologie

ORSTOM



OCTOBRE 1987

INSTITUT FRANCAIS DE RECHERCHE SCIENTIFIQUE POUR LE
DEVELOPPEMENT EN COOPERATION (ORSTOM)

Laboratoire d'Entomologie

Centre ORSTOM de CAYENNE 97323 Cayenne Cédex

VASSAL Jean-Michel

ETUDE DE LA BIOLOGIE, DE L'ECOLOGIE ET DE LA PATHOLOGIE
D'*Hylesia metabus* (Cramer, 1775) (Lep. ATTACIDAE),
AGENT DE LA PAPILLONITE EN GUYANE FRANCAISE, ET MISE AU
POINT D'UNE STRUCTURE DE LUTTE INTEGREE.

Compte rendu de fin d'étude d'une recherche financée par:
le Conseil Général et le Conseil Régional de la Guyane française
la municipalité de Kourou
le Centre Spatial Guyanais
&
le Ministère de la Recherche et de l'Enseignement Supérieur
et l'ORSTOM.

OCTOBRE 1987

RESUME SIGNALETIQUE

La biologie et l'écologie d'*Hylesia metabus*, agent de la papillonite en Guyane française sont étudiées, afin de définir les modalités et le déterminisme des fluctuations importantes dont sont sujettes les populations de ce lépidoptère.

L'étude de la pathologie d'*H. metabus* a permis de caractériser les deux principaux agents pathogènes responsables d'importantes épizooties au sein des populations larvaires. Il s'agit d'un Baculovirus et d'un *Bacillus thuringiensis* serotype H14, var *israelensis*.

Des essais en laboratoire et par épandages aériens sur le terrain sont réalisés avec *B. thuringiensis*, afin de vérifier l'efficacité de différentes souches.

Les résultats positifs obtenus pendant ces essais nous permettent de définir un système de lutte intégrée, basé sur la lutte anti-larvaire par épandages aériens de *B. thuringiensis*, et comprenant un dispositif d'avertissement avec un suivi des populations larvaires et imaginaires, ainsi qu'une méthode de lutte anti-imaginale à l'aide de pièges lumineux.

Mots-clefs:

Lépidoptères venimeux	Viroses
Attacidae	Baculovirose
<i>Hylesia metabus</i>	Bactériose
Papillonite	<i>Bacillus thuringiensis</i>
Dermatose	serotype H14
Guyane française	serotype H3a3b
Ecologie	Lutte intégrée
Biologie	Lutte anti-imaginale
Pathologie	Lutte anti-larvaire
Epizooties	Épandages aériens
Dynamique des populations	Avertissement
lépidoptérisme	Érucisme

"si vermis hic cutem humanam
attингat, urit instar ignis ... cutique
degлubendae et vesicis excitandis (vim)
aptam"

(Mercgrave et Piso, *Historia Naturalis Brasiliæ*, 1648)

AVANT - PROPOS

Ce travail est le fruit de deux années et demi de recherches dans le Laboratoire d'Entomologie Agricole du Centre ORSTOM de Cayenne.

Sa réalisation n'a été possible qu'à la suite d'une mobilisation générale du Conseil Général et du Conseil Régional de la Guyane, de la municipalité de Kourou, du Ministère de la Recherche et de la Technologie, du Centre National d'Etudes Spatiales, du Centre Spatial Guyanais et de l'ORSTOM.

C'est la contribution de chacun d'eux, aussi bien financière que logistique qui m'a permis de travailler dans de très bonnes conditions et de mener à bien cette étude.

Ces aides formant un tout, ce rapport est non seulement destiné au Ministère de la Recherche et de la Technologie qui nous a fait bénéficier d'une aide Cordet, mais aussi à tous les autres participants et en particulier au Conseil Général de la Guyane dont la subvention importante a permis la réalisation d'une grande partie de ce travail.

C'est avec plaisir que je remercie Monsieur P. MONSARRAT, Directeur de recherches à l'ORSTOM. D'une part il est à l'origine de mon arrivée en Guyane, et d'autre part, il a compris le premier l'importance des agents pathogènes dans la régulation des populations larvaires d'*H. metabus*. Sa grande compétence dans le domaine de la pathologie des insectes et ses conseils m'ont beaucoup aidé dans l'étude de ce Lépidoptère.

Je tiens également à exprimer ma reconnaissance à Monsieur J-F. SILVAIN, Chargé de recherches au Centre ORSTOM de Cayenne, responsable du Laboratoire d'Entomologie agricole, et auteur du programme de recherches. Je le remercie vivement pour l'accueil qu'il m'a réservé à Cayenne ainsi que pour l'aide qu'il m'a apportée dans la réalisation de mon travail et la disponibilité dont il a toujours su faire preuve à mon égard.

J' ai aussi une particulière reconnaissance envers G. TAVAKILIAN, Chargé de recherches au Centre ORSTOM de Cayenne, entomologiste spécialiste des Cérambycidae de Guyane Française, pour m'avoir fait profiter de sa grande connaissance du terrain et de la systématique des insectes, et m'avoir initié aux plaisirs de l'entomologie.

Que Messieurs J. TISSANDIER et J. MICHOTTE qui se sont succédés à la direction du Centre ORSTOM de Cayenne soient assurés de ma reconnaissance pour leur accueil et leur aide importante dans les démarches administratives. Ils ont toujours appuyé et soutenu fermement le programme de recherches, et ont joué un rôle essentiel dans l'obtention des différentes subventions.

Mes remerciements vont également au Centre National d'Etudes Spatiales qui a permis mon séjour de V.A.T., et à Messieurs Y. DEJEAN et C. MOUTTON du Centre Spatial Guyanais. Ils m'ont fourni une aide logistique importante, en particulier au niveau des épandages aériens, et m'ont fait bénéficier de leur grande connaissance du terrain et du problème "Hylesia".

J'adresse mes vifs remerciements à Monsieur C. LEMAIRE, pour m'avoir fait bénéficier de sa compétence dans la systématique du genre Hylesia et pour avoir accepté de déterminer tout le matériel que je lui ai fait parvenir.

Je tiens également à exprimer ma reconnaissance à Madame le Professeur H. de BARJAC de l'Institut Pasteur de Paris qui a identifié la souche bactérienne pathogène d'*H. metabus*.

Je ne saurais oublier de remercier tous mes collègues et amis de la Station de Pathologie comparée INRA/CNRS de St Christol-les-Alés où j'ai pu purifier et identifier le Baculovirus de la polyédrose nucléaire; et en particulier Roger FRUTOS pour la réalisation des clichés au microscope électronique à balayage.

Enfin, mes remerciements s'adressent également à tous mes amis du Laboratoire d'Entomologie et du Centre ORSTOM de Cayenne, avec une mention particulière pour C. MARSCHAL technicien du programme qui a supporté avec beaucoup de mérite "papillonite", moustiques, chasses de nuit ainsi que toutes les autres vicissitudes de ce travail.

SOMMAIRE

INTRODUCTION	1
<u>CHAPITRE I. LE PROGRAMME DE RECHERCHE.</u>	5
<u>CHAPITRE II. LES PROBLEMES LIES AUX LEPIDOPTERES VENIMEUX .</u>	7
<u>A. INTRODUCTION</u>	7
<u>B. LES LEPIDOPTERES CRYPTOTOXIQUES ENDOGENES</u>	8
<u>C. LES LEPIDOPTERES PHANEROTOXIQUES EXOGENES</u>	11
<u>Introduction</u>	11
<u>1. L'erucisme</u>	12
<u> 1.a. Description</u>	12
<u> 1.b. Taxonomie des chenilles urticantes</u>	14
<u> 1.c. Les différents types d'appareils urticants</u>	19
<u> Introduction</u>	19
<u> *. Les appareils urticants de type primitif</u>	19
<u> *. Les appareils urticants de type évolué</u>	20
<u> 1.d. Epidémiologie, lutte et prévention</u>	22

2. Le lépidoptérisme	24
2.a. Description	24
2.b. Taxonomie des papillons urticants	26
2.c. Les différents types d'appareils urticants	28
2.d. Epidémiologie, lutte et prévention.	29
Conclusion	31
<u>CHAPITRE III. ETUDE FAUNISTIQUE ET SYSTEMATIQUE DU GENRE</u>	
<u>HYLESIA</u>	33
<u>A. GENERALITES</u>	33
<u>B. LE GENRE HYLESIA EN GUYANE FRANCAISE.</u>	35
<u>C. HYLESIA METABUS: TAXONOMIE ET DESCRIPTION</u>	38
1: Taxonomie	38
2: Description de l'imago	38
<u>2.a. Habitus femelle.</u>	38
<u>2.b. Habitus male.</u>	39
<u>CHAPITRE IV. ACTION URTICANTE D'<i>H. METABUS</i>.</u>	41
<u>A. APPAREIL URTICANT</u>	41
<u>B. ACTION URTICANTE</u>	42
<u>CONCLUSION</u>	44

<u>CHAPITRE V. BIOLOGIE ET ETHOLOGIE D'<i>H. MÉTABUS</i></u>	45
<u>A. RECHERCHES SUR LE CYCLE BIOLOGIQUE</u>	45
1. La ponte	46
1.a. <u>Localisation</u>	46
1.b. <u>Incubation</u>	46
1.c. <u>Eclosion</u>	47
2. Biologie larvaire	47
3. Nymphose	50
4. Biologie des adultes	51
4.a. <u>Moeurs</u>	51
4.b. <u>Sex-ratio</u>	52
4.c. <u>Accouplement</u>	53
4.d. <u>Ponte et nombre d'oeufs</u>	53
4.e. <u>Longévité</u>	54
<u>B. MISE AU POINT D'UN ELEVAGE AU LABORATOIRE</u>	55
1. Elevage expérimental	55
1.a. <u>Elevage sur milieu naturel</u>	55
1.b. <u>Elevage sur milieu artificiel</u>	59
2. Problèmes liés à la mise en place d'un élevage de masse	64
2.a. <u>Problèmes liés à la manipulation des adultes</u>	64
2.b. <u>Problèmes liés à l'état sanitaire des chenilles</u>	66
<u>Conclusion</u>	66

CHAPITRE VI. ECOLOGIE ET DYNAMIQUE DES POPULATIONS	69
INTRODUCTION	69
A. CARACTERISTIQUES GENERALES DE LA GUYANE FRANCAISE	70
B. LA MANGROVE A AVICENIA NITIDA (JACQ.)	72
C. ETUDE DE LA REPARTITION GEOGRAPHIQUE D'H. METABUS	74
1. Périodes de basse densité de population	75
2. Périodes de pullulation	75
Conclusion	77
D. SPECTRE DES PLANTES HOTES	77
E. ETUDE DES GRADATIONS CYCLIQUES	80
1. Historique des pullulations	80
2. Suivi de l'évolution saisonnière des populations	82
2.a. Rythme d'apparition des populations depuis 1968	
2.b. Durée des phases de pullulation	83
2.c. Analyse détaillée des pullulations de la période 1985-1987	83
2.d. Cas particulier de la mangrove de l'Est	85
3. Essai de corrélation avec les facteurs abiotiques de régulation des populations	86
2.a. L'envasement	86
2.b. La pluviométrie	89

3. Les facteurs biotiques de régulation	90
3.a. Inventaire des parasites	90
3.b. Inventaire des prédateurs	91
3.c. Les agents pathogènes	92
*. Virus	92
*. Bactéries	94
*. Champignons	95
<u>CONCLUSION.</u>	95
 CHAPITRE VII. PATHOLOGIE DES POPULATIONS LARVAIRES.	97
<u>INTRODUCTION</u>	97
<u>A. IMPACT NATUREL DE LA BACTERIOSE ET DE LA BACULOVIROSE</u>	98
1. En période de faible densité de population.	99
2. En période de pullulation	100
<u>B. ETUDE EXPERIMENTALE DE LA PATHOGENICITE DU BACULOVIRUS DE</u>	
<u>LA POLYEDROSE NUCLEAIRE ET DU BACILLUS THURINGIENSIS</u>	101
1. Conditions expérimentales	102
1.a. Conditions d'élevage	102
1.b. Obtention et titrage des solutions	102
*. Bactérie.	102
*. Virus	103
1.c. Technique d'infection.	103
2. Pathogénicité des corps d'inclusion du virus de la	
polyédrose.	104
3. Pathogénicité comparée de spores de <i>B. thuringiensis</i>	
sérototype H14 et H3a3b	106

C. ESSAI DE TRAITEMENTS AERIENS AVEC *B. THURINGIENSIS* H3a3b.

1. Protocole expérimental.	110
2. Résultats	112
3. Discussion et conclusion.	113

CHAPITRE VIII. MISE EN PLACE D'UNE STRUCTURE DE LUTTEINTEGREE 115A. MISE EN PLACE D'UN DISPOSITIF D'AVERTISSEMENT 116

Introduction.	116
1. Suivi des populations larvaires	116
2. Suivi des populations imaginaires	118
Discussion et conclusion	119

B. LUTTE ANTI-LARVAIRE 120

Introduction.	120
1. Lutte à grande échelle	121
2. Lutte localisée	122
Discussion et conclusion	123

<u>C. LUTTE ANTI-IMAGINALE</u>	123
Introduction	123
1. Lutte chimique	124
2. Lutte physique	124
Discussion et conclusion	125
 CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES	127
 BIBLIOGRAPHIE	131
 PLANCHES HORS TEXTE	147

INTRODUCTION

En 1912, les docteurs Henry et Devez signalent en Guyane Française une dermatite prurigineuse vraisemblablement causée par des "mauvais papillons" venant s'ébattre autour des lumières à la tombée de la nuit, (Boyé, 1932).

La relation entre cette affection et des pullulations de papillons du genre *Hylesia* a été montrée par Léger et Mouzels en 1918. Depuis cette première mention, de nombreux cas de "papillonite" ont été cités, consécutifs à d'importantes pullulations de cette espèce de papillon.

L'affection est causée par le contact de l'homme avec de petites "fléchettes" urticantes de 150 um de longueur portées uniquement par la femelle sur son abdomen et dont elle se sert pour recouvrir ses œufs.

En outre, ce phénomène de "papillonite" n'est pas propre à la Guyane Française, et de nombreuses autres espèces de Lépidoptères, à l'état larvaire ou imaginal, sont capables de causer des affections identiques à la dermatose prurigineuse induite par le contact avec les fléchettes urticantes d'*H. metabus*, lépidoptère Saturnidae.

Depuis la fin des années 1970, les pullulations d'*H. metabus*, qui se développent dans les zones de mangrove du littoral, n'ont cessé de se rapprocher (Planche VIII Fig. 24), et sont devenues une véritable nuisance pour la population guyanaise. D'autre part, les zones urbaines, concentrées sur le littoral, et en particulier l'agglomération de Kourou et le site de lancement des fusées Ariane, font actuellement l'objet d'un développement important, et constituent la nuit de véritables phares attirant les papillons se développant dans les zones de mangrove adjacentes.

L'utilisation massive d'insecticides chimiques pour réduire les populations larvaires était à proscrire dans ce cas, en raison de l'importance de la mangrove dans le maintien et le développement de la faune littorale, et surtout des populations de crabes et de crevettes. Ces animaux à sang froid étant très sensibles aux insecticides, en particulier aux pyréthrinoïdes de synthèse qui sont malheureusement les plus efficaces, seule la solution de la lutte biologique à l'aide d'agents pathogènes viraux ou bactériens pouvait être retenue.

En marge de la lutte biologique anti-larvaire, il fallait aussi mettre au point un système efficace de lutte contre les populations imaginaires, ainsi qu'un dispositif d'avertissement, afin de prévoir avec exactitude l'émergence des papillons ainsi que l'importance de leurs populations.

Un programme de recherches a donc été mis au point, visant à approfondir l'étude de la biologie, de l'écologie et de la pathologie d'*H. metabus* afin de détecter et étudier les différents facteurs participant à la régulation des populations larvaires de ce lépidoptère. Les résultats de ces travaux doivent nous permettre de mettre au point les différentes méthodes de lutte, et de les réunir dans un

système de lutte intégrée, englobant et coordonnant tous les moyens physiques, chimiques et biologiques utilisables pour lutter contre les différents stades de l'insecte.

Le financement de ce programme a été assuré en majeure partie par le Conseil Général et le Conseil Régional de la Guyane, le Ministère de la Recherche et de l'Industrie par l'intermédiaire d'une aide CORDET, la Mairie de Kourou et le Centre Spatial Guyanais. Le détail des différentes participations financières de chaque partie est donné en annexe.

Dans ce rapport de fin de programme, nous exposons les résultats obtenus au cours des travaux accomplis pendant cette étude, ainsi que les conclusions auxquelles nous sommes arrivés en ce qui concerne la lutte contre ce papillon.

A la suite d'un premier chapitre rappelant brièvement les modalités du programme de recherche, nous avons consacré un second chapitre à une étude des problèmes causés par les Lépidoptères venimeux. Une étude générale de ces problèmes, nous permettra de montrer l'importance d'*H. metabus* sur le plan médical, et de situer ce papillon dans le contexte général des lépidoptères venimeux qui sont relativement importants en Amérique du Sud.

Etant donné le désordre qui règne dans la systématique de ce genre, (Lamy et Lemaire, 1983), nous avons ensuite réalisé avec l'aide de Monsieur Lemaire, spécialiste des Attacidae américains une étude faunistique et systématique du genre *Hylesia* en Guyane Française. Cette étude est suivie au chapitre IV d'une description de l'appareil urticant et de l'action urticante d'*H. metabus*.

Le chapitre V est consacré à l'étude de la biologie et de l'éthologie de ce lépidoptère. Les modalités de la dynamique de ses populations et l'étude des facteurs participant à leur régulation sont exposées dans le chapitre suivant.

Enfin, la dernière partie de ce mémoire concerne l'essai de la mise en place d'un système de lutte intégrée, agissant à trois niveaux, premièrement la mise en place d'un dispositif d'avertissement, deuxièmement la lutte anti-larvaire et troisièmement la lutte anti-imaginale.

CHAPITRE I.

LE PROGRAMME DE RECHERCHES

Le programme de recherche a été établi par J.F.SILVAIN, Entomologiste au centre ORSTOM de Cayenne.

Il fait suite à un premier programme élaboré à la demande du Centre Spatial Guyanais après les pullulations de papillons observées en 1979, 80, 81 et 82, en particulier sur le site de Kourou.

La réalisation en avait été confiée à un Volontaire à l'Aide Technique (V.A.T.), Mr PATTEE, qui, étant arrivé en Guyane en période de très faible densité de populations, n'a pu réaliser qu'un nombre réduit d'observations.

Initialement prévu pour une période de trois ans, il a été révisé et ramené à une durée de deux ans en raison de contraintes financières. Ce sont ces mêmes contraintes qui ont conduit à nouveau à l'emploi d'un V.A.T., secondé par de la main d'œuvre temporaire à la place d'un chercheur confirmé et d'un technicien (scientifique).

Quatre points importants doivent y être abordés:

- Une étude faunistique et systématique du genre *Hylesia* en Guyane Française.

- Une étude de la biologie et de l'écologie d'
Hylesia metabus.

- La mise en place d'un système
d'avertissement.

- La lutte anti larvaire et anti imaginale.

Afin de mieux se renseigner sur les travaux déjà existants, et mieux cerner ce problème, il nous a semblé important de rajouter au programme initial une recherche systématique de toute la bibliographie concernant *H. metabus* et les Lépidoptères venimeux en général. Il était aussi important de savoir si ce phénomène était endémique ou non à la Guyane Française, et quelles étaient les solutions mises au point par les autres pays possédant des cas de "papillonite", pour lutter contre ce phénomène.

CHAPITRE II.

LES PROBLEMES LIES AUX LEPIDOPTERES VENIMEUX

INTRODUCTION

Les insectes, ainsi que de nombreux autres arthropodes, peuvent provoquer chez l'homme, par contact ou par piqûre, de nombreuses réactions aussi diverses qu'un petit désagrément, un choc anaphylactique, ou même la mort.

Leclerc (1977) divise les insectes venimeux en trois grands groupes: les insectes piqueurs, vésicants et urticants. C'est dans ces deux dernières catégories que les Lépidoptères occupent une très grande place en causant des affections se traduisant, la plupart du temps, par des irritations dermiques et des allergies respiratoires.

Delgado (1978) dégage deux grands groupes parmi les Lépidoptères anthropotoxiques: les Lépidoptères phanérotoxiques exogènes, et les Lépidoptères cryptotoxiques endogènes. Le premier de ces grands groupes comprend des papillons adultes et des formes larvaires responsables de deux types d'affections: les affections aussi bien locales que générales, causées par les adultes, que Pesce et Delgado (1971) nomment "Lépidoptérisme", et celles causées par les formes larvaires et appelées "Erucisme" (du latin eruca = chenille). Le deuxième groupe, celui des

Lépidoptères cryptotoxiques endogènes est formé par des espèces n'ayant pas d'appareil spécialisé de sécrétion de toxine, leur toxicité étant relative à leur physiologie, leur alimentation.

Nous nous proposons dans ce chapitre, après un bref aperçu sur les Lépidoptères cryptotoxiques, de présenter les principaux caractères des Lépidoptères phanérotoxiques auxquels appartient *H. metabus*, et qui forment le groupe le plus important. Nous mettrons en exergue les dommages qu'ils engendrent sur le plan médical, ainsi que les moyens actuellement disponibles au niveau de la prévention et de la lutte.

A. LES LEPIDOPTERES CRYPTOTOXIQUES ENDOGENES

En 1971, dans leur classification des Lépidoptères anthropotoxiques, Pesce et Delgado définissent les Lépidoptères cryptotoxiques endogènes comme des insectes n'ayant dans l'épiderme pas d'appareil différencié pour injecter des toxines, que ce soit directement ou indirectement, mais pouvant posséder des glandes capables de produire et sécréter ces substances qui agissent alors par contact direct, par émanations volatiles, ou sont activement projetées à certaine distance à l'aide d'un tube d'émission, comme chez les chenilles Notodontidae du genre *Macrurocampa* et *Schizura* (Packard, 1898).

Delgado Quiroz (1978) réduit ce groupe de Lépidoptères à ceux qui ne possèdent ni glandes sécrétrices de toxines, ni appareil urticant, ni tubes d'émission; leur toxicité interne étant alors due uniquement à leur physiologie interne, à leur alimentation, c'est-à-dire à leur capacité d'accumuler en se nourrissant des substances toxiques synthétisées par la plante hôte. Ce même auteur cite le cas de Pieridae ayant une hémolymphé毒ique, et causant des

inflammations peuvent entraîner la mort des bovins qui les mangent avec leur nourriture. Il nomme ce type d'intoxication alimentaire "gastroentérocolite érucique".

Wirtz (1984) a quant à lui, tendance à reprendre la définition de Pesce et Delgado (1971), en introduisant dans ce groupe tous les Lépidoptères qui ne sont pas capables d'injecter la toxine à l'intérieur de l'épiderme de manière offensive en utilisant des poils ou des épinettes urticantes.

Si l'on s'en tient à la définition littérale du terme "cryptotoxique endogène", qui implique que la toxicité de l'insecte est interne (endogène), et n'est pas décelable dans la morphologie de la chenille (cryptotoxique), il est évident que des Lépidoptères comme les espèces de Cossidae européennes *Cossus ligniperda* et *Cossus cossus*, et nord américaine *Prymonoxystus robiniae*, possédant une paire de tubes d'émission de la substance toxique sur le bord interne des mandibules, (Physalix, 1922; Chu, 1949), ne peuvent appartenir à ce groupe. Même si le tube d'émission est peu visible, et ne peut pas être comparé à une structure développée, il ne représente pas moins une ébauche primitive d'un appareil urticant, et en assume une des fonctions primordiales, celle de permettre à la toxine de sortir du corps de la chenille sans dommages pour celle-ci, et de devenir ainsi un moyen de défense actif.

De la même manière que Delgado Quiroz (1978), ce groupe sera donc considéré ici comme comprenant les Lépidoptères cryptotoxiques endogènes au sens strict, c'est-à-dire des Lépidoptères possédant une toxicité interne, de quelque origine qu'elle soit, mais n'ayant pas la possibilité d'exprimer cette toxicité à l'extérieur par l'intermédiaire d'un appareil différencié, d'un tube d'émission ou autre, mais uniquement lors de blessure ou d'ingestion.

C'est le cas chez la plupart des chenilles de la famille des Danaïdæ, qui se nourrissent sur des plantes vénéneuses et en accumulent la toxicité, rendant ainsi leur chair non commestible. Ainsi, *Danaus plexippus* (L. 1758) d'Amérique du Nord acquiert sa toxicité en se nourrissant sur des espèces d'Asclépiadaceæ, (*Asclepias* sp., *Calotropis* sp., *Araujia hortorum*), plantes à latex venimeux. Son hémolymphé, et surtout ses ailes contiennent des glycosides cardiaques ayant de fortes potentialités hémétiques (Parsons, 1965; Brower et Glazier 1975). La grande concentration de ces composés dans les ailes facilite sûrement le rejet de l'insecte après la prise par le prédateur.

Les papillons appartenant à la famille des Arctiidæ et des Zygenidæ sont eux aussi protégés des prédateurs par un corps non commestible ainsi que par le suintement au niveau des membranes intersegmentaires et des articulations de la cuticule, d'une hémolymphé toxique et fortement nauséabonde.

Les cryptotoxines sont souvent associées à une coloration très vive de leurs possesseurs. Cette coloration, appelée coloration aposématique, permet à l'insecte de présenter une image facilement reconnaissable à son prédateur potentiel (Rothschild et al., 1970).

Les adultes de la famille des Arctiidæ présentent ce type de coloration, très vive et très chaude. Il était donc possible qu'ils aient des propriétés non attractives permettant de se protéger des oiseaux par exemple. Bisset et al. (1960) confirment ce fait en rapportant l'isolation chez *Arctia caja* (L.) d'un ester de choline actif ressemblant au B,B-dimethyl-acrylylcholine, et trouvé en grande quantité dans les glandes prothoraciques. Cette substance, présente aussi dans les tissus de l'abdomen, est capable de causer la mort d'un cobaye en injection intraveineuse, par contraction des muscles lisses bronchiaux.

Un autre Arctiidae européen, *Callimorpha jacobaeae* L., possédant une palette de couleurs très vives, du noir brillant au rouge feu, est rejeté par un grand nombre de prédateurs. Sa larve, se développant sur le sénéçon (*Senecio vulgaris* L.) et l'herbe de St Jacques (*Senecio jacobaea* L.) est aussi rejetée par les prédateurs vertébrés. Aplin et al. (1968), analysant la substance repoussante émise par les adultes, la trouvèrent aussi dans tous les autres stades biologiques de l'insecte, et identifièrent des molécules correspondant à une variété d'alcaloïdes contenus dans les plantes hôtes, mais en concentration beaucoup plus faible que chez l'adulte. L'hémolymphe de l'adulte contient aussi une forte concentration d'histamine (700 ugr/gr). Dans ce cas, le rôle de ce composé, qui est fréquemment associé avec les poisons glandulaires des invertébrés, n'est pas encore déterminé (Southcott, 1978).

Jones et al. (1962) ont montré la présence d'acide hydrocyanique dans les broyats de tissus de papillons Zygaenidae du genre *Zygaena* et *Procris*, possédant aussi des couleurs aposématiques. Certaines de ces espèces se nourrissent sur les plantes contenant des glucosides cyanogéniques. Les adultes de ces lépidoptères, en plus de l'acide hydrocyanique, produisent un liquide très malodorant formant une mousse autour des pièces buccales.

B. LES LEPIDOPTERES PHANEROTOXIQUES EXOGENES

Introduction

Ce groupe forme de loin la partie la plus importante des Lépidoptères anthropotoxiques, et c'est à celui-là qu'appartiennent les chenilles et les adultes d'*H. metabus*. Là encore, les définitions des différentes subdivisions qui peuvent y être faites varient suivant les auteurs. Pesce et

Delgado (1971) et Delgado Quiroz (1978) considèrent deux parties, suivant le stade larvaire ou imaginal du Lépidoptère responsable de l'affection. Si l'affection est causée par une chenille, ils emploient le terme "érucisme", tandis que celui de "lépidoptérisme" sera utilisé quand il s'agira d'adultes.

Wirtz (1984) utilise le terme de "Lépidoptérisme" pour décrire tous les effets que peuvent avoir larves et adultes de Lépidoptères sur l'homme. Il inclue dans ce terme tous les problèmes associés à l'inhalation, l'ingestion, le contact dermique ou la pénétration tissulaire par des produits ou des structures de chaque stade du cycle biologique. Il cite cependant le terme comme pouvant être occasionnellement employé pour nommer les effets pathogènes des chenilles. Picarelli et Valle (1971), ainsi que Rotberg (1971) entendent par lépidoptérisme toutes les affections causées par les Lépidoptères quel que soit leur stade.

Pour dégager avec plus de précision les actions causées par les Lépidoptères adultes de celles des chenilles, nous utiliserons dans cet exposé la classification de Pesce et Delgado (1971) en traitant dans un premier temps les affections induites par les chenilles, c'est-à-dire l'érucisme. Nous aborderons ensuite le lépidoptérisme et le cas d'*H. metabus*.

1. L'érucisme

1.a. Description

L'érucisme est donc une intoxication résultant du contact de l'homme avec des chenilles ou des chrysalides de Lépidoptères appartenant selon Delgado Quiroz (1978) à une dizaine de familles. Cette intoxication affecte la plupart du temps l'épiderme, entraînant des réactions de type inflammatoire; elle peut aussi causer des symptômes beaucoup

plus généraux, de type histaminique ou hémorragique touchant dans de rares occasions le système nerveux (Delgado Quiroz, 1978).

Déjà, pendant le siècle dernier, les propriétés venimeuses et vénéneuses des chenilles de Lépidoptères ont fait l'objet de nombreuses études, (Will, 1848; Morren, 1848; Goosens, 1881, 1886; Kelle, 1883; Anderson, 1885; Laudon, 1891; Packard, 1894; Beille, 1896; Holmgren, 1895, 1896). Mais ces affections sont connues depuis fort longtemps, depuis que Pedanius Dioscoride, dans son ouvrage *Universa Medicina* au début de l'ère chrétienne, puis plus tard Pline l'Ancien dans *l'Histoire Naturelle* mentionnent les propriétés vésicantes de la chenille processionnaire du pin, *Thaumetopoea pityocampa* Schiff. Southcott (1978) cite aussi l'utilisation d'extraits de chenilles par les empoisonneurs de la Rome ancienne.

En Amérique du Sud aussi, les chenilles urticantes sont connues depuis toujours par les indiens qui les utilisaient pour des rites sexuels (Anchieta, 1560), d'où leur nom "Tatorana", dérivé du nom Tupy-Guarany "Tatáraná" (=comme le feu), (Rotberg, 1971).

Dans la première moitié du 20ème siècle, de nombreux auteurs ont décrit et cherché à expliquer les propriétés urticantes de diverses chenilles de Lépidoptères. Ainsi, Bordas (1902, 1903), étudia les glandes mandibulaires de chenilles urticantes, alors que Serre (1904) remarqua que la chrysalide peut garder les facultés urticantes de la larve.

Tysser (1907), Eltringham (1913), Kephart (1914), Hashimoto et Ogiwara (1922), Mills (1923), Gilmer (1924, 1925 et 1928), décrivirent les dermatites provoquées par les larves de la famille des Lymantriidae, et étudièrent la

nature des substances toxiques et l'appareil urticant des genres *Porthetria*, *Porthesia*, *Euproctis* et *Hemerocampa* en particulier.

Foot (1922) et Caffrey (1918) ont étudié respectivement les poils urticants du Saturnidae *Hemileuca olivieae* et du Megalopygidae *Megalopyge opercularis*.

Enfin, l'excellente monographie de Weidner (1936) passe en revue tous les travaux entrepris jusqu'à cette date sur les chenilles phanérotoxiques exogènes.

1.b. Taxonomie des chenilles urticantes

Le tableau suivant recense les cas de chenilles urticantes observées dans la bibliographie, et principalement dans les revues de Laudon (1891), Gilmer (1925), Weidner (1936), Pesce et Delgado (1971), Delgado-Quiroz (1978), Southcott (1978) et Wirtz (1984).

Les espèces citées dans ce tableau appartenant à 114 genres dans 14 familles, sont uniquement celles que nous avons trouvées dans la bibliographie, et cette liste, aussi complète soit elle, ne saurait répertorier toutes les larves urticantes de Lépidoptères. En effet, toutes les espèces connues appartenant à la famille des Megalopygidae sont urticantes, et, selon Maschwitz et Kloft (1971), ce caractère est sûrement général à la famille (200 espèces environ).

Il en est de même pour la famille des Limacodidae qui comprend environ 800 espèces, ainsi que pour toutes les chenilles processionnaires (Thaumetopoeidae) (250 espèces environ). Les chenilles de Lymantriidae examinées par

SUPERFAMILLE	FAMILLE	ESPECE	REGION	REF.
Bombycoidea	Saturniidae	<i>Antheraea spp.</i>	Aus	16
		<i>Attacus spp.</i>	Aus, Ori	16
		<i>Automeris spp.</i>	Néo, Néo	12 15 7
		<i>Coscinocera spp.</i>	Aus	16
		<i>Cricula spp.</i>	Néo	12 15 7
		<i>Dirphia spp.</i>	Néo	12 15 7
		<i>Eudia pavonia</i> L.	Pal	12 15 7
		<i>Hemileuca maia</i> Orury sp.	Néo	5
		<i>Hylesia spp.</i>	Néo	12 15 7
		<i>Pseudohazis spp.</i>	Néo	12 15 7
		<i>Samia spp.</i>	Néo	12 15 7
		<i>Saturnia pyri</i> Schiff	Pal	12 15 7
		<i>Arctacea cribaria</i> Lyung	Néo	15
		<i>Cosmotricha spp.</i>	Pal	15 11
		<i>Dendrolimus spp.</i>	Ori	16 11
		<i>Euglyphes ornata</i> Stoll	Néo	15 13
		<i>Gastropacha quercifolia</i> L.	Pal	15
		<i>Lasiocampa quercus</i> L.	Pal	15 11
Lasiocampidae	Lasiocampidae	<i>Hacromphalia lignosa</i> Wilk.	Néo	15
		<i>Macrothylacia rubi</i> L.	Pal	15 11
		<i>Malacosoma americana</i> L.	Néo	15
		<i>Taragama ignitlua</i>	Pal	15 11
		<i>Suana concolor</i> Wilk.	Ori	16
		<i>Tolype undulosa</i> Wilk.	Néo	13
		<i>Tolype spp.</i>	Pal, Néo	15
		<i>Tityia proxima</i> Burmeister	Néo	15
		<i>Panacea lewiniae</i> Lewin	Aus	16
		<i>Acronycta spp.</i>	Néo	7

SUPERFAMILLE	FAMILLE	ESPECE	REGION	REF.
Noctuoidea	Noctuidae	<i>Noctuinae</i> (suite)	Néo	7
		<i>oblinita</i> Sm. et Abb.	Néo	6
		<i>populi</i> Riley	Néo	6
Notodontidae	Notodontidae	<i>Uraba lugens</i> (Walker)	Aus	16
		<i>Anaphe ambrizia</i> Butl.	Pal	7
		<i>infracta</i> Wlsh.	Pal	15
		<i>repandata</i> Wlsh.	Pal	7
		<i>venata</i> Butl.	Pal	7
		<i>Heterocampa manteo</i> (Doubleday)	Néo	14 3
		<i>Macrurocampa marthesia</i> Cramer	Néo	2 3
		<i>Schizura concinna</i> Abb. et Sm.	Néo	4
		<i>Tearia contraria</i> Walker	Aus	16
		<i>Thaumetopoea herculeana</i> Ambr.	Pal	7
		<i>piniwora</i> Tr.	Pal	15
		<i>pityocampa</i> Schiff	Pal	15
		<i>processionna</i> L.	Pal	15
		<i>solitaria</i> Frr.	Pal	7
		<i>wilkinsoni</i> Wilk.	Pal	15
Eupterotidae	Lymantriidae	<i>Aciphas leucomelas</i> (Wlk.)	Aus	16
		<i>Dasychira fasciella</i> L.		7
		<i>pudibunda</i> L.	Pal	15 9
		<i>securis</i> Hübner		7
		<i>selenitica</i> Esp.		7
		<i>Euproctis edwardsi</i> (Newman)	Aus	16
		<i>flava</i> Brem.	Ori	19
		<i>flavociliata</i> Swinhoe	Ori	16
		<i>phaerrhoea</i> (L.)	Pal, Néo	15
		<i>similis</i> (Fuessly)	Pal, Néo	15 16 19
		<i>stenomorpha</i> Turner	Aus	16
		<i>zutha</i> Bethune-Baer	Aus	16

SUPERFAMILLE	FAMILLE	ESPECE	REGION	REF.
Noctuoidea	Lymantriidae	<i>Hemerocampa leucostigma</i> A.G Sm	Néa	5
(suite)	(suite)	<i>Leptocneria reducta</i> (Walker)	Aus	16
		<i>Lymantria dispar</i> L.	Pal, Néa	7 15
		<i>monacha</i> L.	Pal	7
		<i>Ocneria</i> spp.	Pal	15
		<i>Orgyia</i> spp.	Pal, Néa, Aus	7 15 16
		<i>Stilinoptia salicis</i> L.	Pal, Néa	15
		<i>Anthelidae</i>		
		<i>Anthelia</i> spp.	Aus	16
		<i>Chelepteryx collesii</i> Gray	Aus	16
		<i>Arctiidae</i>		
		<i>Adolias</i> spp.	Néa	7 12 15
		<i>Antarctia fusca</i> (Wlk)	Néa	15 8
		<i>Arctia caja</i> L.	Pal	7 15 16
		<i>heke</i> L.		7
		<i>vivilica</i> L.		7
		<i>Callimorpha dominula</i> L.	Néa	7 15
		<i>quadripunctata</i> P.	Néa	7 12 15
		<i>Diacrisia sannio</i> L.	Pal	7
		<i>Diaphora mendica</i> Cl.	Pal	7
		<i>Ectopantheria orsa</i> Cramer	Néa	15 8
		<i>Euchaetias egle</i> Drury	Néa	7 12 15
		<i>Euprepia</i> spp.	Pal	7
		<i>Eupseudomysa aberrans</i> Schaus	Néa	7 8
		<i>involutum</i>		
		(Herrich-schäffer)	Néa	15 8
		<i>Eutane terminalis</i> Walker	Aus	16
		<i>Halesidota caraya</i> Harris	Néa	7 12 15
		<i>Lithosia caniola</i> Hübner	Pal	7 15
		<i>Lithosia griseola</i> Hübner	Pal	7 15
		<i>Parasemia plantaginis</i> L.	Néa	7 12 15
		<i>Premolis semirufa</i>	Néa	15

SUPERFAMILLE	FAMILLE	ESPECE	REGION	REF.
Noctuoidea	Arctiidae	<i>Phragmatobia fuliginosa</i> L.		7
(suite)	(suite)	<i>Rhyparia purpurata</i> L.		7
		<i>Spilarctia lubricipeda</i> L.		7
		<i>Spilosoma glatignyi</i>		
		(Le Guillou)	Aus	16
		<i>menthastris</i> Esp.	Néa	7 15
		<i>virginica</i> F.	Néa	7 15
		<i>Utheteisa ornatrix</i> L.	Néa, Néa	7 8
		<i>pulcheta</i> L.	Néa	7 8
		<i>Zygaenoidea</i>		
		<i>Megalopygidae</i>		
		<i>Aidos amanda</i> Stoll.	Néa	7 15 11
		<i>Carama</i> spp.	Néa	15 11
		<i>Lagoa crispata</i> Packard	Néa	7 15
		<i>lacyi</i>		
		<i>Berbes</i> & Mc Dunnough	Néa	16
		<i>Megalopyge albicollis</i> Wlk.		7
		<i>krugii</i>	Néa	15
		<i>lanata</i> Stoll.		7
		<i>opercularis</i>		
		Abbot & Smith	Néa	7 15
		<i>pyxidifera</i>		
		Abbot & Smith	Néa	15
		<i>radiata</i> Schs.		7
		<i>superba</i>		
		Edwards	Néa	15
		<i>urens</i>	Néa	15
		<i>undulata</i>	Néa	15
		<i>Morape</i> spp.	Néa	15 11
		<i>Podalia albescens</i> Schaus	Néa	7 15
		<i>chrysocoma</i>		
		Herrick-Schäffer	Néa	15
		<i>Podalia orsilochia</i> Cramer	Néa	7

SUPERFAMILLE	FAMILLE	ESPECE	REGION	REF.
Zygaenoidea	Megalopygidae	<i>Trosia fallax</i> Felder	Néo	15
Coccoidea	Limacodidae	<i>Adoneta spp.</i> <i>spinuloides</i> Herrick-Schäffer	Néo, Néo	12
		<i>Casphalia extranea</i> Wlk.	Afr	18
		<i>Coenobasis amonea</i> Feld.		7
		<i>Doratitera oxleyi</i> Newman <i>quadriguttata</i> (Walker)	Aus	16
		<i>Empretia spp.</i>	Néo	12
		<i>Euclea indetermina</i> Boisd. <i>paenulata</i> Clem. <i>querceti</i> H.-S.		7
		<i>Hydroclada henricki</i> (Bethune-Baer)	Aus	16
		<i>Latoia lepida</i> (Cramer) <i>viridissima</i> <i>vivida</i>	Afr	7 18
		<i>Matada nasono</i> Crote	Néo	7
		<i>Monema flavescens</i> Wlkr.		7
		<i>Monoleuca semifascia</i> Wlkr.		7
		<i>Packardia seminata</i> Packard		7
		<i>Parasa chloris</i> H.-S. <i>consocia</i> Wlkr. <i>crispata</i> Pack.	Néo	6
		<i>Parasa hilarata</i> Stgr. <i>indeterminata</i> Boisd. <i>latistriga</i> Distant	Néo	6 7
		<i>Phobetrum hipparchia</i> Cramer <i>pithecium</i> Sm. & Abb.	Néo	15
		<i>Pygmaeomorpha modesta</i> Ba. & Ba.	Aus	16

SUPERFAMILLE	FAMILLE	ESPECE	REGION	REF.
Coccoidea	Limacodidae (suite)	<i>Scopelodes dinaea</i> Ba. & Ba. <i>nitens</i> Ba. & Ba.	Aus	16
		<i>Sibine spp.</i> <i>stimulea</i> Clem.	Néo, Néo	11 12
		<i>Sisyrosea textula</i> He. & Schä.	Néo	7 12
	Cossidae	<i>Cossus cossus</i> L. <i>Cossus ligniperda</i> L. <i>Prionoxystus robiniae</i> (Peck.)	Pal	15 3
	Papilionoidea	<i>Morphidae</i> <i>Morpho achillaenea</i> Huebner <i>anaxibia</i> Esper. <i>cypris</i> Westwood <i>hercules</i> Dalm. <i>laertes</i> Urury <i>menelaus</i> L. <i>rhetenor</i> Cramer	Néo	7 15
		<i>Nymphalidae</i> <i>Euvanessa antiopia</i> L. <i>Nymphalis io</i> (L.) <i>Vanessa urticae</i> L.	Néo	7 15
	Papilionidae	<i>Papilio cresphontes</i> Cramer spp.	Néo	15
			Néo, Néo	15 16

Régions: Pal=Paléartique; Néo=Néartique; Néo=Néotropical; Afr=Africaine; Ori=orientale; Aus=Australienne; Pol=Polynésienne.
 Auteurs: 1=Goossens(1881), 2=Packard(1895), 3=Packard(1898), 4=Herrick & Detwiler(1919), 5=Knight(1922), 6=Gilmer(1925), 7=Weidner(1936), 8=Lime(1949), 9=Kemper(1956), 10=Anon(1969), 11=Maschwitz & Kloft(1971), 12=Passa & Delgado(1971), 13=Rotberg(1971), 14=Kearby(1975), 15=Delgado-Quiroz(1978), 16=Southcott(1978), 17=Fourié & Hull(1980), 18=Fédières(1983), 19=Wirtz(1984)

Il faut aussi écarter de ce synopsis toute les chenilles ayant des poils ou des épines non urticantes, et pouvant cependant être responsables, par contact direct ou indirect, de phénomènes allergiques, et même de chocs anaphylactiques chez des individus particulièrement sensibles aux produits étrangers.

Parmi les 14 familles recensées, une mention spéciale doit être accordée aux Cossidae et aux Notodontidae, dont le cas a déjà été évoqué dans la première partie de ce chapitre (paragraphe A), ainsi qu'aux Papillionidae. Si les espèces appartenant aux autres familles possèdent des épines ou des poils urticants, celles-là se distinguent par la possession d'un appareil urticant ou venimeux de type primitif (glandes de sécrétion de produit toxique avec ou sans tube d'émission).

Alors que les Cossidae possèdent une paire de tubes glandulaires sur la face interne des mandibules (Bordas, 1902) dont la sécrétion produit une sensation de brûlure sur la peau humaine, et peut causer la mort de petits oiseaux vermivores (Delgado-Quiroz, 1978), les chenilles de Papillionidae ont sur la face dorsale du thorax, juste en arrière de la tête, une structure évaginable en forme de Y, appelée osmétérium et sécrétant un liquide très malodorant provoquant une forte réaction acide (Delgado-Quiroz, 1978; Southcott, 1978).

Chez les Notodontidae, quelques chenilles possèdent une glande prothoracique ventrale qui éjecte un liquide urticant (Poulton, 1886, 1887). Dans le cas du genre *Cerura*, le liquide urticant a été identifié comme étant de l'acide formique. Ces substances sont très efficaces envers les prédateurs comme les fourmis et les araignées. Selon Packard (1898), les larves du genre *Schizura* et

Macrurocampa sont capables d'émettre à partir de cette même glande des jets de liquide urticant à une distance d'environ 25 mm.

1.c. Les différents types d'appareils urticants

introduction

Mis à part le cas des chenilles appartenant aux trois familles citées ci-dessus, et qui ne possèdent pas de poils urticants, les différents auteurs s'accordent sur le fait qu'il y a deux types d'appareil urticant, un type primitif et un type évolué; (Gilmer, 1925; Weidner, 1936; Maschwitz et Kloft, 1971; Pesce et Delgado, 1971; Delgado Quiroz, 1978). Bien que beaucoup plus développée, la classification de Maschwitz et Kloft conserve ces deux divisions principales.

**. les appareils urticants de type primitif*

A ce type, défini par Beyer (1922), développé par Gilmer (1925), et repris par Delgado Quiroz (1978), correspondent les poils urticants proprement dits, que possèdent la plupart des chenilles, et en particulier les Noctuidae, Artiidae, Lasiocampidae, Nymphalidae, Lymantriidae et Thaumetopoeidae.

Les poils des Lépidoptères, barbulés ou non, sont associés à une cellule trichogène, cellule différenciée de la couche monocellulaire constituant l'épiderme (Fig. 1). Le cytoplasme de la cellule trichogène continue dans la cavité centrale du poil, (Gilmer, 1925).

Dans le cas des chenilles venimeuses, comme les Thaumetopoeidae, la cavité centrale de chaque poil urticant, communique avec une cellule glandulaire sécrétant une toxine, (Southcott, 1978) (Fig. 2 et 5). Ces poils sont regroupés en "miroirs" sur les différents segments de la chenille, (Fig. 4 et 5).

Chez les Lymantriidae, les poils urticants sont organisés en touffes, chaque touffe étant en relation avec une seule cellule glandulaire, (Fig. 4), (Kephart, 1914).

Les poils urticants peuvent aussi être supportés par des épines ou des pièces de cuticule permettant de les projeter, ce qui leur donne une plus grande efficacité, (Fig. 3).

*. *les appareils urticants de type évolué*

L'appareil urticant des chenilles appartenant aux familles des Limacodidae, des Megalopygidae, et des Saturnidae, est bien différent de celui décrit dans le paragraphe précédent. Il est composé d'épines chitineuses et tubulaires, souvent regroupées en miroirs sur des excroissances de l'épiderme, et dont la lumière intérieure est tapissée d'une fine couche unicellulaire de cellules hypodermiques (Fig. 6, 7 et 9). Alors que dans le premier type, les épines avaient pour origine une seule cellule hypodermique, les épines de ce type correspondent à une évagination de l'épiderme de la chenille (Maschwitz et Kloft, 1971). Le tapis de cellules hypodermiques ne s'étend pas jusqu'à l'extrémité distale de l'épine, entièrement chitineuse, qui peut être de forme différente suivant la famille.

Chez les Limacodidae, l'épine se termine par une pièce détachable (Fig. 7). La libération du poison se fait à la suite de la rupture de la fine membrane reliant l'épine à la pièce terminale pendant la pénétration à l'intérieur de la peau (Weidner, 1936; Southcott, 1978).

Dans le cas des Megalopygidae, l'appareil urticant, quoique similaire avec celui des Limacodidae, diffère cependant, d'une part par la perte de la connection entre la couche de cellules épithéliales de l'intérieur de l'épine et l'hypoderme, d'autre part par la forme de l'extrémité distale de l'épine (Foot, 1922) (Fig. 6). L'orifice terminal est fermé par un bouchon de matériel pigmenté.

Les Attacidae possèdent un appareil urticant comparable à ceux décrits ci-dessus. Il a été bien étudié et décrit par Gilmer (1925), et par Valle et al. (1954), en particulier chez les genres *Automeris*, *Hemileuca* et *Dirphia*. Il est à noter que ces trois genres appartiennent à la sous famille des Hemileucinae, dont fait aussi partie le genre *Hylesia*.

Selon Gilmer, (1925), un type similaire d'épines urticantes existe chez certaines espèces de Noctuidae tropicales, du genre *Catocala* Schrank. Les épines de ces chenilles forment une sorte de transition entre les deux modèles d'appareils urticants. A la différence des appareils ci-dessus, d'une part, le tapis de cellules hypodermiques ne remonte pas à l'intérieur de l'épine mais s'arrête à sa base, d'autre part, la cellule venimeuse est située en dessous de l'épiderme, et doit emprunter un canal, ou pore, pour atteindre la lumière de l'épine, (Fig. 8).

1.d. Epidémiologie, lutte et prévention

Comme Delgado Quiroz (1983), il faut distinguer dans la structure épidémiologique de l'érucisme trois types de facteurs, ceux relevant directement de l'agent étiologique, ceux relatifs à l'intoxication et ceux relatifs à l'environnement. En effet, l'existence d'accidents liés aux chenilles urticantes est influencée par de nombreux facteurs, comme les chenilles urticantes elles-mêmes, leur comportement, leur biotope, rural ou urbain, le nombre et l'importance des phases de dispersion de l'insecte, et le mode de contamination des populations humaines et animales par le produit urticant. Il faut aussi prendre en compte les facteurs intervenant dans la vie sociale de la population humaine concernée (horaires et lieux de travail, de Délaisir etc...). En outre, il faut joindre à cet ensemble les facteurs physiques et biologiques influençant l'environnement (climatologiques, géologiques, botaniques).

L'érucisme affecte le plus souvent des individus isolés, à l'extérieur de leur habitation, dans des zones rurales, possédant une végétation importante, permettant aux chenilles de se développer.

Suivant la nature de la chenille responsable de l'affection, on peut observer deux cas. Certaines chenilles ont besoin de rentrer en contact avec la peau de la victime et la réaction dépendra de l'importance de la zone atteinte, et de la toxicité du produit injecté. C'est le cas des Nymphalidae, des Morphidae, des Megalopygidae, des Limacodidae. Les affections causées par des espèces appartenant principalement aux Thaumetopoeidae, aux Lymantriidae et aux Noctuidae peuvent devenir un phénomène de type épidémique quand on assiste à des explosions de populations larvaires et par là-même à la contamination de larges zones par les poils urticants qui se détachent de la chenille, et peuvent être ensuite transportés par le vent vers des zones d'habitation (Aber et al. 1982). La

population humaine, outre des dermatoses généralisées, va subir des inflammations des voies respiratoires et de la conjonctive. Ces poils urticants conservent très longtemps leurs propriétés, jusqu'à plusieurs mois après leur émission (Sellier et al. 1975).

Les facteurs relatifs à l'environnement, sont aussi très importants, car ils conditionnent les modalités du cycle biologique en participant à la régulation des populations de ces Lépidoptères qui sont susceptibles de pulluler et de devenir à ce moment là un réel problème pour la population (Southcott, 1978; Delgado Quiroz, 1978).

Les méthodes de prévention passent d'abord par une lutte contre les populations larvaires, lutte physique, chimique, biologique visant à réduire les populations de chenilles et à ramener leur densité à un niveau acceptable. Ensuite, il faut faire comprendre à la population humaine les différents risques et faire adopter des comportements préventifs comme le lavage des murs, des sols, le relavage du linge mis à sécher à l'extérieur, la protection vestimentaire pendant le passage à travers des zones contaminées, ou simplement l'attente de la pluie qui lavera les arbres. Un autre mode de prévention réside selon Delgado Quiroz (1978) dans l'immunisation ou la désensibilisation à l'aide de traitements à base de petites doses d'antigène. Mais, ce genre de traitement nécessite une très bonne connaissance de la composition chimique et du mode d'action de l'agent toxique, et présente toujours le risque du développement d'une hyper sensibilisation à l'antigène.

2. Le lépidoptérisme

2.a. Description

Dans cette classification, le terme de lépidoptérisme comprend toutes les affections locales et généralisées causées chez l'homme par des adultes de Lépidoptères. Ces affections sont induites par la pénétration dans la peau humaine de fléchettes ou de poils urticants portés par les papillons adultes, et se traduisent le plus souvent par des dermatites prurigineuses, soit localisées au niveau de la zone de contact, soit généralisées.

Léger et Mouzels décrivirent les premiers en 1918 la symptomatologie d'une "dermatose prurigineuse papulo-vésiculeuse" causée en Guyane Française par des papillons adultes du genre *Hylesia*. Cette dermatose était connue en Guyane depuis 1912, date à laquelle les docteurs Devez et Henry "avaient attiré l'attention sur la coïncidence des épidémies avec des vols de "mauvais papillons", mais sans donner les descriptions cliniques de l'affection"(sic Boyé, 1932). Ce même auteur, ainsi que Tisseuil (1935), vérifia la solubilité dans l'eau et l'insolubilité dans l'alcool du principe toxique contenu dans les fléchettes urticantes recouvrant l'abdomen des imago femelles. Il fit aussi, le premier, des observations sur la biologie et l'écologie de ce papillon et officialisa le premier le terme de "papillonite" pour décrire cette affection.

Floch et Abonnenc (1944) décrivirent l'agent causal sous le nom d'*Hylesia urticans* qui est en fait une synonymie d'*H. metabus* décrit par Cramer en 1775 (Lamy et Lemaire, 1983).

Depuis, de nombreux autres auteurs ont décrit ce type d'affection, non seulement en Guyane Française, mais dans les autres pays d'Amérique du sud (confert chapitre III.A et Fig. 10). Floch et Abonnenc (1944) rapportent aussi

un cas de rhinopharyngite consécutif à des manipulations de ces papillons. Nous n'avons, quant à nous, à la suite des nombreuses manipulations que nous avons effectuées, jamais subi ni observé d'accidents respiratoires.

Les études les plus récentes, (Hill et al, 1948; Allard et Allard, 1957; Gusmao et al, 1961; Goethe et al, 1967; Pesce et Tejada, 1969; Pradinaud, 1969; Zaias et al, 1969; Candeau, 1976; Michel, 1981; Lamy, 1982; Lamy et al, 1982; Ducombs et al, 1983; Hudson, 1985; Pradinaud et Stobé, 1985;) concernent pour la plupart la symptomatologie et l'épidémiologie du lépidoptérisme.

Lamy et Lemaire (1983) et Lamy et al (1984) ont étudié au microscope électronique à balayage la morphologie des poils urticants de différentes espèces d'*Hylesia* et de *Notodontidae* responsable d'affections identiques en Afrique, appartenant au genre *Anaphe*.

Seuls les travaux de Boyé (1932) pour *H. metabus*, puis ceux de Janzen (1984) pour *H. lineata* au Costa Rica, intéressent la biologie et l'écologie de ce genre particulier.

Les seules études sur les produits toxiques contenus dans les fléchettes urticantes, ont été réalisées par Pelissou (1985) dont les travaux ont révélé la présence de plusieurs protéines dans des extraits de fléchettes (cf. chapitre IV).

Donc, si la symptomatologie et l'épidémiologie de ce type d'affection ont été décrites de nombreuses fois, il reste cependant beaucoup à connaître en ce qui concerne la biologie, l'écologie et la dynamique des populations de ces lépidoptères, ainsi que la nature et le mode d'action des toxines responsables de cette affection.

2.b. Taxonomie des papillons urticants

Si dans le cas de l'érucisme, nous avons pu recenser 114 genres concernés dans 14 familles (confert 1.b.), il en est tout autrement pour les papillons urticants qui sont beaucoup moins nombreux: au total 7 genres dans 4 familles différentes. (Tableau Nx2).

En Amérique du Sud, seul le genre *Hylesia* est responsable d'affections de ce type. Toutes les femelles des espèces du genre sont urticantes, mais seulement quelques unes sont sujettes à des pullulations causant des dermatites généralisées au niveau des populations locales (Fig. 10).

Sur le continent africain, le genre *Anaphe*, appartenant à la famille des Notodontidae, possède aussi des espèces responsables de papillonites, et en particulier *A. venata*, la processionnaire du colatier dans la région de Bangui (Le Gac et al, 1950) et *A. panda* (Lamy et al, 1984). Ce dernier auteur précise en outre, dans son étude comparative des appareils urticants des *Hylesia* et des *Anaphe*, que seules les femelles possèdent des fléchettes urticantes comme chez les *Hylesia* (Lamy, 1984).

Dans les régions asiatiques, quelques auteurs citent des cas de papillonites généralisées causés en Chine soit par des Lymantriidae tels que *Euproctis flava* (Mills, 1923; Illingworth, 1926), soit par le Pyralidae *Schoenobius incertellus* (Kwangtung Occupational Diseases Prevention and Treatment Hospital, 1974). *Euproctis flava* est aussi cité au Japon (Ito et Matsusaki, 1917; Hashimoto et Ogiwara, 1921 et 1922).

D'après Illingworth (1926) Ito et Matsusaki auraient été les premiers à citer dans la littérature orientale des dermatites causées par des papillons adultes.

Espèces de Lépidoptères dont les adultes possèdent des propriétés urticantes

Famille	Espèce	Région	Référence
Lymantriidae	<i>Euproctis flava</i> Bremer <i>edwardsi</i> (Newman) <i>chrysorrhoea</i> (L.) <i>similis</i> (Fuessly) <i>melanoma</i> Collnt <i>pauperata</i> Leech <i>xuthocloea</i> Collnt	Ori aus pal pal ? ? ?	1,8 2 2,3,10 2 11 11 11
	<i>Aciphas</i>		11
	<i>Albarracina</i>		11
	<i>Cozola</i>		11
	<i>Medama</i>		11
	<i>Parakanchia</i>		11
	<i>Porthmeia</i>		11
Notodontidae	<i>Anaphe venata</i> Butler <i>panda</i>	afr afr	4,5,9 4,5
	<i>Epanaphe</i> sp		9
	<i>Gazalina</i> sp		9
	<i>Epicoma</i> sp		9
Saturnidae	<i>Hylesia</i> sp	néo	2,4,5,6
Fyralidae	<i>Schoenobius incertellus</i>	ori	7

Références: 1= Mills, 1923; 2=Southcott, 1978; 3= Anderson, 1884; 4= Lamy, 1984; 5= Lamy et al, 1984; 6= Lamy et Lemaire, 1983; 7= Kwangtung Occupational Diseases Prevention and Treatment Hospital, 1974; 8= Ito et Matsusaki, 1917; 9= Rothschild et al, 1970; 10= Kemper, 1956; 11= Clements, 1951.

En australie, Southcott (1978) signale aussi des cas de lépidoptérisme causés par des papillons Lymantriidae du genre *Euproctis*, et en particulier *E.edwardsi*.

D'après Maschwitz et Kloft (1971), Kemper (1956) a montré la présence de poils urticants d'origine imaginaire chez des femelles d'*Euproctis chrysorrhoea*, ainsi que Weidner (1936) chez des femelles de *Lymantria dispar* L. Clements (1951) dans son étude très détaillée des propriétés urticantes des adultes de Lymantriidae a montré que de nombreuses femelles portaient non seulement des poils urticants provenant des stades larvaires, mais aussi des poils qui leur étaient propres, plus ou moins barbulés et nombreux suivant les espèces.

2.c. Les différents types d'appareils urticants

Maschwitz et Kloft (1971) ont bien schématisé, dans leur revue, les différentes possibilités qu'ont tous les stades de l'insecte, et en particulier les adultes pour utiliser leurs propriétés urticantes, (Fig. 10). L'adulte peut devoir ses propriétés aux poils urticants de la larve laissés dans le cocon et emportés lors de l'émergence, comme l'ont démontré Anderson (1885) et Eltringham (1913), ou avoir un appareil urticant propre comme celui des *Hylesia*.

En fait, il n'existe qu'un seul type d'appareil urticant, commun aux *Hylesia* et aux *Anaphe* formé de petites fléchettes de quelques centaines de microns de longueur, implantées sur les faces ventrales et latérales des segments abdominaux des individus femelles dans le cas des *Hylesia*, et sur le huitième segment abdominal des imagos femelles chez les *Anaphe*.

L'étude de ce type d'appareil sera reprise plus en détail dans la suite de ce mémoire et fait l'objet du chapitre IV.

Les poils constituant l'appareil urticant des adultes de Lépidoptères appartiennent au type dit primitif (confert étude de l'érucisme). On ne trouve pas, dans le cas du lépidoptérisme, d'appareil urticant de type évolué possédant des structures de type épine comme en a été observé chez les chenilles de *Saturnidae*, de *Limacodidae* et de *Megalopygidae*.

En ce qui concerne les adultes de *Lymantriidae*, Anderson (1884, 1885), puis Eltringham (1913), ont montré, dans le cas d'*Euproctis chrysorrhoea* L. que les propriétés urticantes de ces Lépidoptères étaient dues aux poils des chenilles abandonnés dans le cocon, et emportés par l'adulte au niveau de la touffe annale lors de l'émergence. Clements (1951) et Kemper (1955) ont étudié

les différents poils constituant la touffe anale de Lymantriidae. Parmi les deux types de poils observés, un était constitué de poils de 2 mm de longueur possédant une extrémité très fine et pointue, l'autre portant de nombreuses barbules (Fig. 11). D'après Maschwitz et Kloft (1971), ce type de poils aurait des propriétés urticantes.

2.d. Epidémiologie, lutte et prévention

La majorité des descriptions de cas de lépidoptérisme ont été faites à la suite de pullulations de papillons urticants causant des dermatites généralisées, de type épidémique (Léger et Mouzels, 1918; Dallas 1923; Mills, 1923; Illingworth, 1925; Boyer, 1932; Jörg, 1933; Tisseuil, 1935; Floch et Abonnenc, 1944; Hill et al, 1948; Le Gac et al, 1950; Guido d'Avanzo, 1952; Allard et Allard, 1958; Gusmao et al, 1961; Goethe et al, 1967; Pesce et Tejada, 1969; Pradinaud, 1969; Candeau, 1976; CAREC Surveillance Report, 1982; Germanetto, 1982; Lamy, 1984; Hudson, 1985; Vassal et al, 1986). Tous ces auteurs insistent sur les nuisances occasionnées aux populations humaines par les pullulations de papillons et notamment sur les perturbations de l'activité économique que ce phénomène peut entraîner.

A l'image de l'érucisme, on retrouve ici le même type de facteurs influençant d'une part la dynamique des populations de ces papillons, et d'autre part la contamination des populations humaines.

Les papillons adultes sont responsables d'une des phases de dispersion les plus importantes dans le cycle biologique de l'insecte. Donc, à l'opposé des chenilles, ils peuvent transporter très loin les fléchettes urticantes et participer activement à leur dissémination.

Il est aussi important de remarquer que toutes les espèces de lépidoptères urticants appartiennent à des familles d' Hétérocères, c'est-à-dire de papillons de nuit. Ils sont très attirés par la lumière, et en conséquence par toutes les zones d'habitation qui sont contaminées les premières.

Les papillons peuvent contaminer la population de manière directe, mais le plus souvent la contamination se fait indirectement. Les fléchettes lâchées dans l'air, d'une part retombent sur les gens, et c'est pour cela que la nuque, le cou, l'intérieur des avant-bras et les poignets sont les zones les plus touchées, d'autre part se posent sur le linge en train de sécher, ou sur toute autre zone accessible. Dans ce dernier cas, la papillonite se déclarera au moment du contact avec la zone contaminée, contact qui peut se faire longtemps après le dépôt (des fléchettes d'*H. metabus* âgées de plus de cinq ans ont gardé intact leur pouvoir urticant).

Les méthodes de lutte et de prévention sont dans un premier temps les mêmes que celles utilisées dans le cas de l'érucisme (lutte chimique, physique, biologique, contre les populations larvaires). Dans un deuxième temps, il existe aussi des méthodes de lutte propres au stade adulte, comme l'installation de pièges lumineux aux abords des lieux de développement des populations larvaires (Fig. 91). Une des méthodes les plus efficaces consiste en un "black out", c'est à dire une extinction généralisée des lumières pendant la période d'émergence des adultes. Cette méthode est utilisée avec succès en Guyane Française, mais elle présente quand même des inconvénients, surtout au niveau des

impératifs de sécurité de certains lieux qui doivent rester allumés en permanence (par exemple le Centre Spatial de Kourou, l'aéroport de Rochambeau à Cayenne). Ces lieux, sont donc fortement contaminés pendant les pullulations. Nous reviendrons sur ces méthodes de lutte au chapitre VIII.2.d.

Conclusion

Nous avons étudié dans ce chapitre les différents problèmes causés par les Lépidoptères venimeux, et en particulier la description des affections dont ils sont responsables. Une revue de la bibliographie nous a permis de dresser une liste non exhaustive des différentes espèces possédant des propriétés urticantes ou venimeuses.

Il en ressort que ces insectes, et en particulier les adultes sont responsables, surtout en Amérique du Sud d'affections très importantes de type épidémique et peuvent devenir un véritable fléau.

Si la bibliographie procure beaucoup de renseignements quant à la description de ces affections et de leur épidémiologie (Pradinaud, 1969; Candeau, 1976; Michel, 1982; Ducombs et al, 1983), il n'en est pas de même quant à la biologie et l'écologie de l'agent causal, ainsi que le principe urticant, et les produits toxiques entrant en action. Nous présentons dans la suite de ce mémoire les résultats obtenus pendant l'étude de la systématique, de la biologie et de l'écologie d'*H. metabus* en Guyane Française.

CHAPITRE III.

ETUDE FAUNISTIQUE ET SYSTEMATIQUE DU GENRE *HYLESIA*.

A. GENERALITES

Le genre *Hylesia* auquel appartient *H. metabus*, fait partie de la sous-famille des Hemileucinae, dans la famille des Attacidae. Ce genre, exclusivement néotropical, répandu du sud du Mexique à la Terre de Feu, comprend environ 90 espèces valables sur les 160 actuellement décrites, et représente un des plus grands démembrément des Hemileucinae qui comptent eux-mêmes plus de la moitié des 850 Attacidae Américains (Lamy et Lemaire, 1983).

Si *Hylesia metabus* est responsable de la papillonite en Guyane Française, ainsi qu'au Surinam (Hudson, 1985), d'autres espèces du même genre causent des phénomènes identiques dans diverses parties du continent Sud Américain, (Fig. 12).

Des cas de papillonite ont été aussi signalés en Argentine par Joërg (1933, 1939), et par Dallas (1933). Ces deux auteurs attribuent la responsabilité de ces affections à *H. nigricans* et *H. fulviventris*. Dans le territoire de

l'Amapa, au Nord du Brésil, Gusmao et al. décrivirent en 1961 une dermatite provoquée par des papillons du genre *Hylesia*, dont ils n'ont pas pu déterminer l'espèce.

Allard et Allard (1958) font état d'une explosion de population de papillons urticants du genre *Hylesia* au Pérou; ils rapprochent l'espèce responsable de *H. volvea* Dyar. Dans leur article, ces deux auteurs, signalent aussi des cas de papillonite probablement causés par des *Hylesia* sur des pétroliers au Vénézuela (Journal "La Cronica" de Lima le 12 Mai 1952). Hill et al. (1948) ainsi que D'Avanzo (1952) relatent aussi des pullulations de papillons urticants dans la baie de Caripito (Vénézuela); l'espèce responsable de ces affections, déterminée par Hill et al (1948) comme étant *H. tapabex* Dyar, a été décrite par Orfila (1952) sous le nom d'*H. caripitox*. Dans leur revue, Lamy et Lemaire (1983) la donnent en synonymie d'*H. metabus*. La bibliographie révèle encore d'autres cas de papillonite, tels que ceux cités par Anon (1952) sur des pétroliers de la Standart Oil dans le golfe de Paria (Vénézuela) (Vasquez et Olivares, 1984; Vasquez et Pernia, 1984; Vasquez et al, 1984).

Une autre espèce, *H. lineata*, a été étudiée par Janzen (1984), en raison des dégâts causés par des pullulations de chenilles dans les forêts du Costa Rica. Lui aussi signale et décrit les poils urticants de cette espèce, mais ne rapporte pas de cas de dermatite humaine généralisée.

Candeau (1976) cite deux espèces d'*Hylesia*, *H. linda* et *H. continua*, comme très communes au Mexique mais ne causant pas à sa connaissance d'incidents cutanés.

Le phénomène de papillonite n'est donc pas limité à la Guyane Française. Comme le montre cette étude bibliographique et la carte qui en résulte, (Fig.12), pratiquement toutes les régions où le genre *Hylesia* est présent sont susceptibles de subir des phénomènes de ce

type, que l'on soit sur le versant oriental des Andes, dans le Nord-Est de l'Argentine, ou dans le Nord du continent Sud-Américain.

On remarquera encore qu'*H. metabus* n'est pas sujet à des pullulations uniquement en Guyane Française, mais aussi sur toute la zone littorale du plateau des Guyanes (du Nord du Brésil à l'Est du Venezuela).

B. LE GENRE *Hylesia* EN GUYANE FRANCAISE

De nombreux papillons appartenant à différentes espèces du genre *Hylesia* ont été récoltés lors de chasses de nuit, depuis le mois de Février 1985. Ils ont été adressés Mr C. Lemaire, spécialiste des Attacidae au Muséum d'Histoire Naturelle de Paris. Mr Lemaire est en train de préparer une révision générale du genre *Hylesia* en Amérique du Sud, révision qui s'inscrit parfaitement dans le cadre du programme de recherches.

Lamy et Lemaire (1983) ont dressé une première liste des espèces actuellement connues de Guyane Française, et souligné les difficultés rencontrées dans la systématique de ce groupe exclusivement néotropical qui comprend environ 90 espèces valables sur 160 actuellement décrites.

En effet, les différents caractères utilisés dans la systématique des *Hylesia* sont essentiellement des caractères morphologiques: forme, coloration et dessins de l'habitus, armures génitales, présence ou non d'un éperon subapical sur les tibias des pattes métathoraciques, présence ou non d'une protubérance frontale.

Ces caractères, s'ils restent valables pour différencier un bon nombre d'espèces, ne sont pas suffisants pour toutes les espèces du genre, et laissent subsister un large domaine d'incertitude.

Lamy et Lemaire (1983), dans leur contribution à la systématique des *Hylesia* ont étudié les différences morphologiques des fléchettes urticantes de 26 espèces. A la fin de leur travail, les auteurs reconnaissent que, bien qu'apportant une aide non négligeable dans l'étude de ces 26 espèces, ce critère, comme les autres, ne présente pas un caractère de spécificité absolu. Seul, l'examen d'une grande quantité de matériel pourra faire avancer la systématique de ce groupe.

Dans le même travail, ces deux auteurs citent 18 espèces d'*Hylesia* actuellement connues de Guyane Française. L'examen des récoltes effectuées soit dans des pièges automatiques de type "Ellisco", (fig. 92), soit lors de chasses de nuit sur la piste de Kaw, la route nationale N2 (piste de Cacao) et dans la mangrove de Guatémala, a permis à Mr Lemaire de reconnaître avec certitude 15 espèces d'*Hylesia* (Tableau ci contre). L'identification de deux autres espèces, peut être *H. athlia* et *H. murex*, demande encore confirmation. Deux espèces nouvelles, appartenant au groupe II ont aussi été capturées. Toutes ces espèces ont été capturées en zones de forêt. Sur le littoral, en mangrove, nous avons observé la présence de deux espèces seulement, *H. metabus* et *H. murex* probablement, qui a le même cycle de développement qu'*H. metabus*, et cohabite avec ce dernier. Il est à remarquer, que parmi ces deux espèces, seule *H. metabus* est capable de pulluler et de quitter son biotope d'origine.

Du matériel complémentaire a été envoyé récemment à Mr Lemaire pour identification, et ces nouvelles déterminations devraient nous permettre de mieux préciser la systématique et la répartition géographique du genre *Hylesia* en Guyane Française.

TABLEAU I

Espèces d' <i>Hylesia</i> déjà connues de Guyane Française, d'après Lamy et Lemaire (1983)	Espèces capturées depuis Février 1985
<u>Groupe I (*)</u>	
<i>Hylesia nanus</i> (Walker 1885)	x
<i>coex</i> Dyar 1913	.
<i>canitia</i> (Cramer 1780)	x
<i>metabus</i> (Cramer 1775)	x
<i>olivenca</i> Schaus 1927	x
<i>murex</i> Dyar 1913	x ?
<i>humilis</i> Dognin 1923	
	<i>athlia</i> Dyar ?
	<i>rex</i> Dyar
	<i>cedomnibus</i> Dyar
<u>Groupe II (**)</u>	
<i>umbrata</i> Schaus 1911	x
<i>tapareba</i> Dyar 1913	.
<i>teratex</i> Draudt 1922	x
<i>indurata</i> Dyar 1910	x
<i>gigantex</i> orbana. Sch 1932	x
<i>annulata</i> Schaus 1911	x
<i>praeda</i> Dognin 1901	x
<i>ebalus</i> Cramer 1775	.
<i>cottica</i> Schaus 1932	x
<i>melanostigma</i> H. & S. 1855	x
<i>novex</i> Dognin 1912	x
	<i>nv. sp.</i>
	<i>nv. sp.</i>

(*)= tibia métathoracique avec éperon subapical

(**)= tibia métathoracique sans éperon subapical

C. *Hylesia metabus*: TAXONOMIE ET DESCRIPTION**1. Taxonomie**

La systématique de ce groupe étant particulièrement difficile, *Hylesia metabus*, qui a été jusqu'à présent généralement cité sous le nom d'*H. urticans* Floch et Abonnenc 1944, a été décrit par de nombreux auteurs comme en témoigne la liste synonymique suivante.

Hylesia metabus (Cramer, 1775)
 = *obsoleta* Cramer, 1780
 = *boarmia* Hübner, 1820
 = *grisoli* Bouvier, 1923
 = *urticans* Floch et Abonnenc, 1944
 = *caripitox* Orfila, 1952

 Liste synonymique d'*Hylesia metabus* (Cramer 1775)
 d'après Lamy et Lemaire (1983), modifiée d'après
 Lemaire (com. personnelle).

Dans la classification de Lemaire, *H. metabus* fait partie du groupe II, grâce à la présence d'un éperon subapical sur les tibias des pattes métathoraciques.

2. Description de l'imago**2.a Habitus femelle**

Envergure entre 55 et 60 mm. Longueur des ailes antérieures, 26-29 mm (Fig. 13). Antennes bidentées d'aspect filiforme (Fig. 15).

Ailes antérieures peu allongées, non falquées, à bord externe droit ou légèrement convexe. Couleur fondamentale très monotone variant du rose au brun rougeâtre clair. Les dessins sont très vagues, de même teinte fondamentale. La tache discocellulaire est très peu marquée. La rayure externe l'est plus ou moins selon les spécimens; elle est droite, assez éloignée de l'apex, et très proche de la tache discocellulaire. La rayure interne n'est visible que sur les spécimens très frais et en bon état; elle est droite, légèrement concave, et rejoint presque la rayure externe sur le bord postérieur de l'aile. La bande submarginale, large, présente un lobe entre les nervures anales et médianes M3. Vers l'apex, l'aire externe s'efface, et zones marginales et submarginales se confondent.

Au niveau des ailes postérieures, les seuls dessins présents, difficilement visibles, sont la rayure externe, droite, légèrement convexe, délimitant une bande submarginale large. La tache discocellulaire n'y est représentée que par un point un peu plus foncé et très peu marqué.

Présence d'un éperon subapical sur les pattes métathoraciques. L'abdomen, volumineux, est de teinte rougeâtre, et porte implantées sur ses cotés, les fléchettes urticantes mélangées aux écailles de ponte.

2.b Habitus mâle

Envergure entre 40 et 45 mm. Longueur des ailes antérieures comprise entre 19 et 21 mm. La couleur fondamentale et les dessins des ailes sont les mêmes que ceux de la femelle.

Le dimorphisme sexuel est très net, surtout au niveau de l'envergure des ailes et des dimensions du corps qui sont plus petites que chez la femelle (Fig. 14), et de la taille et de la forme des antennes (Fig. 16).

Les antennes sont quadripectinées, et composées de 25 articles. La disposition et la taille des pectinations leur donnent la forme d'une feuille (Fig. 16). Le mâle ne porte pas de fléchettes urticantes sur son abdomen.

CHAPITRE IV.

ACTION URTICANTE D' *Hylesia metabus*

L'appareil urticant d'*H. metabus* a été étudié par de nombreux auteurs, et en particulier par Michel (1981), Lamy (1982), Lamy et al (1982), Lamy et Lemaire (1983), Lamy et al (1984), qui ont réalisé des études au microscope électronique à balayage des poils urticants et de leur zone d'implantation. Ce chapitre a pour but de rappeler les principales caractéristiques de cet appareil commun à toutes les espèces du genre *Hylesia*.

A. APPAREIL URTICANT

L'abdomen des *Hylesia* est recouvert d'écailles et de poils de morphologie différente (Planche VI, Fig. 17). Chez la femelle, on trouve en plus de petites fléchettes de 150 μ m de longueur et 3 à 4 μ m de diamètre (Planche VII, Fig. 19). Ces fléchettes sont en très grande quantité, Lamy (1982) en compte 50.000/mm².

Dans leur étude de l'appareil urticant d'*H. metabus*, Lamy et al (1982) constatent que les fléchettes sont implantées sur les côtés de l'abdomen, sur les segments 4 à 7, au niveau des sternites et des parties

latérales des tergites. La zone cuticulaire d'implantation est en relief, ce qui laisse penser à ces derniers auteurs que les fléchettes seraient dérivées des écailles.

En microscopie photonique, la fléchette se présente comme un petit bâtonnet aux extrémités effilées (Fig. 20). Tandis que l'extrémité proximale est très effilée, l'extrémité distale présente de petites barbules dont la pointe est dirigée vers le haut.

En observation au microscope à balayage, la fléchette apparaît épineuse sur le tiers distal, avec des barbules pointues. Ces barbules sont alignées sur des canelures qui sont au nombre de huit, et qui portent chacune 20 à 27 barbelures (Fig. 21, 22 et 23). Sur les deux premiers tiers, les barbelures, invisibles au microscope optique sont bien visibles en balayage, elles ont leur extrémité arrondie, et sont collées sur presque toute leur longueur au corps de la fléchette.

Toutes les espèces appartenant au genre *Hylesia* possèdent un appareil urticant. Lamy et Lemaire (1983) ont d'ailleurs tenté une classification des espèces du genre en utilisant les caractères morphologiques des fléchettes.

B. ACTION URTICANTE

L'action urticante se produit lorsque les fléchettes rentrent en contact avec la peau humaine. Ce contact peut être direct lorsqu'il y a collision avec le papillon, ou lorsque l'on se trouve dans une zone où les papillons sont en train de voler, comme sous un lampadaire ou dans le faisceau des phares d'une voiture. Mais souvent, le contact est indirect, et c'est la manipulation d'objets se trouvant dans un lieu contaminé par le passage du papillon, comme le linge mis à sécher à l'extérieur ou le filtre d'un climatiseur, qui est la cause de l'éruption.

Les fléchettes peuvent conserver un pouvoir urticant pendant plusieurs années. En effet, l'examen d'une femelle cinq années après sa capture (mois de février 1982) a provoqué une réaction aussi intense qu'un papillon frais.

Initialement décrite par Légers et Mouzels (1918), l'action urticante d'*H. metabus* a été étudiée par de nombreux auteurs (Pradinaud 1969, 1985; Candeau 1976; Michel 1981; Ducombs et al 1983). La clinique de la "Papillonite" se traduit la plupart du temps par des lésions cutanées, (Fig. 19), les accidents oculaires et respiratoires étant beaucoup plus rares. La dermatite survient 15 à 30 minutes après le contact des fléchettes avec les zones découvertes de la peau, (intérieur des avant-bras et des poignets, nuque, cou, visage). Ceci s'accompagne d'un prurit violent, souvent à l'origine d'insomnies comme en témoigne notre expérience personnelle. L'éruption est faite de papules de 3 mm de diamètre en moyenne, entourées d'une zone érythémateuse (Fig. 24), et, si elles ne sont pas altérées par le grattage, surmontées d'une petite vésicule contenant un liquide clair et limpide (Pradinaud 1969).

Le grattage, ainsi que la sudation, aggrave et dissémine les lésions au delà de la zone de contact initial. Ceci est du, d'après Pradinaud, à la dilution de la substance toxique qui propage l'éruption cutanée.

Les lésions cutanées initiales peuvent régresser dans un délai de 12 à 24 heures, mais dans la majorité des cas, elles sont à l'origine de lésions secondaires correspondant à une généralisation de l'urticaire. La plupart du temps, le papillon provoque une dermatose pendant une période supérieure à 7 jours, mais toujours inférieure à 15 jours.

Pour l'instant, aucune étude approfondie n'a encore été entreprise pour déterminer de façon précise le mécanisme d'action des fléchettes, ainsi que la véritable nature de la ou des substances urticantes qu'elles transmettent.

Légers et Mouzels, en 1918, mirent les premiers en évidence la présence d'une substance urticante au niveau des fléchettes, et démontrèrent son insolubilité dans l'alcool et sa solubilité dans l'eau.

Gusmao et al (1961) vérifièrent les résultats de Légers et Mouzels, et démontrèrent l'insolubilité de la toxine dans l'éther.

Le pouvoir histamino-libérateur d'extraits de fléchettes a été démontré par Michel (1981) chez le cobaye en utilisant le test de Liacapoulos (1963).

Selon Pelissou (1985), les fléchettes contiendraient 6 à 7 protéines de poids moléculaires avoisinant 94.000, 67.000 et 30.000 daltons. Mais le pouvoir urticant de ces protéines reste encore à prouver.

CONCLUSION

Depuis le début de cette étude, des fléchettes ont été récoltées à l'occasion de chaque pullulation. Le programme de recherches initial ne prenant pas en compte la caractérisation de la toxine, celle-ci n'a pas été effectuée. Des contacts sont pris à l'heure actuelle avec des laboratoires métropolitains afin de pouvoir déterminer et caractériser le principe urticant le plus tôt possible, ce qui devrait permettre au corps médical de mettre au point une thérapie efficace.

CHAPITRE V.

ETUDE DE LA BIOLOGIE ET DE L'ETHOLOGIE D' *Hylesia metabus*

A. RECHERCHES SUR LE CYCLE BIOLOGIQUE

La bibliographie ne procure pas beaucoup de renseignements sur la biologie et l'écologie d'*H. metabus*, elle nous a quand même permis de répertorier les différentes explosions de "papillonite" à partir de 1931, date à partir de laquelle Boyé (1932) les décrivit le premier avec précision. Toutes ces données, réunies dans un tableau (Fig. 25), montrent que les mois de Mars, Juin, Septembre et Décembre séparent quatre périodes pendant lesquelles des explosions d'adultes d'*H. metabus* ont été notées. Ces quatre pics d'apparition, très réguliers depuis plus de cinquante années, semblent démontrer l'existence de quatre générations par an, c'est-à-dire un cycle de développement de trois mois. Les observations sur le terrain, combinées à un élevage au laboratoire nous ont permis de définir avec précision les modalités du cycle biologique d'*H. metabus*.

1. Ponte

1.a. Localisation

Les œufs sont déposés en amas, au nombre de deux cent en moyenne, sur des rameaux de palétuvier blanc (*Avicenia nitida* Jacq.) de 5 à 10 mm de diamètre. Ces amas forment une petite boule qui est ensuite recouverte par la femelle d'un tapis d'écaillles de ponte et de poils urticants (Fig. 26).

En cas de pullulations, les œufs peuvent être déposés n'importe où. Ainsi, des pontes ont été trouvées sur les murs de faïence blanche de l'aéroport de Rochambeau. Dans ces cas-là, la ponte a la forme d'une lentille de deux centimètres de diamètre, toujours recouverte d'écaillles de pontes et de poils urticants.

Les œufs sont blancs, ovoïdes, mesurant trois mm de longueur sur deux de large (Fig. 27). A l'approche de l'éclosion, ils prennent une teinte plus foncée due au développement de l'embryon.

1.b. Incubation

La durée d'incubation est assez longue, comme chez la plupart des Saturnidae. Elle varie entre 17 et 26 jours dans la nature.

Cette durée d'incubation dans la nature a été obtenue par le suivi de pontes placées en cage sur les lieux de développement du papillon. Ces durées sont reprise dans le paragraphe concernant la mise au point d'un élevage et comparées aux données obtenues au laboratoire (Fig. 39).

1.c. Eclosion

L'éclosion se produit en général durant les premières heures de la matinée, et dure au moins une demi-journée. La jeune chenille ronge le chorion de l'oeuf et y pratique une ouverture par laquelle elle s'échappe. Les premières chenilles à éclore restent sur place et attendent l'éclosion de la totalité de la ponte (Fig. 28). Elles forment alors une plaque sur le tapis de fléchettes urticantes recouvrant les œufs.

Les chenilles néonates restent rassemblées sur la ponte pendant plus de 12 heures, mais jamais plus de 24 heures. Elles partent ensuite en procession à la recherche de nourriture, en cheminant les unes à la suite des autres sur les rameaux de la branche, à la manière des processionnaires.

2. Biologie larvaire

Toutes les larves néonates de la ponte, se rassemblent ensuite à la surface inférieure d'une feuille, à l'abri du soleil et de la pluie, en y formant une plaque unique de couleur jaune foncé. Les chenilles de premier stade mesurent 3 mm de long sur 0,5 mm de large, elles ont une bande dorsale médiane, tirant sur le marron gris, plus sombre que la teinte générale jaune doré. En outre, elles portent des soies fixées sur de petits appendices de part et d'autre de la ligne dorsale (Fig. 29). En arrière de la tête, on peut distinguer quatre petites saillies céphaliques, imitant des antennes, qui vont se développer en longueur au cours de différents stades larvaires. Les chenilles mangent la feuille à partir de la bordure. Une fois la feuille terminée, la procession reprend à la recherche d'une autre feuille.

Le régime alimentaire et le spectre des plantes hôtes d'*H. metabus* sera évoqué dans le chapitre concernant l'écologie et la dynamique des populations, car le nombre de plantes sur lesquelles se nourrissent les populations larvaires est fortement dépendant de la densité de ces populations. La plante préférentielle de ces chenilles est cependant le palétuvier blanc *Avicenia nitida* Jacq qui peuple les mangroves marines.

L'élevage au laboratoire et la mesure des capsules céphaliques des différents stades larvaires nous permettent de dire que les chenilles effectuent leur développement en sept stades larvaires d'égale durée, sur une période de 45 jours (Fig. 30).

A partir du quatrième stade, la chenille prend une teinte plus foncée, qui va virer au noir dans les derniers stades. Sa bande dorsale se divise en deux filets jaunes (Fig. 29), tandis qu'un anneau blanc se forme dans le tiers antérieur des quatre premiers appendices. La chenille va atteindre 5 cm de longueur pour 5 à 7 mm de diamètre dans le septième et dernier stade.

Tandis que les passages du premier stade au deuxième, puis au troisième se font à la surface inférieure des feuilles, comme en témoignent les mues et les capsules céphaliques que nous y avons trouvées, les autres mues, (3ème-4ème, 4ème-5ème, 5ème-6ème) se passent sur le tronc de l'arbre sur lequel les chenilles se rassemblent en plaques.

Pendant ces quatre derniers stades larvaires, des périodes de nutrition dans le feuillage alternent donc avec des périodes de repos sur le tronc (Fig. 33 et 34). L'observation régulière des emplacements de plaques de chenilles ne nous a pas permis de déterminer une réelle périodicité au niveau des déplacement de chaque plaque entre le tronc et le feuillage. Cependant, nous avons pu

montrer que, d'une part les chenilles préfèrent rester sur le tronc pendant les moments les plus chauds de la journée, toujours dans la zone la moins ensoleillée, d'autre part elles se nourrissent préférentiellement pendant la nuit, et redescendent vers le milieu de la matinée. Ce dernier fait est confirmé par le suivi de 18 plaques de chenilles, sur trois journées non consécutives. Le cumul des plaques dénombrées à différents moments de la journée montre que les chenilles se tiennent sur le tronc entre 10 et 16 heures. Le déplacement des chenilles entre le tronc et le feuillage ne se fait pas de manière désordonnée. La plaque se déplace chaque fois en totalité, en formant une procession (Fig. 35), et en utilisant le même itinéraire balisé par de la soie. Quand les chenilles arrivent dans le feuillage, elles quittent, pour se nourrir, leur comportement grégaire, qu'elles reprendront plus tard au moment de la descente.

C'est à partir du troisième stade, que des différences ont été relevées dans le comportement des populations larvaires, suivant que l'on se trouve en période de pullulation ou de faible densité de population.

**. Basse densité de population.*

Les plaques, de 150 individus en moyenne, correspondant chacune à une ponte, sont situées sur le tronc des palétuviers, entre 10 et 20 mètres de hauteur (Fig. 33). Lorsque l'on examine les emplacements de ces plaques, on s'aperçoit que les chenilles ne réalisent jamais leurs mues successives au même endroit sur le tronc de l'arbre.

En période de faible densité de population, les plaques sont dispersées, et il est très rare d'en trouver plusieurs sur le même arbre. En outre, pendant cette période, les sites de développement sont très spécifiques et limités à une certaine zone de mangrove, dont les particularités seront développées au chapitre suivant.

*. *Pullulation.*

En période de pullulation, les plaques de chenilles peuvent compter plusieurs milliers d'individus, et recouvrir une grande partie du tronc de l'arbre. Ces plaques correspondent donc à la coalescence de plusieurs pontes. Nous ne connaissons pas à l'heure actuelle le déterminisme de ce grégarisme.

Contrairement au cas précédent, où les plaques se trouvaient à des hauteurs importantes, les chenilles occupent ici la partie basse du tronc et ne changent pas de place pour muer. Ce comportement peut jouer un rôle important dans la propagation des épizooties qui peuvent alors se transmettre beaucoup plus facilement dans la population, au sein d'un même stade larvaire, ainsi que d'un stade à l'autre.

Comme nous le verrons au chapitre suivant, pendant ces périodes de fortes densités de population, les adultes se dispersent et pondent sur de nombreuses espèces d'arbres. Les chenilles adoptent alors un comportement polyphage, et peuvent se révéler nuisibles dans certains cas, en défoliant entièrement les arbres qu'elles occupent (cf Chapitre VIII.)

3. Nymphose

A la fin de leur vie larvaire, les chenilles perdent leur comportement gréginaire, et se dispersent dans la végétation pour se nymphoser. Cette phase de dispersion est si importante qu'il est très difficile de trouver des chrysalides en période de basse densité de population, et donc de définir avec exactitude le trajet effectué par les chenilles de dernier stade larvaire pendant leur phase de migration.

Avant de se nymphoser, la chenille en fin de septième stade forme un cocon entre deux feuilles qu'elle relie par de la soie. La nymphe a une couleur brun foncé, elle pèse entre 500 et 600 mg pour la femelle, contre 300 à 400 mg pour le mâle (Fig. 31 et 32).

La vie nymphale dure entre 15 et 20 jours. Les mâles émergent 5 jours avant les femelles, aussi bien en période de basse densité de population que de pullulation. Ce fait est très intéressant, car il permet de prévoir avec exactitude l'émergence des femelles, qui, nous le rappelons, sont seules urticantes.

4. Biologie des adultes

4.a. Mœurs

Les papillons d'*H. metabus* ont une activité nocturne, et surtout crépusculaire, bien qu'en cas de pullulation nous en ayons observé certains en train de voler en plein jour. Dans la journée, ils s'abritent sous le feuillage ou contre les troncs d'arbres, et restent complètement immobiles, antennes et pattes repliées sous les ailes antérieures qui sont alors ramenées le long du corps, recouvrant totalement les postérieures, dans la position classique en toit des Sphingidae et des Noctuidae (Fig. 37). Quand il est inquiété, l'imago relève les ailes antérieures, découvrant brusquement son abdomen qu'il recroqueville, exposant ainsi l'agresseur aux fléchettes urticantes (Fig. 18).

On notera que comme tous les Hemileucinae, ils possèdent des pièces buccales très réduites et n'ont pas de trompe, ce qui les empêche de se nourrir.

Les adultes prennent leur vol un quart d'heure après la tombée de la nuit. Ce vol est très bref, jusqu'à 20 heures en période de faible densité de population, et

jusqu'à 21 heures - 21 heures 30' en période de pullulation. Le phototropisme étant nettement positif chez les femelles, c'est à ce moment-là qu'elles sont attirées par les sources lumineuses, et surtout par celles qui émettent des rayonnements ultra-violets. Nous avons remarqué, comme Hudson (1985), que les lampes jaunes et oranges (vapeur de sodium), attirent beaucoup moins que les lampes à lumière blanche (à vapeur de mercure par exemple).

4.b. Sex-ratio

La sex-ratio a été déterminée à l'aide de techniques différentes, comme les piégeages lumineux et l'élevage au laboratoire de plaques de chenilles récoltées dans la nature. Comme le montre le tableau suivant, les résultats ne sont pas les mêmes suivant la méthode employée.

	Nombre total	Nombre de mâles	Nombre de femelles	Sex-ratio
Piégeage lumineux	255	23	232	0,91
Elevage	269	139	130	0,48

Nous exprimons la sex-ratio par un chiffre inférieur à 1, représentant le rapport du nombre de femelles sur l'ensemble des mâles et des femelles. Dans le cas des pièges lumineux, le nombre de femelles capturées est très important par rapport à celui des mâles. On peut en déduire, en comparaison avec les résultats obtenus dans l'élevage du laboratoire, que les mâles sont très peu attirés par les lampes des pièges lumineux.

Alors que chez la grande majorité des Attacidae, ce sont les mâles qui viennent le plus facilement au piège lumineux, chez *H. metabus*, il semble que les femelles gravides soient le plus attirées. Cette observation est à rapprocher de celle de Nguyen-Ban (1977) qui dans son étude de la noctuelle ravageur du cacaoyer *Earias bipuncta*, a aussi observé une prédominance de femelles gravides au piège lumineux.

On peut conclure que si la méthode du piégeage lumineux peut apporter des résultats quant à l'éthologie du papillon, le calcul de la sex-ratio par l'élevage de larves récoltées dans la nature élimine les variables liées au comportement des adultes et fournit une estimation plus précise de l'état réel de la population.

4.c. Accouplement

L'accouplement n'a jamais été observé dans la nature. On constate que les premières femelles attrapées au piège lumineux sont en général stériles. La seconde nuit, on capture des femelles possédant un spermatophore, tandis que des femelles ayant déjà pondu apparaissent la troisième nuit. L'accouplement se passe donc la première nuit qui suit l'émergence du papillon, à la suite du premier vol. La ponte a lieu la nuit suivante. Toutes les femelles examinées ne possédaient qu'un seul spermatophore, ce qui prouverait un accouplement unique.

4.d. Ponte et nombre d'oeufs

La ponte commence le premier soir qui suit la fécondation. La femelle pond ses œufs en une seule fois, comme le montre, dans le tableau suivant, le comptage des œufs

contenus dans les pontes et dans l'abdomen de femelles gravides, ainsi que l'observation de la ponte au laboratoire.

	Nombre d'oeufs	Moyenne
Ponte	353 326 238 300 145 376 306 225 317 240 296 155 204 294 312 275 198 235 287 323 345 196 256 254 311 270 180 266 310 276 238 186 287 256	268,91
Femelle gravide	308 219 284 261 275 154 320 272 301 249 278	265,54

La seule mention du nombre d'oeufs dans une ponte rapporté dans la littérature par Boyé (1932), fait état de deux cents oeufs. Les résultats que nous avons obtenus montrent une moyenne de 268,91 oeufs, moyenne calculée à partir de 35 pontes.

4.e. Longévité

La durée de vie des adultes est très courte, étant donné qu'une absence de trompe et des pièces buccales atrophiées les empêchent totalement de se nourrir. Cette durée ne dépasse donc pas trois à quatre jours au laboratoire. Des adultes capturés dans la nature et mis en cage sur le site de capture n'ont pas vécu plus de trois jours.

B. MISE AU POINT D'UN ELEVAGE AU LABORATOIRE

Si les grandes étapes du cycle biologique d'*H. metabus* ont pu être déterminées par des observations sur le terrain, il a été indispensable de mettre au point un élevage en laboratoire, en atmosphère contrôlée (25°C, 70% HR), afin de connaître la durée exacte des différents stades de développement, de l'oeuf, de la chenille et du papillon.

En outre, dans l'optique de la mise au point d'un système de lutte intégrée basé sur l'utilisation d'insecticides biologiques, seul un élevage au laboratoire, sur milieu artificiel, pouvait nous permettre de réaliser des infections expérimentales et déterminer ainsi l'efficacité comparée de différentes souches d'insecticides.

Dans ce but, nous avons étudié la mise en place de deux élevages: l'un sur milieu végétal, l'autre sur milieu artificiel.

Nous aborderons aussi dans ce chapitre les différents problèmes que nous avons rencontrés dans la mise au point d'un élevage de masse; cet élevage devant servir à la production d'un agent pathogène viral, dans le cas où celui-ci serait retenu comme insecticide biologique dans le système de lutte intégrée.

1. Elevage expérimental

1.a. Elevage sur milieu naturel

Notre première ambition a été la mise au point d'un élevage expérimental à partir de chenilles récoltées dans la nature (Fig. 44 et 45).

Toutes les feuilles fournies aux chenilles sont d'abord plongées dans une solution à 5 pour cent d'hypochlorite de sodium (Eau de Javel) 12 degrés chlorométriques additionnée de quelques gouttes de mouillant (Tween ou Teepol) pendant 5'. Elles sont ensuite séchées sur du papier absorbant, puis mises dans les boîtes. La stérilisation des boîtes se fait par un passage sous un rayonnement ultra-violet pendant quinze minutes.

Dès leur récolte, les chenilles sont mises en élevage dans des boîtes aérées en plastique, préalablement stérilisées, à raison de cinquante chenilles par boîte (Fig.40). Suivant le stade de la chenille, la capacité des boîtes varie comme indiqué ci-dessous.

stade larvaire	1	2	3	4	5	6	7
<hr/>							
capacité de la boîte/litres	0,3	0,5		2		6	

Les chenilles sont nourries avec des feuilles de palétuvier blanc, *Avicenia nitida*, qui sont changées une fois par jour. Des feuilles de goyavier ont aussi été utilisées avec succès.

Ces premiers élevages ont ainsi permis de préciser le nombre et la durée des derniers stades larvaires. L'élevage des deux premiers stades larvaires a aussi été réalisé sur végétal, par la capture de femelles gravides qui ont pondu au laboratoire.

Les femelles gravides sont capturées à l'aide de pièges lumineux formés d'un drap blanc tendu verticalement sur un cadre et éclairé par des lampes à vapeur de mercure. Deux lampes de faible puissance (125 ou 80 watts) sont placées de chaque côté du drap, tandis que des lampes de forte puissance, totalisant 1000 watts sont placées sur un

mat d'appel à une hauteur de 5 mètres, à la verticale du drap (Fig.36). Au moment où les papillons, attirés par la lumière se posent sur le drap, ils sont placés dans des boîtes cylindriques de 0,31 avec une brindille de palétuvier de 0,5 à 1 cm de diamètre qui servira de support de ponte (Fig. 37).

La femelle dépose sa ponte sur la brindille en une seule fois, dans les deux jours qui suivent sa capture. La ponte est ensuite transférée dans une boîte aérée jusqu'à l'éclosion afin d'éviter le confinement et le développement de moisissures. Nous avons pu ainsi déterminer la durée d'incubation des œufs qui est de 22 jours en moyenne dans les conditions extérieures de température et d'humidité, et de 24 jours à une température constante de 25°C et une humidité relative de 70%.

Comme pour les durées d'évolution des divers stades de l'insecte, c'est la température qui conditionne la rapidité du développement embryonnaire. Les durées d'incubation à différentes températures au laboratoire ont été notées et transcris dans tableau suivant.

Température	22°C	25°C	30°C
moyenne/10pontes	31,3	24	17,6

Le calcul de la durée d'incubation moyenne pour les températures extrêmes de 22 et 30°C s'est fait sur 10 pontes. La température de 25°C représentant la température standard utilisée au laboratoire, le calcul de la durée d'incubation à cette température s'est fait sur un total de 73 pontes.

La figure 39 montre les différences entre les durées d'incubation notées sur les lieux de développement de l'insecte et celles observées au laboratoire à 25°C. On remarque que les durées à 25°C sont globalement plus longues que dans la nature, où la température varie au cours de la journée entre 22 et 30°C. La collecte de ces données s'est faite sur plusieurs générations successives, à des saisons différentes, ce qui explique l'allure écrasée de la courbe relative aux conditions extérieures.

Une fois la nymphose effectuée, les chrysalides sont débarrassées de leur cocon, triées, sexées et pesées. Le résultat de ces mesures montre que comme dans la nature, les chrysalides femelles sont plus lourdes que les mâles (Fig. 40). En outre une baisse du poids moyen des nymphes est observée par rapport aux résultats récoltés sur le terrain.

Les chrysalides sont placées individuellement dans des boîtes cylindriques de 0,3 litres à couvercle grillagé. Au fond de la boîte, est placé une couche de papier absorbant qui peut retenir l'humidité et isole la chrysalide de la matière plastique. Les boîtes sont surveillées tous les jours de façon à ce que l'humidité n'entraîne pas le développement de germes pathogènes (champignons et bactéries) qui peuvent provoquer une forte mortalité à ce stade.

Dès l'émergence des adultes, les couples sont élevés individuellement dans des boîtes en matière plastique cylindriques non aérées de 0,5 litre. A l'intérieur des boîtes sont placés une brindille de palétuvier ou de goyavier, sur laquelle la femelle déposera ses œufs, ainsi qu'un morceau de papier absorbant, imbiber d'eau, pour assurer une certaine humidité. Les adultes ne se nourrissent pas, de par l'absence de pièces buccales, aucune disposition particulière n'a été prise à ce niveau. La durée de vie des adultes est identique à celle observée dans la nature (cf A.4.e.).

1.b. Elevage sur milieu artificiel

Dans l'optique de la réalisation de tests d'insecticides biologiques au laboratoire, la mise au point d'un élevage sur milieu artificiel s'imposait, afin d'une part de standardiser les différents essais, d'autre part de se rendre indépendant de la présence de végétal frais.

Si de nombreux travaux ont été réalisés en ce qui concerne l'élevage sur milieu artificiel de Noctuidae, de Lymantriidae, de Pyralidae, il n'en est pas de même pour les Attacidae. Singh et Moore (1985), dans leur revue exhaustive sur l'élevage des insectes, citent en effet 10 espèces d'Attacidae pour 217 espèces de Noctuidae. Le seul milieu artificiel pour Attacidae donné dans cette revue est celui de Riddiford (1968) conçu au départ pour *Hyalophora cecropia* (Linné).

Trois milieux, dont les compositions sont données dans le tableau ci-dessous, ont été testés vis à vis des chenilles d'*H. metabus* :

-Le premier milieu, celui de Poitout et Bues (1974), est un milieu simplifié déjà utilisé par notre laboratoire pour l'élevage de noctuelles. Deux configurations de ce milieu ont été testées, l'une à base de semoule de maïs, l'autre à base de poudre de feuilles de palétuvier *A. nitida*. Nous avons observé dans ce cas une forte mortalité au niveau des premiers et deuxièmes stades larvaires.

A la suite de cet échec, le second milieu que nous avons choisi est un milieu artificiel plus spécifique, celui de Riddiford (1968) à base de germes de blé et de caséine, initialement utilisé dans l'élevage du Saturnidae *Hyalophora cecropia*. Dans ce cas aussi, une configuration dans laquelle la cellulose est remplacée par de la poudre de palétuvier, a été utilisée, mais sans succès, en raison de problèmes de

fermentation et de développements de moisissures, ceci malgré l'addition de nippagine et d'acide sorbique. La première configuration a donné de meilleurs résultats que le milieu de Poitout et Bues dans le développement des stades larvaires. Par contre, les durées de nymphose ont été beaucoup plus importantes que dans la nature, avec une moyenne de 50 jours, et les adultes émergeaient souvent avec des ailes déformées. L'addition d'huile de lin (Riddiford, 1968) et d'acide linoléique (Riddiford in Singh et Moore, 1985) n'a pas amélioré cette situation.

COMPOSITION DES MILIEUX ARTIFICIELS		
MILIEU DE POITOUT ET BUES (1974)	MILIEU DE RIDDIFORD (1968)	MILIEU DE SINGH (1983)
groupe 1	groupe 1	groupe 1
Eau 1000 ml	Eau 1000 ml	agar agar 38 g
agar agar 23,5g	agar agar 30 g	caséine 54 g
semoule de maïs 165 g	sels de Wesson 20 g	poudre de cellulose 154 g
germe de blé 41 g	sucrose 42 g	sels de Wesson 15 g
levure de bière 44 g	caseine 42 g	germes de blé 46 g
acide benzoïque 1,7g	germe de blé 36 g	
parahydr. de méthyle 1,4g	poudre de cellulose 6 g	groupe 2
formaldehyde 10% 6ml	B-sitostérol 0,6 g	cholestérol* 0,8 g
	formaldhyde 37%	acide linoléique* 3,8 g
	acide sorbique *	
	parahydroxybenzoate de méthyle* 2,1 g	groupe 3
groupe 2	solution de KOH 10% 12 ml	Eau 1000 ml
acide ascorbique 5,8g		solution de KOH 4M 7,6 ml
	groupe 2	groupe 4
	aureomycine 3g	mélange vitaminé de Vanderzant 31 g
	sulfate de kanamycine 0,16g	sucrose 46 g
	acide ascorbique 4,8 g	glucose 7,6 g
	chlorure de choline 1,2 g	Eau 110 ml
	inositol 0,18g	sulfate de streptomycine 0,2 g
	huile de lin 1,2 ml	penicililine (sodium) 0,2 g
	mélange vitamine de Vanderzant 24 g	
	*(en solution dans de l'éthanol 95%)	groupe 5
		parahydroxybenzoate de méthyle**2 g
		acide sorbique** 2,7 g
		*(en solution dans du dichlorométhane)
		**(en solution dans de l'éthanol 95%)

De bons résultats ont été obtenus avec le troisième milieu (Singh, 1983), moins spécifique que le précédent, et contenant beaucoup plus de cellulose (voir tableau). Dans l'élevage conduit sur ce milieu, nous avons obtenu un poids moyen des nymphes supérieur à celui de la nature (Fig. 40). La configuration dans laquelle la cellulose est remplacée par de la poudre de feuilles de palétuvier a été acceptée par les derniers stades larvaires, mais a été à l'origine d'une très forte mortalité dans les premiers stades.

Nous ne détaillerons ici que les étapes de la fabrication de ce troisième milieu, étant donné que c'est celui que nous avons utilisé par la suite dans tous les élevages.

La fabrication du milieu se déroule en plusieurs étapes. Les éléments composant le groupe 1 sont d'abord mixés ensemble à l'aide d'un mélangeur électrique jusqu'à l'obtention d'une poudre homogène. Le cholestérol et l'acide linoléique, qui forment le groupe 2 sont dissous dans du dichlorométhane à raison de 10 ml/g de produit; ils sont ensuite mélangés aux poudres du groupe 1. Le solvant est évaporé en laissant le mélange à l'air libre pendant une demi-journée. Le sucre et les vitamines du groupe 4 sont dissous dans 110 ml d'eau. Le groupe 5 comprend les inhibiteurs de moisissures et les conservateurs qui sont dissous dans de l'éthanol à 95°. Une fois ces fractions préparées, les poudres du groupe 1 sont versées dans l'eau additionnée de KOH (groupe 3) et mixées. Le mélange est ensuite passé à l'autoclave à 115°C pendant 20 minutes. Après refroidissement à 60°C, la solution de vitamines et de sucre est ajoutée, ainsi que le mélange de nippagine et d'acide sorbique. Le milieu toujours liquide est soigneusement mixé, puis versé dans une boîte en plastique parallélépipédique de 2 litres et placé sous un rayonnement ultraviolet pendant au moins une heure. La boîte est ensuite conservée au réfrigérateur pendant une période ne dépassant pas 2 semaines. Le milieu frais peut être congelé à -18°C;

il peut ainsi être conservé pendant de longues périodes. Il suffit seulement de le décongeler et de le faire revenir à la température ambiante avant de le donner aux chenilles.

Dès le début de l'éclosion, le petit bout de bois supportant la ponte est mis en contact avec une lamelle de milieu posée dans la boîte sur un petit croisillon de plastique, afin que d'une part le milieu ne soit pas en contact avec le fond de la boîte et ne soit pas souillé par les excréments, et d'autre part que les chenilles néonates puissent se placer sous la lamelle de milieu, à l'abri de la lumière, de la même manière qu'elles se placent à la surface inférieure des feuilles lorsqu'elles sont dans la nature ou qu'elles sont élevées sur milieu naturel. Afin d'éviter le développement de moisissures, les boîtes sont aérées; en conséquence, le milieu sèche plus rapidement, et doit être changé tous les deux jours. Afin de ne pas avoir à manipuler les chenilles néonates et les deux premiers stades larvaires, qui sont très fragiles et adhèrent fortement à la soie qu'ils tissent à la surface du milieu, une lamelle de milieu frais est placée contre l'ancienne, et les chenilles migrent d'elles mêmes sur le nouveau milieu. Une fois la migration effectuée, la nouvelle lamelle est placée dans une boîte propre, (Fig. 42 et 43).

Les chenilles acquièrent dès leur éclosion un comportement gréginaire, et forment une véritable colonie; elles ne peuvent donc être élevées que collectivement. Des essais d'élevages individuels de chenilles néonates n'ont donné aucun résultat. Il en a été de même jusqu'au troisième stade. Donc, les tests d'infection et les calculs des taux de mortalité n'ont pu être réalisés qu'à partir du quatrième stade larvaire, stade à partir duquel les chenilles peuvent être élevées individuellement.

A partir du quatrième stade, les chenilles adoptent le même comportement que dans la nature. Elles ne restent plus sur le milieu, comme dans les stades précédents, mais

forment une plaque sur une paroi ou sur le couvercle de la boîte, et ne vont sur le milieu que pour se nourrir. Les déplacements, bien que beaucoup plus courts que dans la nature, se font toujours en procession.

Le passage d'un milieu naturel à un milieu artificiel et vice versa s'effectue sans problème à partir du troisième stade; après une période de jeune de l'ordre d'une journée, les chenilles se remettent à s'alimenter sur le nouveau milieu.

Les élevages individuels se font dans de petites boîtes rectangulaires (44 x 22 x 16 mm) en plastique, non aérées, dont le fond est recouvert de milieu. Une fois la chenille placée dans la boîte, celle-ci est retournée de manière que le milieu se retrouve au plafond de la boîte. Les boîtes sont changées tous les trois jours.

Malgré l'absence de feuilles dans lesquelles les chenilles tissent habituellement leur cocon, la nymphose se passe sans problèmes; certaines chenilles tissent un cocon sur les parois de la boîte ou dans un angle, d'autres se nymphosent sans tisser de cocon, sur le fond de la boîte. A partir de ce stade, les nymphes sont traitées comme dans le cas de l'élevage sur milieu naturel. Après avoir été sexées, elles sont stockées dans une boîte dont le fond est recouvert de papier absorbant.

2. Problèmes liés à l'élevage de masse

L'utilisation d'un insecticide biologique spécifique tel qu'un virus, qui ne peut être produit que sur du matériel vivant, nécessite, pour une production en grande quantité, la mise en place d'importantes cultures cellulaires ou d'un élevage de masse.

2.a. Manipulation des adultes

Les impératifs techniques de stérilité et d'aseptie inhérents à la culture cellulaire, ainsi que les difficultés rencontrées dans la mise au point d'abord de primo-cultures, puis d'une lignée cellulaire stable et permissive, et la production de virus dans un tel système (Stockdale et Priston, 1981), étaient trop importants pour que nous puissions envisager l'établissement d'une lignée cellulaire d'*H. metabus*. Ceci, lié au fait que même la mise au point de cultures cellulaires nécessite aussi de grandes quantités de matériel vivant nous a amenés à envisager les modalités de mise en place d'un élevage de masse.

Si l'établissement d'un élevage de masse de ce Lépidoptère ne pose pas de problèmes au niveau de l'élevage des stades larvaires, il n'en est pas de même en ce qui concerne le maintien et la manipulation d'une population importante d'adultes dans un laboratoire. Aucun élevage de ce type n'avait déjà été tenté, et les seules mentions trouvées dans la littérature concernaient uniquement la protection à assurer contre des phénomènes d'allergie envers les écailles de papillons (Wirtz, 1980; Seabrook et al, 1985). Le problème le plus important à résoudre se trouvait donc dans la manipulation des femelles et des pontes.

L'élevage des adultes a été conduit dans une enceinte fermée et climatisée à l'extérieur des locaux du laboratoire proprement dit (fig. 46). Une mention spéciale doit être apportée à la climatisation qui a été conçue de manière à supprimer les échanges d'air avec l'extérieur (Système "Split" avec compresseur à l'extérieur et évaporateur indépendant à l'intérieur de l'enceinte). La manipulation des adultes s'est faite sous un précipitateur électrostatique de poussière (Honeywell modèle F70B) d'un débit de 2000 m³/h d'air filtré, et placé dans le plafond de l'enceinte d'élevage. Les fléchettes lâchées dans l'air ambiant par les papillons sont aspirées dans l'appareil. L'air pollué traverse une zone d'ionisation qui charge électriquement toutes les impuretés. Les fléchettes électrisées sont ensuite attirées et se collent sur des lames métalliques entre lesquelles s'établit une différence de potentiel de 7000 Volts. L'air débarrassé des fléchettes est ensuite rejeté des quatre côtés de l'appareil, (fig. 47 et 48).

Des bandes de papier adhesif ont été placées de part et d'autre de l'appareil afin de vérifier l'efficacité du filtrage. Après 1/4 d'heure de manipulation d'une vingtaine de femelles, nous avons pu relever une moyenne de 545 fléchettes par cm² à l'entrée de l'appareil. Les adhésifs placés à la sortie de l'air filtré portaient une moyenne de 26 fléchettes. Ces moyennes ont été calculées par le comptage de 8 adhésifs de 1,2 x 3 cm sur la face avant et de 2 sur chacun des 4 bouches de sortie. Ceci montre que l'appareil retient la plupart des fléchettes émises par les femelles. Mais le peu de fléchettes réussissant à passer au travers de ce filtre sont répandues dans le local et deviennent vite insupportables pour le manipulateur, même vêtu d'un vêtement protecteur de type K WAY, d'un masque et de gants. En outre, dans une atmosphère à 25°C et une humidité relative oscillant entre 70 et 85%, il est difficile de travailler longtemps dans un tel habillement.

2.b. Etat sanitaire des chenilles

Un autre problème a résidé dans l'état sanitaire et le maintien des populations larvaires. Si dans le cas d'un élevage expérimental, nous avons pu nous permettre de mener des élevages individuels à partir du 4ème stade, et par-là même supprimer les contacts entre les chenilles et la transmission de maladies, un élevage de masse implique une plus grande promiscuité dans les populations de chenilles, et présente un terrain favorable au développement d'épizooties. L'obtention de populations de chenilles parfaitement saines a présenté beaucoup de difficultés, et malgré des mesures d'aseptie, le nettoyage soigneux et la stérilisation sous ultra-violets de la vaisselle, il n'a pas été possible d'éliminer entièrement la polyhédrose nucléaire et la bactériose à *Bacillus thuringiensis* de la population larvaire en élevage.

Conclusion

L'élevage en laboratoire des chenilles d'*H. metabus* a donc été réalisé avec succès par apport de feuillage frais d'*A. nitida* (palétuvier blanc) et de *Psidium goyava* (goyavier). Cet élevage nous a permis de préciser les différentes étapes du cycle biologique, et en particulier le nombre de stades larvaires et la durée d'incubation des œufs.

Le milieu artificiel de Singh (1983) a été retenu comme étant le plus approprié pour la conduite d'élevages artificiels de ce papillon. Nous avons pu ainsi réduire les temps de manipulation et standardiser le milieu alimentaire afin d'assurer le maintien d'une souche d'*H. metabus* en dehors de sa zone de répartition géographique. La réussite d'élevages individuels sur milieu artificiel à partir du 4ème stade larvaire a permis d'envisager la réalisation de tests d'insecticides biologiques.

Les difficultés rencontrées dans la mise au point d'un élevage de masse, tant au niveau de la manipulation des adultes que de l'état sanitaire des chenilles ne nous permettent pas pour l'instant d'envisager dans un tel système la production en grande quantité d'un agent pathogène viral. Aucune solution pratique totalement efficace n'a été trouvée pour empêcher toutes les fléchettes urticantes d'entrer en contact avec les manipulateurs qui, à la suite de contact répétés, peuvent développer des réactions d'allergie, en sus de la dermatite.

CHAPITRE VI

ECOLOGIE ET DYNAMIQUE DES POPULATIONS

INTRODUCTION

L'étude de l'écologie et de la dynamique des populations de cet insecte était une étape prioritaire dans la réalisation du programme de recherches.

D'une part, le côté spectaculaire des différentes phases d'explosion puis de régression des populations larvaires et imaginaires d'*H. metabus*, en fait un modèle particulièrement intéressant pour l'étude et la compréhension des phénomènes de régulations des populations d'insectes, et des facteurs intervenant dans cette dynamique.

D'autre part, seule une meilleure connaissance de l'écologie d'*H. metabus* et des facteurs biotiques et abiotiques de régulation de ses populations pouvait nous permettre de mettre en place sur le terrain une méthode de lutte efficace.

Dans ce chapitre, après un bref aperçu des caractéristiques géographiques et climatologiques de la Guyane Française, nous permettant de situer le biotope d'*H. metabus* dans son contexte, nous étudierons les zones de mangrove, et en particulier la mangrove de Guatémala à l'Est de Kourou, site de développement privilégié du papillon.

La répartition géographique d'*H. metabus* en période de pullulation et de basse densité de population sera ensuite étudiée, suivie du spectre des plantes hôtes pendant ces deux périodes.

Le second volet de ce chapitre est consacré à la dynamique des populations et à l'étude des gradations cycliques dont elles sont l'objet. Après l'étude des facteurs abiotiques pouvant intervenir dans ces gradations, tels que l'envasement des côtes et la pluviométrie, nous ferons l'inventaire des différents facteurs biotiques de régulation, et en particulier les parasites, les prédateurs et les agents pathogènes.

A. LE MILIEU: SITUATION GEOGRAPHIQUE ET CLIMATOLOGIQUE

Le département de la Guyane Française, seul territoire Français d'Amérique du Sud, couvre une superficie d'environ 90.000 km², et représente 6% d'une entité géologique beaucoup plus vaste, le "Bouclier Guyanais", constituée de roches précambriennes et située entre l'Océan atlantique, la dépression de l'Amazone et la grande boucle de l'Orénoque (Fig. 49), (Boyé et Réaud, 1979).

En arrière d'une mince frange côtière, dont la largeur moyenne varie de 5 à 40 km, constituée de mangroves, de savanes sèches et humides et de marécages côtiers, les 9/10ème restants du territoire sont recouverts par une chape épaisse (20 à 40 m) de forêt équatoriale dense, sempervirente.

Le climat de la Guyane Française est de type équatorial avec des précipitations qui varient entre la zone côtière, (2 à 3 m par an) et l'intérieur du pays (plus de 3,5 m par an), avec un maximum dans la région des montagnes de Kaw au Nord-Est (plus de 4 m par an en moyenne). Il est sous l'influence de la Z.I.C. (Zone Intertropicale de Convergence) zone de basses pressions entre les anticyclones des Açores au Nord et de Ste Hélène au Sud.

On peut observer ainsi, selon Blancaneaux (1982) le développement de quatre saisons, dont deux petites, plus ou moins marquées selon les années:

- Décembre à Février: petite saison des pluies.
- Février à Mars: petite saison sèche.
- Mars à Juillet: grande saison des pluies.
- Juillet à Novembre: grande saison sèche.

La température, dont la moyenne se situe autour de 26°C est l'élément le plus constant du climat Guyanais, avec des variations diurnes de 6 à 8°C pendant la saison des pluies, et de 10 à 12°C pendant la saison sèche.

L'humidité moyenne vraie est forte, de l'ordre de 85%, avec un minimum pouvant descendre jusqu'à 30% en saison sèche, et une amplitude diurne de 20 à 25% suivant la saison.

Se situant dans la zone de balancement des deux anticyclones, la Guyane française est alternativement, selon l'époque de l'année, sous l'influence des alizés du Nord-Est et du Sud-Est, qui soufflent sans interruption, faibles à modérés.

B. LA MANGROVE A *AVICENIA NITIDA* (JACQ.)

Marius (1985) définit le terme de mangrove au sens large comme représentant "l'ensemble des formations végétales, arborescentes ou buissonnantes, qui colonisent les atterrissage intertidaux marins ou fluviiaux des côtes des pays tropicaux". Ici, nous désignons par ce terme uniquement la forêt de palétuviers longeant le littoral et les berges des fleuves.

Cette formation littorale ouvre le bouclier Guyanais sur toute sa façade atlantique, du nord du Territoire de l'Amapa (Brésil) à l'embouchure de l'Orénoque (Vénézuéla) (Fig. 50). Elle peut atteindre une centaine de kilomètres d'épaisseur dans la région de Basse Berbice (Nord-Est du Guyana) et au Nord-Ouest du Guyana (Boyé et Réaud, 1979).

En Guyane Française, la mangrove occupe presqu'entièrement la zone littorale, sous la forme d'une bande dont la largeur varie de quelques mètres au niveau de la savane Sarcelle (région de Mana), à une douzaine de km dans la région de Sinnamary (Fig. 51). Cette région littorale est "caractérisée par une température moyenne de 26°C et une pluviosité comprise entre 1,8 et 3m par an" (Lescure, 1977).

Les sols supportant la mangrove sont soumis à des phases successives d'envasement et de désenvasement, ce qui rend le contour de cette mangrove littorale extrêmement variable. D'après Marius (1969), ces sols ont "une texture très fine, essentiellement argileuse, avec un taux d'argile constant dans le profil (60%, 70%)".

On observe en Guyane deux types de mangroves, un type ripicole à *Rhizophora* sp. (Rizophoracae) qui colonise la bordure des estuaires et qui occupe une surface minime par rapport à la mangrove maritime à palétuviers blancs *Avicenia nitida* Jacq. (Verbenacae) qui correspond au deuxième type (de, Granville, 1978). C'est ce deuxième type que nous

aborderons dans cet exposé, et en particulier la mangrove de Guatemala, sur la rive gauche du Fleuve Kourou (Fig. 52), car c'est dans certaines zones de cette forêt de palétuviers blancs que se trouve le biotope privilégié d'*H. metabus*.

Lescure (1977), dans son étude de la mangrove Guyanaise, a bien défini les types architecturaux correspondant aux différentes formes de mangrove observables sur le littoral, et en particulier les formes de régression et d'expansion liées aux phases successives d'envasement et de désenvasement du littoral et causées par un courant marin Sud-Est Nord-Ouest porteur des alluvions de l'amazone.

Actuellement, les mangroves entourant Kourou sont des mangroves en expansion (Fig. 53), dont l'espèce pionnière est le palétuvier rose *Laguncularia racemosa* Gaertn. (Combretaceae). Après une colonisation progressive du banc de vase, cette espèce forme une population ne mesurant pas plus de 2,5 m de hauteur, à l'abri de laquelle se développent les pousses de palétuvier blanc *A. nitida*. Les palétuviers blancs vont ensuite dominer la population de *L. racemosa*, qui disparaît totalement, et former une population pure ne dépassant pas une dizaine de mètres de hauteur. Cette population va croître, pour former plus en arrière une forêt atteignant 20 m de hauteur sous le couvert de laquelle vont se développer quelques palétuviers rouges ne dépassant pas 6 m et ne paraissant pas jouer un rôle important dans la structure de la forêt comme l'a déjà souligné Lescure (1977) dans le cas de la mangrove de Sinnamary.

La mangrove de Guatemala appartient donc au modèle ci-dessus. Cependant, il est important de noter ici la présence d'anciens cordons littoraux sableux, témoins de précédents tracés du littoral, qui isolent la forêt proprement dite, âgée, de la zone du front de mer, en cours de colonisation (Fig. 53).

Dans la mangrove du village indien, à l'Ouest de Kourou (Fig. 52), on ne remarque pas la présence de cordons sableux, ainsi que de palétuviers rouges *Rhizophora* sp.. La forêt d'*A. nitida* est pure et les arbres n'atteignent que douze à quinze mètres de hauteur, à l'opposé du site précédent, où ils sont plus gros et dépassent 20 m.

L'absence de cordons sableux entre la forêt et la mer entraîne une influence des marées plus importante au niveau de la zone du village indien, alors que dans la mangrove de Guatemala, la forêt de palétuviers âgée n'est soumise qu'aux marées les plus importantes (Fig. 53). La présence de *Rhizophora* sp. dans la mangrove de Guatemala s'explique peut-être par le fait que les cordons sableux isolant la forêt sont responsables d'un taux de salinité plus bas.

C. ETUDE DE LA REPARTITION GEOGRAPHIQUE D'*H. METABUS*

Un suivi régulier de la répartition géographique des populations d'adultes et de chenilles nous a permis d'observer d'importantes variations, non seulement au niveau de l'importance quantitative des populations, mais aussi au niveau de leur distribution sur le littoral Guyanais.

Donc, plusieurs cas de figure se sont offerts à nous, suivant l'état des populations, et en particulier suivant la phase ascendante et descendante des différentes pullulations que nous avons pu observer depuis le début de 1984.

Nous considérerons ici deux types de répartition géographique d'*H. metabus* correspondant aux périodes de pullulation et de basse densité de population.

1. Périodes de basse densité de population

Toutes les observations effectuées depuis le début de notre étude confirment la mangrove de Guatémala sur la rive gauche du Kourou comme étant le site privilégié d'*H. metabus*, en période de basse densité de population.

Pendant ces périodes, une surveillance constante des populations d'adultes et de chenilles sur de nombreux sites de mangrove, de savane et de forêt, grâce à des visites régulières et à l'installation de pièges lumineux automatiques de type "Ellisco", a montré que seule cette portion de mangrove héberge alors une population très réduite de chenilles et de papillons (Fig. 54).

L'aire de répartition d'*H. metabus* dans cette mangrove se réduit à la forêt de palétuviers blancs la plus éloignée du front de mer (Fig. 53 No 5), où ces arbres atteignent plus de 20 m de hauteur. Cette forêt, séparée de la mer (1) et de l'influence des marées ainsi que de la zone de cultures adjacente (7) par des cordons littoraux (4 et 6), correspond à un stade âgé de la mangrove.

Pendant les époques correspondant aux faibles populations de 1985 et 1986, nous n'avons pas trouvé de chenilles et d'adultes dans les autres zones du littoral Guyanais, et en particulier dans les autres mangroves, entourant la ville de Kourou.

2. Périodes de pullulation

Les pullulations de chenilles qui ont eu lieu pendant les mois de décembre 1984, de Mars 1985, puis de Juillet 1986 et d' Octobre 1986 ont été très importantes, aussi, nous avons pu prospecter sur le terrain, en mangrove et en savane, de manière à déterminer de façon précise les sites

de présence des chenilles, et faire ainsi la carte de répartition géographique d'*H. metabus* en période de pullulation (Vassal et al, 1986) (Fig. 55).

L'observation des cartes montre que le papillon est essentiellement localisé dans les régions littorales, au niveau des mangroves de bord de mer.

En période de pullulation, d'importantes populations de chenilles ont été observées aussi bien dans les sites de mangrove, qu'en savane, le long de la Nationale 1 et dans de petits bosquets d'arbres et d'arbustes parsemant la formation herbacée de la savane.

D'autres populations de chenilles ont été observées dans la ville de Kourou et ses environs (Centre Spatial Guyanais), ainsi qu'autour de l'aéroport de Rochambeau et à la périphérie de Cayenne.

La présence de chenilles aux îles du Salut, et surtout à l'île Royale laisse supposer que ces papillons sont capables de déplacements d'une certaine amplitude.

De nombreux adultes ont été observés au niveau de Sinnamary et d'Iracoubo pendant les pullulations de fin 1986.

En avril 1985, une pullulation de papillons a eu lieu à St-Georges-de-l'Oyapok (Jamet, com. pers), ce qui démontre l'existence de pullulations à la frontière brésilienne. Ceci est peut être à rapprocher de la dermatite causée par un *Hylesia. sp* en 1961 dans le territoire de l'Amapa au Nord du Brésil (Gusmao et al., 1961). Cette pullulation n'est pas marquée sur la carte, car, aucun insecte ne nous étant parvenu, nous n'avons pas pu déterminer si l'espèce responsable était *H. metabus*.

Nous n'avons jamais capturé de papillon à l'intérieur des terres. A notre connaissance, seuls trois exemplaires femelles, capturés, 1 à Régina en 1982 (Collec. R.P. Barbotin), 1 sur la montagne de Kaw en Avril 1987 (Collec. ORSTOM), 1 à St Jean en avril 1987 (J.P. Baloup com. pers.), représentent la limite méridionale de présence d'*H. metabus* en Guyane Française.

Conclusion

Bien que nous ayons reconnu dans la mangrove de Guatémala le site privilégié d'*H. metabus*, les pullulations dont cette espèce est capable entraînent des phases d'expansion des populations du papillon et une toute autre répartition géographique.

Cette nouvelle répartition géographique, beaucoup plus étendue que la première intéresse non seulement des zones de mangrove, mais aussi des zones urbaines et de savane, dans lesquelles les populations sont capables de réaliser plusieurs générations successives.

D. SPECTRE DES PLANTES HÔTES

La répartition géographique d'*H. metabus* et le fait qu'il puisse se maintenir pendant plusieurs générations hors de la mangrove, implique un changement du régime alimentaire et un élargissement du spectre de plantes hôtes.

Donc, en période de pullulation, des prospections sur le terrain, en mangrove et en savane, ont permis de déterminer de façon précise les sites de présence des chenilles, et les espèces végétales sur lesquelles elles se nourrissent. Les plantes hôtes ont été relevées et déterminées à l'herbier du Centre ORSTOM de Cayenne. Il est apparu que la chenille d'*H. metabus* est très polyphage, et peut se nourrir sur plus

LISTE DES PLANTES HOTES D'*H. metabus*

ANACARDIACEES

Tapirira guyanensis Aubl.

Anacardium occidentale L.

Mangifera indica L.

ANNONACEES *Guatteria* sp.

Annona squamosa L.

BIGNONIACEES

Jacaranda copaia (Aubl.) D. Don

BIXACEES *Bixa orelloma* L.CLUSIACEES *Vismia guyanensis* (Aubl.)

COMBRETACEES

Laguncularia racemosa Gaertn.

Terminalia catappa L.

EUPHORBIACEES

Croton matourensis Aubl.

Hura crepitans L.

Sapium Klotschianum (Muell. Arg.) Huber

Maprouena guyanensis Aubl.

MALPIGHIAEES

Byrsinima crassifolia (L.) H. B. K.

MORACEES *Cecropia obtusa* Trec.MYRTACEES *Psidium goyava* L.

Eucalyptus sp.

PIPERACEES *Piper anuncum* L.

POLYGONACEES

Coccoloba latifolia Lam.

RUBIACEES *Isertia coccinea* Aubl.RUTACEES *Citrus* sp.

STERCULIACEES

Theobroma cacao L.

VERBENACEES *Avicenia nitida* Jacq.

de 25 espèces d'arbres appartenant à 16 familles différentes (voir tableau suivant. Il est important de remarquer le fait que les espèces végétales attaquées par *H. metabus* ne comprennent que des arbres, aucune plante herbacée et aucun arbuste.

En dehors de son aire de répartition normale, les plantes sur lesquelles se développent le plus fréquemment *H. metabus* sont celles appartenant à la famille des Anacardiacées et des Euphorbiacées et des Myrtacées avec en particulier le Goyavier *Psidium goyava* L.

Si *H. metabus* a un comportement polyphage en période de pullulation, et est capable de se maintenir pendant plusieurs générations sur un grand nombre de plantes, comme l'a montré l'observation des différentes pullulations, il n'en est pas de même en période de basse densité de population. A ce moment-là, les populations résiduelles d'*H. metabus* se trouvent exclusivement sur les palétuviers blancs *A. nitida* dans les zones de mangrove côtière.

Au moment de la nymphose, les chenilles quittent leur attitude grégaire pour se disperser dans la végétation (confert] V.A.3.). Il n'est pas rare alors de trouver des chenilles en dernier stade larvaire sur toutes sortes de plantes, d'arbres et d'arbustes. Ces espèces-là ne peuvent pas être considérées comme des plantes hôtes. Seules celles servant de nourriture, et sur lesquelles les chenilles accomplissent la totalité de leur cycle biologique rentrent dans la liste du tableau ci-contre.

E. ETUDE DES GRADATIONS CYCLIQUES

Depuis 1912, première référence relative à une pullulation d'*H. metabus* (Boyé, 1932), les régions littorales de la Guyane Française ont été soumises à de nombreuses explosions des populations de ce papillon. Mais, les données épidémiologiques concernant la première moitié du siècle sont très clairsemées et ne permettent pas un suivi précis des fluctuations des populations d'*H. metabus* à cette époque.

Entre cette année, de 1912, où Henry et Devez font le rapport entre la dermatose et les vols de papillons, et 1950, seulement cinq publications concernent le sujet (Légers et Mouzels 1918, Boyé 1932, Tisseuil 1935, Floch et Abonnenc 1944 et Floch et Constant 1950). Notre étude de l'évolution saisonnière des populations débute donc en 1968, date à partir de laquelle toutes les pullulations de papillons ont pu être recensées (Fig. 24) (Pradinaud 1969, Michel 1981, Vassal et al. 1986).

Dans ce paragraphe, après un historique des pullulations, nous envisagerons en premier lieu une étude quantitative et qualitative des explosions et régressions de populations dont nous avons été le témoin. Ensuite, les différents facteurs abiotiques et biotiques susceptibles de réguler les populations larvaires seront étudiés, en vue de préciser le déterminisme de ces importantes fluctuations.

1. Historique des pullulations

Malgré le peu de données bibliographiques concernant le début de ce siècle, il a été possible de dater les grandes pullulations dont la population guyanaise a été victime (Fig. 69).

L'analyse des différentes dates montre quatre grandes époques de pullulations séparées par des périodes de 15 à 18 années pendant lesquelles aucun cas de papillonite n'a été enregistré; la période la plus obscure étant celle de 1950, à propos de laquelle Floch et Constant ne donnent pas beaucoup d'indications.

-1ère période entre 1912 et 1918 (Boyé 1932)

-2ème " " entre 1931 et 1934 (Boyé 1932)

-3ème " " en 1950 (Floch et Constant, 1950)

-4ème " " de 1968 à nos jours (Pradinaud, 1969; Michel, 1982; Vassal et al, 1986).

On remarque que si les pullulations ne sont pas d'égale importance en ce qui concerne la durée, un même nombre d'années sépare le début de chaque "épidémie" de papillonite; les quatres dates 1912-1931-1950-1968 sont chacunes séparées par un intervalle d'environ vingt années. Ceci est le seul indice d'une certaine cyclicité que nous avons remarqué au cours de cette étude.

Il faut aussi remarquer que depuis le début des années 1970, les pullulations semblent s'être intensifiées, sans que personne puisse donner une explication valable à ce phénomène.

La seule explication plausible que nous pourrions avancer réside dans le fait que le développement urbain s'est beaucoup intensifié dans la région de Kourou au cours des 20 dernières années avec pour première conséquence une augmentation notable de l'éclairage public, ainsi que certains changements dans le rythme de vie de la population locale dont la vie nocturne est beaucoup plus importante.

Ceci multiplie les sources lumineuses au niveau de l'agglomération et constitue sans aucun doute une attraction supplémentaire pour les populations d'*H. metabus*.

2. Suivi de l'évolution saisonnière des populations

2.a. Rythme d'apparition des populations depuis 1968

Les différentes épidémies de "papillonite", correspondant chacune à une période de grande densité des populations d'*H. metabus*, ont été recensées afin de déceler une éventuelle périodicité au niveau de ces variations (Fig. 24).

Si le cycle trimestriel de développement du papillon est bien respecté, les différentes générations ne se chevauchant pas les unes sur les autres, il est cependant difficile d'observer une réelle périodicité entre les périodes de pullulation. De 1968 à 1979, les pullulations ont semblé respecter un cycle, et se succéder au rythme d'une toutes les quatre années environ. Mais à partir de 1980, elles se sont suivies beaucoup plus rapidement et avec une intensité plus importante (Fig. 24).

La conclusion que l'on peut tirer de l'analyse de cette figure est que les périodes séparant les différentes pullulations sont très variables, et si elles n'exèdent pas quatre années, peuvent se réduire à six mois, c'est-à-dire l'équivalent de deux générations, avant que l'on décèle les premiers signes de reprise dans les populations larvaires et imaginaires (générations 3 et 4) (Fig. 59 et 60).

2.b. Durée des phases de pullulation

La bibliographie ne mentionne pas de pullulations d'*H. metabus* dont la durée dépasserait trois générations successives, et c'est aussi ce que nous avons pu observer pendant cette étude. La pullulation de fin 1984 et de début 1985 s'est étalée sur trois générations avec un maximum pendant la deuxième (génération n° 1), (Fig. 57 et 58), et celle de fin 1986, si elle a bénéficié d'une très grande phase d'expansion géographique, n'a pas duré plus de deux générations (générations 7 et 8) (Fig. 63 et 64).

2.c. Analyse détaillée des pullulations de la période 1985-1987

Notre étude ayant débuté en Février 1985, nous n'avons pas pu suivre quantitativement les deux premières générations de ce cycle (Fig. 56 et 57). A partir du mois d'Octobre de cette même année, la mangrove de Guatémala est apparue comme étant le site privilégié d'*H. metabus*, aussi, l'installation d'un piège automatique de type Ellisco et la réalisation de chasses de nuit répétitives aux moments théoriques d'apparition des papillons nous ont permis de suivre avec précision l'installation et le retrait des populations d'*H. metabus* (Fig. 58 à 67).

Pendant l'explosion de population d'Avril à Octobre 1986, nous avons été témoins de deux faits importants:

- Premièrement, une augmentation très nette des populations larvaires et imaginaires sur le site de Guatemala au cours des générations 5, 6, 7, et 8 (Fig 61 à 64).

- Deuxièmement, à la suite de cette augmentation, à partir de Juillet, une migration massive des femelles et une colonisation de sites secondaires, de savane et de mangrove.

C'est à ce moment-là, que les femelles sont susceptibles d'être attirées par les sources lumineuses et qu'elles deviennent une nuisance importante pour la population. Les populations imaginaires ont ainsi commencé à occuper Kourou au mois d'Avril, puis la région de Tonate et Macouria à l'Est pendant la génération suivante (?) (Fig. 63), et enfin l'Ouest avec Sinnamary puis Iracoubo au cours de la génération (8) (Fig. 65).

Pendant cette phase d'expansion, il faut remarquer que la colonisation ne se fait pas uniquement sur un seul axe Est/Ouest en utilisant le vent de direction Nord-Est, mais aussi contre le vent, vers l'Est (Tonate, Montsinnery, Aéroport de Rochambeau, région de Cayenne). Donc même les femelles, après l'accouplement, sont capables de voler contre le vent.

En 1985, des populations de chenilles ont été observées aux îles du Salut, au Nord de Kourou (Fig. 51). Cette direction de colonisation peut s'expliquer par le fait qu'à partir du mois de Juillet, et à cause de la remontée de la Z.I.C. vers le Nord, le régime des vents change; ils viennent alors du Sud-Est, et se dirigent donc vers le Nord-Ouest, ce qui correspond à la direction des îles du Salut à partir de la mangrove de Guatémala.

Ensuite, vient la phase de régression, et de retour des populations à une densité très faible. Nous avons été les témoins de deux de ces phases (Fig. 59 à 60, et 65 à 67). Il suffit de deux générations pour que les populations disparaissent totalement dans les sites secondaires, et se raréfient considérablement dans la mangrove de Guatémala. Cette phase ne consiste pas en un repli, mais en une disparition générale en même temps dans tous les sites. Seules quelques chenilles arrivent à survivre à cette disparition dans le site de Guatémala. Les causes de cette

brusque régression sont évoquées plus loin dans les chapitres concernant les différents facteurs de régulation des populations.

Pendant cette phase de régression, certains sites secondaires peuvent continuer à accueillir des populations larvaires, comme dans le cas de la génération (3), (Fig 59), où d'importantes plaques de chenilles ont été repérées au niveau de Matoury, alors que les autres sites avaient été entièrement abandonnés. Cette population de chenilles ne s'étant pas maintenue sur le site une autre génération, on peut conclure que ces zones, ou îlots de survie correspondant à des reliquats des populations antérieures.

2.d. Cas particulier de la mangrove de l'Est

Pendant le mois de Mai 1985, ainsi que le mois de Juillet 1987, quelques papillons mâles sont apparus dans la région de Cayenne, sporadiquement, en dehors de la période d'apparition théorique des adultes dans les sites de mangrove de Guatémala. Ces papillons ont été capturés sur la zone littorale, en bord de mer, au niveau des agglomérations de Cayenne et de Montjoly, ainsi que de Tonate avec un décalage de un mois sur la génération de Kourou.

Ces sorties de papillons n'ont pas été, jusqu'à présent à l'origine de pullulations, car, lorsque des "épidémies de papillonite" ont été signalées sur Cayenne, comme en 1984 et début 1985, les dates coïncident avec Kourou.

Etant donné que ces populations arrivaient en période de très faible densité alors que tous les sites de savane et de mangrove entre Cayenne et Kourou étaient désertés, il est possible qu'elles viennent des mangroves se situant dans la région Est de Cayenne. Dans cette région, il n'y a aucune

présence humaine sur littoral; il est donc impossible d'y contrôler l'apparition de papillons. Cependant, l'existence de pullulations d'*Hylesia* à St Georges de l'Oyapock, sur la frontière brésilienne laisse supposer que les mangroves de cette partie de la Guyane Française peuvent abriter des populations d'*H. metabus*, populations qui n'ont joué jusqu'à présent aucun rôle dans le développement des pullulations.

3. Essai de corrélation avec les facteurs abiotiques

de régulation

Parmi les différents facteurs susceptibles de participer au déterminisme des importantes fluctuations des populations d'*H. metabus*, on distingue deux types, les facteurs abiotiques, qui comprennent en particulier les facteurs climatiques, les caractéristiques du sol et la composition chimique de l'eau, et les facteurs biotiques, comprenant entre autres les facteurs de prédation, de parasitisme et de pathologie.

En ce qui concerne les facteurs abiotiques, nous nous intéresserons plus particulièrement à deux d'entre eux, dont les variations significatives pourraient avoir une action sur le développement des populations d'*H. metabus*. Il s'agit du phénomène d'envasement du littoral et de la pluviométrie.

3.a. L'envasement

"L'envasement des côtes est un processus régional concernant non seulement la Guyane, mais aussi l'Amazone brésilien, le Surinam, le Guyana, et une partie de la côte vénézuélienne (jusqu'au delta de l'Orénoque)" (Prost et al. 1987).

Ce processus est dû à un apport alluvionaire d'origine amazonienne, principalement formé de limons et d'argiles, qui, sous l'action du courant marin des Guyanes (Nord/Ouest) ainsi que des houles et des courants de marées, transite le long de la côte sous forme de bancs de vase ou de particules en suspension (Prost com. pers.). Ces bancs auraient 50 à 60 km de longueur sur 10 à 20 km de largeur (Ginsburg, 1985; in Prost et al., 1987).

Les formes de régression et d'expansion de la mangrove à *A. nitida* sont déterminées par le déplacement de ces bancs de vase le long du littoral. Lorsqu'un banc se met en place, il est tout de suite colonisé par la mangrove qui va s'y développer rapidement. La forme de régression correspond à l'espace interbanc, dans lequel la côte s'érode, emportant avec elle les grands palétuviers.

La mangrove à *A. nitida* étant le site privilégié d'*H. metabius*, nous avons pensé que les phases d'envasement et de désenvasement auxquelles le littoral est soumis pourraient jouer un rôle dans la mise en place et le développement des pullulations de l'insecte. Pour cette étude, nous avons utilisé les résultats des travaux effectués au Surinam par l'équipe du Demarara Coastal Investigation (1962) qui a étudié la répartition historique des bancs de vase, de l'embouchure de l'Amazone au Delta de l'Orénoque (Fig. 68).

Ces derniers montrent que les bancs de vase sont séparés par une distance d'environ 50 km, et se déplacent vers l'Ouest à une vitesse se situant entre 0,5 et 2,5 km par an. La périodicité de ce système d'envasement et de désenvasement a fait l'objet de nombreuses théories, dont celle de Choubert et Boyé (1959), la rapprochant du "cycle undécennal de l'activité solaire". Actuellement, cette périodicité est estimée à environ 30 ans, (Demarara Coastal Investigation, 1962; Prost et al., 1987).

En Guyane Française, en ce qui concerne les régions de Cayenne et de Kourou, l'étude des dates des différentes phases maximales et minimales d'envasement relevées dans le calendrier de Choubert et Boyé (1959) montre une périodicité d'environ 25 ans (Fig. 69). Cayenne et Kourou étant distantes de 50 km, et la distance interbancs étant identique, les périodes d'envasement sont les mêmes pour les deux sites.

La superposition des dates de pullulation, connues sur ces deux sites, à cette courbe ne montre aucune corrélation entre les deux événements (Fig. 69). En 1918, 68 et 72, les pullulations sont arrivées en période de dévaselement intensif alors que les autres explosions de population comme celles du début des années 30 et à partir de 76 se sont produites pendant une phase d'envasement.

Un autre élément tend aussi à infirmer l'influence de l'envasement sur la dynamique des populations d'*H. metabus*. C'est le fait que le site privilégié de développement du papillon se trouve dans une zone de mangrove âgée, séparée du littoral par des cordons sableux, et ne subissant plus l'influence du déplacement des bancs de vase.

On observe quand même des pullulations plus nombreuses et plus soutenues en période d'envasement. Ceci est vraisemblablement du au fait que les générations suivant la première pullulation migrent dans les nouvelles zones de mangrove, et peuvent donner des populations secondaires plus importantes, qui, cependant, ne s'y maintiennent pas par la suite, comme dans les sites de savane.

3.b. La pluviométrie

Le climat de la plaine cotière présente plusieurs caractères particuliers, parmi lesquels l'extrême variabilité des précipitations, et l'existence d'une saison écologiquement sèche, au seuil de 30 mm de pluie mensuels, (Turenne, 1977).

Sur la ville de Kourou, les précipitations peuvent varier presque du simple au double suivant les années, (Fig. 70). En 1976, il est tombé 4600 mm d'eau, contre 2300 en 1986. Nous avons donc pensé que la pluviométrie, en raison de ces importantes variations pourrait être un facteur de régulation des populations d'*H. metabus*.

Nous avons utilisé les relevés pluviométriques de 1975 à nos jours, (Fig. 70). La comparaison des pluviométries cumulées avec la moyenne des trente dernières années montre de nombreuses années à faible déficit (77 à 81, 85 à nos jours), opposées à quelques années à gros excédent (76 et 84). La variabilité de la hauteur des précipitations d'une année à l'autre et d'un lieu à l'autre étant une caractéristique du climat guyanaise, les moyennes ont été marquées uniquement à titre indicatif, car elles décrivent la réalité de manière très incomplète.

La superposition à ces courbes, du calendrier des différentes pullulations depuis 1976 ne montre pas de corrélation significative. En effet, les pullulations peuvent se passer aussi bien en période de forte pluviométrie comme en 1976 qu'en période de déficit (80 à 82, 85 à 86). En outre, pendant les années 77 à 79, 83 et 84, à fort déficit pluviométrique, aucune pullulation d'*H. metabus* n'a été enregistrée.

4. Les facteurs biotiques de régulation

3.a. Inventaire des parasites

L'étude des parasites des chenilles et des chrysalides d'*H. metabus* a été entreprise par la mise en élevage au laboratoire de larves récoltées sur le terrain, en période de pullulation et de basse densité de population.

Les parasites, une fois récoltés, ont été envoyés pour détermination à des spécialistes. Deux déterminations de diptères ont été faites. Il s'agit d'un parasite de quatrième stade larvaire:

• *Sarcodexia innotata* Walker (Diptère Tachynidae)
et d'un parasite de chrysalide:

Leptostylum sp. (Diptère Tachynidae)

Ces déterminations ont été réalisées par le Dr M.B.E. COOPER du Biosystematic research Institute (Ottawa, CANADA).

Deux Hyménoptères ont aussi été récoltés dans les élevages, un *Ichneumonidae* à partir d'une chrysalide, et un *Chalcididae* récolté en train de pondre sur une plaque de chenilles.

Sur un lot de deux mille chenilles récoltées en période de pullulation et mises en élevage par groupes de deux cent, un comptage journalier nous a permis de récolter 48 parasites larvaires et 5 parasites de chrysalides. Nous avons donc obtenu pendant cette expérimentation un taux de 2,65 %. Cette valeur est sans aucune mesure avec le taux global de mortalité qui a été de 98%. Ce n'est donc pas le parasitisme qui assure pendant cette période la régulation des populations d'*H. metabus*. Son action semble donc avoir été négligeable en comparaison de l'action des agents pathogènes. C'est pour cette raison que nous n'avons pas réalisé d'études plus complètes sur ce facteur de

régulation, et que nous avons effectué un simple inventaire des différents parasites rencontrés au cours de cette étude.

3.b. Inventaire des prédateurs

Jusqu'à présent, un seul prédateur de chenilles a été repéré. Il s'agit d'un Hyménoptère *Vespidae* qui a été observé sur une plaque de chenilles dans l'enceinte du Centre Spatial Guyanais en train d'attaquer et de tuer des chenilles de cinquième stade.

Certains font aussi état de l'attaque de plaques de chenilles par des fourmis (Zulemaro, com. pers). Il nous a été impossible de vérifier ce fait et déterminer ces Hyménoptères.

Le seul exemple de prédation sur les chenilles d'*Hylesia* a été décrit au Vénézuéla (Vasquez et al, 1984), où depuis quelques années ont lieu d'importantes pullulations. Au niveau des zones de mangrove du golfe de Paria, une punaise, *Arilus carinatus* (Fabr. 1775) (Reduviidae, Zelinae), connue dans cette région sous le nom d'*A. cristatus*, représente un facteur de régulation non négligeable en période de pullulation. Tous les stades larvaires de la punaise sont prédateurs, et leur action est très efficace sur les premiers stades larvaires d'*Hylesia* bien que les derniers stades (5ème et 6ème) soient aussi l'objet d'une prédation mais de moindre importance (B. Pernia et L.N. Vasquez, communication personnelle).

Il est important de remarquer qu'*A. carinatus* est aussi présent en Guyane Française, mais qu'il n'a jamais été observé sur les populations larvaires d'*H. metabus*. Pourtant, selon les synonymies établies par Lemaire (Lamy et Lemaire 1983), l'espèce d'*Hylesia* présente au Vénézuéla serait la même que *H. metabus* (cf. chapitre III.A).

3.c. Les agents pathogènes

Toutes les périodes de pullulations que nous avons observées en 1985 et 1986 ont été favorables au déclenchement de maladies, ou épizooties. Nous avons donc recherché dans les populations larvaires la présence de divers types d'agents pathogènes qui peuvent être rencontrés dans ce genre de situation, (virus, bactéries, rickettsies, mycoplasmes, champignons, ...).

Nous faisons ici l'inventaire des différents agents pathogènes recensés dans les populations larvaires d'*H. metabus*, les résultats concernant la pathologie proprement dite et les tests de pathogénicité seront abordés au chapitre suivant.

**. Virus*

Tous les cadavres de chenilles ramassés sur le terrain, ainsi que ceux obtenus au laboratoire ont été d'abord contrôlés par les techniques d'histologie classique, (frottis avec colorations différencielles). Ensuite, des lots importants ont été envoyés à la Station de Pathologie Comparée INRA/CNRS de St-Christol-les-Alès afin de purifier les éventuels agents viraux.

Le premier agent viral que nous avons détecté est un Baculovirus, virus à ADN, à symétrie hélicoïdale, enveloppé de 250 nm de longueur et de 50 nm de large. Les particules virales sont incluses dans une trame protéïnique formant des polyèdres visibles en microscopie optique.

Dans le cas des Baculovirus, les polyèdres se forment dans les noyaux des cellules du tissu adipeux, causant une polyédrose nucléaire.

Les chenilles atteintes de polyédrose présentent des symptômes caractéristiques: la chenille devient molle et cesse de s'alimenter; la mort intervient dans la dizaine de jours qui suit l'apparition de ces symptômes. Sur le tronc de l'arbre, la chenille incline la partie antérieure de son corps vers le bas, et prend ainsi une attitude caractéristique de la maladie. Elle perd sa pigmentation et prend une teinte rose laiteux, due à l'accumulation de polyèdres dans les tissus adipeux et épidermiques. Ce virus a été purifié et caractérisé dans les laboratoires de la Station de Pathologie Comparée INRA/CNRS de St-Chritol-les-Alès.

Les Baculovirus sont actuellement les seuls virus dont l'emploi est autorisé en lutte biologique, et ils sont aussi les seuls dont il existe des préparations industrielles. Cela en fait des candidats idéaux pour une utilisation en lutte biologique.

Nous avons aussi recherché dans les populations larvaires la présence d'autres virus, et en particulier de virus de densonucléose (maladie des noyaux denses), qui existe chez d'autres familles de lépidoptères et est un petit virus de 25 nm de diamètre environ, appartenant à la famille des *Parvoviridae*. Ces virus, très simples et beaucoup plus résistants que les baculovirus, sont très pathogènes, et par-là même beaucoup plus efficaces.

Nous n'avons jusqu'à présent pas trouvé de particules de ce type en assez grande quantité pour pouvoir les purifier et les caractériser.

*. Bactéries

Des cadavres morts par bactériose ont été envoyés à l'Institut Pasteur chez le Professeur H. de Barjac. La souche de bactéries isolée à partir de ces chenilles a été identifiée comme étant un:

Bacillus thuringiensis var *Israelensis* sérotype H14, sp+ cr+

C'est la première fois que ce sérotype est isolé à partir de chenilles de Lépidoptères. Jusqu'à présent, il n'a été trouvé que sur des chenilles de moustiques (H. de Barjac, com. pers.).

La grande quantité de *B. thuringiensis* trouvée dans les lots de cadavres d'*H. metabus* récoltées en Décembre 1984 semblait montrer une participation importante de ce sérotype dans la régression des populations larvaires.

Dans le domaine agricole, et surtout forestier, la bactérie *B. thuringiensis* est le plus utilisé des microorganismes entomopathogènes. Actuellement, certaines souches de cette bactérie sont commercialisées, par exemple la Bactospéine (de Biochem Products) à partir de la souche de sérotype 3a 3b (var. *Kurstaki*). Cette dernière souche en particulier est largement utilisée dans la lutte contre des Lépidoptères ravageurs tels que *Lymantria dispar* (L.), (Kaya et al. 1974, Andreadis et al. 1983), *Ennomos subsignarius* (Hübner) (Kaya et al. 1973), *Choristoneura fumiferana* (Clemens) (Lewis et al. 1984). La souche de sérotype H14, est quant à elle utilisée dans le contrôle de *Lycoriella mali* (Fitch) (Diptère: Sciaridae) aux USA (Cantwell et Cantelo, 1984), et contre des diptères appartenant aux familles des Simuliidae, Chironomidae, Culicidae (Garcia et al. 1980).

En conséquence, ces bactéries se présentant comme les meilleurs candidats à une utilisation en lutte microbiologique, en raison de leur production commerciale et de leur rapide disponibilité, nous avons envisagé la réalisation de tests de ces souches sur les chenilles d'*H. metabus*, afin de déterminer leur toxicité.

*. Champignons

Quelques cadavres de chenilles d'*H. metabus* morts de mycose ont été envoyés à la Station de Lutte Microbiologique INRA de la Minière à Versailles. Le peu de matériel envoyé n'a pas permis de faire un bon isolement et une identification précise de la souche de champignon.

CONCLUSION

Il ressort de cette étude de l'écologie et de la dynamique des populations larvaires et imaginaires d'*H. metabus* que son biotope est une partie de la forêt de palétuviers blancs *A. nitida*. Cette zone est âgée et n'est plus sous l'influence directe de la mer dont elle est séparée par des cordons littoraux sableux, vestiges d'anciennes périodes de déenvasement; elle est uniquement touchée par les marées de très forte amplitude.

En période de pullulation, *H. metabus* est capable de quitter son biotope d'origine et s'installe dans des sites secondaires, de mangrove ou de savane, où il devient polyphage en se nourrissant sur de nombreuses espèces d'arbres, et en particulier sur des arbres fruitiers que l'on trouve communément dans les agglomérations (goyavier, citronnier, avocatier, cajou, eucalyptus). Les populations larvaires peuvent se développer dans ces sites secondaires pendant plusieurs générations avant de régresser et retourner dans le biotope d'origine.

La régression des populations ne semble pas être due à une variation des facteurs abiotiques les plus changeants de l'écosystème guyanais, tels que l'envasement et la pluviométrie. Par contre, le baculovirus de la polyédrose nucléaire et le *B. thuringiensis* sont les deux agents responsables des épizooties qui se déclenchent pendant ces périodes de régression. Le parasitisme et la prédation, bien que jouant un rôle non négligeable, n'en sont pas les facteurs déterminants.

CHAPITRE VII

PATHOLOGIE DES POPULATIONS LARVAIRES

INTRODUCTION

Tous les travaux effectués dans le cadre de ce programme de recherches ont pour finalité la mise en place d'une structure de lutte intégrée incluant en particulier l'utilisation d'insecticides biologiques.

Aussi, après avoir au précédent chapitre décelé et déterminé dans les populations larvaires, les différents agents pathogènes participant à leur régulation, une étude détaillée de leur action pathogène et de leur efficacité s'imposait, afin de déterminer, d'abord si ces pathogènes pouvaient être retenus, et ensuite, dans le cas positif, les modalités de leur emploi dans le cadre d'une lutte microbiologique.

Parmi les maladies naturelles que nous avons inventoriées, l'observation d'importantes épizooties dont les facteurs responsables sont un *B.thuringiensis* et un Baculovirus nous a incité à étudier ces deux pathogènes en priorité.

La première partie de ce chapitre concerne donc l'étude de l'impact de la bactériose à *B.thuringiensis* et de la polyhédrose nucléaire sur les populations larvaires naturelles d'*H. metabus*.

Nous aborderons ensuite les tests effectués au laboratoire pour déterminer expérimentalement la pathogénicité de différentes souches de spores de *B.thuringiensis* et des corps d'inclusion sur différents stades larvaires, et pour standardiser les différentes suspensions virales et bactériennes. Dans ce but, nous avons testé diverses suspensions de spores et de polyhèdres afin de déterminer la dose létale 50 (DL 50) vis à vis de trois stades larvaires d'*H. metabus*.

Enfin, la troisième partie de cette étude est consacrée à une application sur le terrain des résultats obtenus au laboratoire. Afin de vérifier, transposer et adapter dans des conditions naturelles les résultats de nos tests, des épandages aériens de différentes suspensions de spores de *B. thuringiensis* ont été effectués sur certaines zones de mangrove, en période de pullulation.

A. IMPACT NATUREL DE LA BACTERIOSE ET DE LA BACULOVIRIOSE

Une recherche systématique de chenilles malades et de cadavres a été entreprise dès le début du programme sur les différents sites de présence du papillon. Le diagnostic de l'agent pathogène a été réalisé par l'observation au microscope optique à contraste de phase d'un frottis coloré au Bleu de Méthylène de chaque cadavre.

En second lieu, des chenilles ont été récoltées et placées en élevage au laboratoire afin d'y révéler la présence de germes pathogènes et de quantifier le pourcentage de mortalité (Fig. 73).

La figure 73 présente d'une part, au niveau du diagramme circulaire, l'importance prise par les différents agents pathogènes et par le parasitisme dans la régulation des populations naturelles, et d'autre part le taux global de mortalité larvaire obtenu au laboratoire pour chaque génération de chenilles. Nous distinguerons dans cette figure les périodes de faible densité de population (génération 4, 5 et 6) des périodes de pullulation (génération 1, 2, 3, 7 et 8); les numéros octroyés à chaque génération correspondent à ceux des générations d'adultes des figures 59 à 69.

1. En période de faible densité de population

Pendant ces périodes, les populations larvaires clairsemées et de petite taille que nous avons suivies étaient très saines. Les seuls cadavres trouvés au niveau des plaques furent des chenilles mortes principalement de parasitose. Nous n'avons pas décelé la présence de *B. thuringiensis* ni de Baculovirus.

En outre, dans l'élevage conduit au laboratoire à l'aide de plaques de chenilles de quatrième stade récoltées à ce moment-là, nous avons observé un taux de mortalité très faible, ne dépassant pas 4% (génération 6), essentiellement dû à des parasites *Tachinidae*. Bien que certains cas de mortalité demeurent inexplicables, là aussi, l'élevage n'a révélé la présence d'aucun germe pathogène.

Le parasitisme serait donc, dans ce cas de figure, le principal facteur de régulation des populations larvaires d'*H. metabus*, son action se limitant cependant à un très faible pourcentage de la population.

2. En période de pullulation

Les périodes de pullulation correspondent aux générations 1, 2, 3, 7, 8 et 9. Au sein des populations larvaires devenues très importantes, nous avons récolté de nombreux cadavres de chenilles. Un examen de ces chenilles nous a permis de déceler de grandes quantités de *B. thuringiensis* et de Baculovirus. Ces deux agents pathogènes représentent dans ces générations les principaux facteurs de régulation.

Il est intéressant de remarquer qu'une grande partie des chenilles est atteinte par un complexe de la bactéries et du virus, et ceci dans toutes les générations de pullulation que nous avons suivies avec un taux de présence maximum de 62% dans les générations 3 et 7 (Fig. 73). Si l'on compare ce taux de mortalité à celui causé respectivement par le virus, puis par la bactéries, on remarque que dans toutes les générations de pullulation, il est beaucoup plus important.

Dans les élevages de plaques de chenilles récoltées pendant ces périodes de pullulation, nous avons eu aussi des taux de mortalité très élevés, (100% à la génération 2), causés par l'installation d'épizooties. Cette action importante de l'ensemble virus-bactéries relègue au second plan l'action des parasites, dont la population ne semble pas s'accroître parallèlement à celle des chenilles; au sein de la génération 3, les parasites sont responsables de seulement 1,3% de la mortalité. Ce chiffre comprend uniquement les parasites larvaires, nous ne prenons pas en compte ici les parasites nymphaux (cf. chapitre VI.4.3.a).

La présence de ce complexe de maladies nous permet d'envisager diverses explications. Premièrement, la double infection est une étape secondaire, induite par le virus ou par la bactéries, contribuant à un affaiblissement de la chenille qui devient alors plus accessible à la seconde infection. Il est possible aussi que la première infection

permette le réveil de la seconde qui se trouverait à l'état latent dans la chenille. Nous n'avons pas pu déterminer si le responsable de la première infection est le virus ou la bactérie. Nous avons seulement montré que des infections expérimentales sur le terrain à l'aide de la bactérie activent le baculovirus (cf.) C.2).

B. ETUDE EXPERIMENTALE DE LA PATHOGENICITE DU BACULOVIRUS

DE LA POLYEDROSE NUCLEAIRE ET DU *B. THURINGIENSIS*

Devant l'importance de ces deux agents pathogènes dans la régulation des populations d'*H. metabus*, nous avons décidé de tester leur pathogénicité respective au laboratoire, et surtout celle du *B. thuringiensis* qui se présente à court terme comme le meilleur candidat à une utilisation en lutte microbiologique, en raison de ses facilités de production et de la disponibilité immédiate de différentes souches commerciales de cette bactérie. D'autre part, l'évaluation de l'impact d'un agent pathogène sur le terrain étant complexe, en raison de l'intervention de nombreux paramètres qu'il n'est pas toujours possible d'identifier, il est nécessaire de réaliser au laboratoire une étude expérimentale dans laquelle les paramètres essentiels tels que l'âge des chenilles, les conditions d'élevage et les doses infectantes peuvent être contrôlées.

C'est pour cette raison que nous avons comparé la pathogénicité de la souche de *B. thuringiensis* H14 isolée des larves d'*H. metabus*, avec une souche commerciale largement utilisée dans la lutte contre les lépidoptères ravageurs, *B. thuringiensis* ser. H3a3b.

1. Conditions expérimentales

1.a. Conditions d'élevage

Les chenilles de quatrième stade sont élevées individuellement, dans de petites boîtes de plastique parallélépipédiques de 11 cm³, dans les conditions de température et d'humidité du laboratoire, soit 25°C et 70% d'humidité relative. Les chenilles restent grégaires jusqu'au 4ème stade, il nous a été impossible d'effectuer des tests de mortalité sur les trois premiers stades (cf. V.B.1.1.b).

1.b. Obtention et titrage des solutions

**. Bactéries*

Deux souches de *B. thuringiensis* ont été utilisées, le sérotype H3a3b (souche commerciale BACTOSPEINE de Biochem Products) et la souche H14 isolée à partir de cadavres d'*H. metabius* par l'Institut Pasteur de Paris (Pr H. de Barjac).

Afin de déterminer le nombre de spores viables présentes dans les poudres de *B. thuringiensis*, nous avonsensemencé différentes suspensions sur un milieu de culture solide L.P.G.A. (extrait de levure 5g; peptone 5g, glucose 5g, Agar 30g, eau distillée 1 litre. Le milieu est autoclavé avant d'être coulé en boîte de Pétri).

Les dilutions sont au 1/10, et, pour chaque dilution, 100ul de solution sont étalés sur le milieu en boîte de Pétri. Le comptage des colonies se fait après 24 h d'incubation à 30°C. Nous avons obtenu pour la préparation commerciale de *B. thuringiensis* H3a3b 7,96 10¹² sp/gr.

*. Virus

Le virus a été obtenu par purification à partir de lots de cadavres de chenilles mortes. Les chenilles sont broyées dans du tampon Phosphate M/20 en présence de Lauryl sulfate de sodium à 0,1% qui permet une bonne dispersion des polyèdres. Le broyat est ensuite filtré sur coton pour éliminer les gros débris de cuticule.

Le filtrat est centrifugé plusieurs fois à petites vitesses (5mn à 200g) afin d'enlever les impuretés, puis amené au culot (10mn à 400g). Après avoir été lavé, le culot est déposé sur un gradient linéaire de saccharose (20%/60%, poids/poids) en tampon phosphate M/20 et centrifugé à 10000 tours pendant 20 mn heure (Ultra centrifugeuse Beckman Rotor SW 27.1).

Les polyèdres se rassemblent sous la forme d'une bande qui est recueillie puis dialysée contre du tampon M/20. La dialyse effectuée, les polyèdres sont mis au culot, extraits à l'acétone puis conservés au congélateur.

Le comptage des polyèdres est effectué à la cellule de Malassez, sous microscope photonique à contraste de phase, au grossissement 400. Les différentes solutions infectantes sont préparées avec du sérum physiologique ph 7,2.

1c. Techniques d'infection

Les infections ont été faites per os, par dépôt de la suspension de bactérie ou de virus à la surface du milieu artificiel. La contamination du milieu est exprimée en nombre de polyèdres ou de spores par mm² de milieu. Les chenilles sont laissées 48 heures au contact de la suspension infectante. Ce type d'infection, par opposition

à l'injection ou à l'ingestion forcée, est particulièrement intéressant dans le cadre d'une utilisation de l'agent pathogène en lutte biologique.

Pour chaque infection a été réalisé un lot témoin. Les résultats présentés expriment des pourcentages de mortalité cumulée après correction par la formule d'Abott (1925), compte tenu de ses limites d'utilisation.

$$\text{Mortalité test \%} - \text{Mortalité témoin \%} \\ \text{Mort. corrigée \%} = \frac{\text{Mortalité test \%} - \text{Mortalité témoin \%}}{100 - \text{Mortalité du témoin \%}} \times 100$$

2. Pathogenicité des corps d'inclusion du virus de la polyédrose nucléaire

L'analyse des tableaux de mortalité journalière (ci-contre), met en évidence les temps de réponse des chenilles à l'infection, c'est-à-dire le temps de latence précédent la première mortalité. Pour chaque stade larvaire, ce délai est inversement proportionnel à l'augmentation de la dose infectante. Par exemple, pour le 4ème stade larvaire, il varie de 9 jours à la dose de 5 PIB/mm² à 3 jours à 500 PIB/mm². On remarquera aussi une baisse des temps de mortalité au niveau du 6ème stade larvaire, qui de 22 jours au 4ème stade, se réduisent ici à 16 jours.

Les courbes des pourcentages de mortalité cumulée en fonction de la concentration de polyèdres ont pour les stades 3 et 4 une allure logarithmique. Les droites de régression obtenues à partir des mortalités corrigées rapportées sur les valeurs logarithmiques des concentrations de polyèdres, (Fig. 74, 75 et 76) donnent des DLS0 de 3.62, 7.8 et 16.5 PIB/mm², respectivement pour les 4ème, 5ème et 6ème stades larvaires.

DETERMINATION DE LA DL50 PAR DEPOT DE POLYEDRES SUR LE MILIEU ARTIFICIEL

STADE L4

Log. dilution	Dilution	Nombre de chenilles	J O U R S																									Total	Mortalité %	Mortalité corrigée %	
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26			
0	1	35										1	1	1	1	2		1	2	1							10	28,57	17,58		
,70	5	35										1	2	1	3	3	2	1	2	2	1	3	1	1				23	65,71	60,44	
1,30	20	35										1	1	2	4	2	3	2	3	3	4	2	1	1	2	1		32	91,43	90,11	
2	100	35										1	1	1	2	3	4	2	2	1	4	4	3	2	2	1	1	1	35	100	100
2,70	500	35										1	2	2	2	1	4	5	4	3	3	3	1				35	100	100		
Témoin		30										1															4	13,33			

STADE L5

Log. dilution	Dilution	Nombre de chenilles	J O U R S																								Total	Mortalité %	Mortalité corrigée %
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	
0	1	40										1	1			1	2	1	1							7	17,50	1,00	
,70	5	40										2	2	1	3	2	1	3	1	3	1	1	2	1			23	57,50	49
1,30	20	40										1	3	2	4	2	3	2	3	3	4	1	1	1	2		32	80	76
2	100	40										1	2	1	3	4	2	4	1	4	4	5	2	3	1	1	38	95	94
2,70	500	40										1	1	2	1	4	6	5	8	3	5	4				40	100	100	
Témoin		30										1	1	1												5	16,67		

STADE L6

Log. dilution	Dilution	Nombre de chenilles	J O U R S																								Total	Mortalité %	Mortalité corrigée %
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	
0	1	30										1	1			2										4	13,33		
,70	5	30										1	1	2	1	2	1	1	3	1						13	43,33	32,00	
1,30	20	30										1	1	2	4	2	1	2	1	1	3					18	60	52	
2	100	30										1	2	1	0	2	4	2	1	1	6	4	1			25	83,33	80	
2,70	500	30										1	0	1	1	2	5	3	5	4	5	2				23	96,67	96	
Témoin		30										1	1	1	1	1									5	16,67			

(la dilution est exprimée en PIB/mm³ de milieu)

L'analyse de ces valeurs met en évidence une relation linéaire entre le logarithme des DL50 de chaque stade larvaire (Fig. 76 bis) avec un coefficient de corrélation égal à 1. La droite obtenue suit l'équation:

$$Y = 0,33 X - 0,76$$

3. Pathogénicité comparée de spores de *B. thuringiensis*

sérototype H14 et H3a3b

Comme dans le cas du NPV, les rapports entre la concentration de la dose infectante, et les taux de mortalité ont été calculés pour des larves de 4ème, 5ème et 6ème stades (cf. tableau ci dessous).

Valeur des DL50 calculées pour les différentes concentrations de *B. thuringiensis* sérototype H14 et H3a3b

Stade larvaire	Rapport entre le % de mortalité en probit et le Log de la concentration		DL50 H14	DL50 H3a3b
	H14	H3a3b	Spores/mm ² de milieu	
4ème	$Y = 28,845 X - 53,845$ (corr.= 0,989)	$Y = 21,415 X - 48,355$ (corr.= 0,918)	$10^{3,6}$	$10^{4,592}$
5ème	$Y = 24,466 X - 44,388$ (corr.= 0,987)	$Y = 18,919 X - 44,774$ (corr.= 0,965)	$10^{3,85}$	$10^{5,009}$
6ème	$Y = 22,425 X - 61,547$ (corr.= 0,997)	$Y = 13,861 X - 33,113$ (corr.= 0,978)	$10^{4,974}$	$10^{5,99}$

L'analyse du tableau ci-dessus montre, comme dans le cas des tests du Baculovirus, une augmentation progressive de la DL50 en fonction du stade larvaire, et ceci pour les deux souches de bactéries.

Cependant, la DL50 du *B. thuringiensis* H14 est toujours plus élevée que celle du *B. thuringiensis* H3a3b. Ce qui confirme la spécificité de ce sérototype envers *H. metabius*. La

DETERMINATION DE LA DL50 PAR DEPOT DE SPORES DE *Bacillus thuringiensis* H14
SUR LE MILIEU ARTIFICIEL

STADE L4

Log. dilution	Dilution	Nombre de chenilles	J O U R S																								Total Mortalité	Mortalité % corrigée %		
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26		
2	1,E+2	32		1		2	1																					6	18,75	6,25
3	1,E+3	32			1	3	2	2	1																		12	37,50	27,88	
4	1,E+4	32			2	2	1	4	5	2	3	1															22	68,75	63,94	
5	1,E+5	32			1	5	4	6	6	3	2	3	2													32	100			
7	1,E+7	32		1	4	4	3	5	8	5	2															32	100			
	Témoin	30					1	1																			4	13,33		

STADE L5

Log. dilution	Dilution	Nombre de chenilles	J O U R S																								Total Mortalité	Mortalité % corrigée %
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26
2	1,E+2	34		1		1	2			1	1	1	1													10	29,41	3,74
3	1,E+3	34			1			2	2		1	2	4	1				1	1							15	44,12	23,80
4	1,E+4	34				1	2	1	2	4	1	2	5	3	2										24	70,59	59,89	
5	1,E+5	34				2	1	1	6	7	5	3	3	2											30	88,24	83,96	
6	1,E+6	34				1	4	7	3	3	4	2	4	4	1										33	97,06	95,99	
7	1,E+7	33			1	3	5	5	6	8	4	1													33	100		
	Témoin	30			1			1	2		1		1					1	1							8	26,67	

STADE L6

Log. dilution	Dilution	Nombre de chenilles	J O U R S																								Total Mortalité	Mortalité % corrigée %
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26
3	1,E+3	39			1		1	2			1	2														7	17,95	8,83
4	1,E+4	39				1	1	2	3	1	1	1	2	1											13	33,33	25,93	
5	1,E+5	38			1		1	1	4	3	2	3	2	1	2										20	52,63	47,37	
6	1,E+6	38				2	3	2	5	7	4	2	3	1											29	76,32	73,68	
7	1,E+7	38			3	2	2	8	2	5	6	6	3												37	97,37	97,08	
	Témoin	30			1				1		1															3	10	

(la dilution est exprimée en spores/mm² de milieu)

DETERMINATION DE LA DL50 PAR DEPOT DE SPORES DE *Bacillus thuringiensis* H3A3B
SUR LE MILIEU ARTIFICIEL

STADE L4

Log. dilution	Dilution	Nombre de chenilles	J O U R S																								Total	Mortalité %	Mortalité corrigée %	
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26		
2	1,E+2	35										1			1		1											4	11,43	1,59
3	1,E+3	37											1		2		2											8	21,62	12,91
4	1,E+4	37											1	1	2	1	1		2	1	1	1					11	29,73	21,92	
5	1,E+5	37											2	4	2	1	5	3	1	1	2	3	1	1	2		27	72,97	69,97	
7	1,E+7	35											2	1	5	6	4	2	3	4	3	3	2			35	100			
	Témoin	30											1			1												3	10	

STADE L5

Log. dilution	Dilution	Nombre de chenilles	J O U R S																								Total	Mortalité %	Mortalité corrigée %
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	
2	1,E+2	40											1		1		2										4	10	1,29
3	1,E+3	40											1	1		1		2		1							6	15	6,77
4	1,E+4	40											1	1		2	3	1	2		1	2					13	32,50	25,97
5	1,E+5	40											1	2	4	1	2	1	2	4	2						19	47,50	42,42
6	1,E+6	40											2	2	5	3	2	4	5	1	6	1	1				32	80	78,06
7	1,E+7	40											1	3	3	6	3	5	6	4	5	2	2			40	100		
	Témoin	34											1		1			1									3	8,82	

STADE L6

Log. dilution	Dilution	Nombre de chenilles	J O U R S																								Total	Mortalité %	Mortalité corrigée %
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	
3	1,E+3	36											1		1	1	2		1								6	16,67	7,41
4	1,E+4	36												1		2	3	2	2	1	1						12	33,33	25,93
5	1,E+5	35											1		1	2	4	3	1	1	2						15	42,86	36,51
6	1,E+6	35											2	4	1	3	1	2	3	1						17	48,57	42,86	
7	1,E+7	35											3	2	2	5	7	2	1	3						25	71,43	68,25	
	Témoin	30											1		1			1									3	10	

(la dilution est exprimée en spores/mm² de milieu)

comparaison des DL50 des 4èmes stades larvaires met en évidence une pathogénicité 10 fois plus importante pour le H14 ($3,98 \cdot 10^3$ sp/mm² contre $3,91 \cdot 10^4$ pour le H3a3b).

La pathogénicité du sérotype H3a3b, bien qu'étant plus basse, reste encore bonne pour le 4ème stade, avec $10^{4,582}$ sp/mm², c'est-à-dire $3,91 \cdot 10^4$ sp/mm². Si nous ramenons ces doses à un hectare, cela nous donne $3,91 \cdot 10^{14}$ sp/ha, ce qui fait une DL50 de 49,12 gr/ha, à raison de $7,96 \cdot 10^{11}$ sp/gr de préparation commerciale. Ces valeurs ne sont données qu'à titre indicatif. Elles ont seulement été considérées comme un ordre de grandeur nous permettant de définir les doses employées sur le terrain dans les essais d'épandages aériens, car la forêt représente un volume, tandis que les tests ont été réalisés au niveau d'une surface. Nous avions surtout besoin, d'une part d'un ordre de grandeur au niveau des puissances de 10, et d'autre part, étant donné que nous connaissons l'impact du *B. thuringiensis* H14 sur le terrain, de savoir si au laboratoire la pathogénicité des deux souches était avoisinante.

En ce qui concerne les 5ème et 6ème stades, les DL50 sont beaucoup plus élevées que pour le 4ème, respectivement $1,02 \cdot 10^5$ et $9,78 \cdot 10^5$ sp/mm², ce qui, ramené à un hectare, donne des doses trop importantes, et augmente considérablement le coût financier du traitement. Pour le 6ème stade par exemple, la DL50 équivaut à 1,229 Kg de poudre commerciale par hectare. Comme on recherche dans le traitement un taux de mortalité très élevé, il faut employer des doses bien supérieures, correspondant à la DL100, ce qui donnerait pour ce stade, par extrapolation de la courbe de mortalité corrigée, $3,16 \cdot 10^9$ sp/mm² de milieu, une valeur bien trop élevée pour pouvoir être employée sur le terrain.

Donc, les traitements à l'aide de *B. thuringiensis* H3a3b doivent être pratiqués avant le passage en 5ème stade larvaire, sinon, la quantité de bactérie à épandre serait trop importante et donc trop onéreuse.

C. ESSAIS DE TRAITEMENT AERIEN AVEC *B.THURINGIENSIS* H3a3b

1. Protocole expérimental

En période de pullulation, les traitements par épandages aériens sont la seule solution qui permette de réduire les populations de chenilles, en raison de la surface très importante des zones de mangrove, et de leur difficulté d'accès. Des traitements aériens avaient déjà été réalisés les années précédentes par des hélicoptères ou des avions spéciaux équipés de "microner" (Fig. 87 et 88), (Moutton com. pers.) mais uniquement avec des insecticides chimiques, et en particulier du "DECIS" qui s'est révélé être d'une grande efficacité mais aussi d'une très grande toxicité envers toute la faune à sang froid de la mangrove. Donc, au regard des résultats obtenus au laboratoire avec *B. thuringiensis*, une expérimentation "grandeur nature" a été menée avec l'aide logistique du Centre Spatial Guyanais.

Les essais de traitements aériens à l'aide de *B. thuringiensis* H3a3b ont été effectués sur les zones de mangrove entourant Kourou, (Fig. 83), en période de pullulation, au niveau de la 7ème génération de chenilles (Cf. Fig. 58).

Quatre parcelles de mangrove (1,3,4 et 5) (Fig. 83) ont été traitées avec différentes suspensions de *B. thuringiensis* H3a3b, à raison de 25 litres de suspension par hectare, ($3,98 \cdot 10^{16}$, $7,96 \cdot 10^{16}$ et $1,19 \cdot 10^{16}$ spores/ha) ce qui correspond à 500g, 1000g et 1,5 kg/ha de préparation commerciale de Bactospéine. Une autre parcelles (N°2) a été utilisée comme témoin.

Au moment du traitement, les chenilles se trouvaient entre le 2ème et le 4ème stade. Les premiers stades larvaires sont très intéressants car les chenilles restent sous les feuilles et sont, par conséquent, beaucoup plus accessibles à la bactéries, tandis que les autres stades

consistent en une alternance des phases de prise de nourriture dans les feuilles et de repos sur le tronc de l'arbre. Les conditions météorologiques étaient parfaites (pas de pluie pendant les 15 jours suivant le traitement).

L'épandage a été réalisé avec un ULM (Ultra Léger Motorisé) de type Baroudeur, emportant à chaque rotation une charge de 100 litres de suspension (4 hectares) et volant entre deux et trois mètres au dessus de la cime des arbres (Fig. 84, 85 et 86). La faible hauteur de vol nous a permis de bien délimiter les aires de traitement et de limiter au maximum la dispersion du bacille à l'extérieur de la zone.

L'opération s'est déroulée sur cinq jours, entre 6 heures et 9 heures du matin, seule période de la journée où il n'y a pas de vent, et où la mangrove peut être survolée à très basse altitude sans prendre de risques. D'autre part, à ce moment-là, le soleil n'étant pas encore très fort, tous les stades larvaires, et en particulier le 4ème se trouvent dans le feuillage.

L'efficacité du *B. thuringiensis* a été mesurée par l'élevage au laboratoire de chenilles récoltées sur les aires traitées et non traitées, dès l'apparition des premiers cadavres, c'est-à-dire une semaine après le traitement. Les chenilles sont élevées sur du milieu artificiel par petits groupes ne dépassant pas 20 individus.

Le contrôle de la mortalité larvaire s'est fait quotidiennement sur une période de 23 jours suivant la date de récolte des chenilles.

2. Résultats

Les mortalités larvaires obtenues au laboratoire ont été rassemblées dans le tableau ci-dessous. Les mortalités corrigées ont été obtenues par utilisation de la formule d'Abott (Cf. & B. 1c.).

Détermination des mortalités larvaires par épandage aérien de *B. thuringiensis* H3a3b

traitement Chenilles gr/ha	récoltées	J O U R S																							Mortalité totale	Mortalité totale %	Mortalité % corrigée %
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23			
TEMIDIN	553	4	2	9	7	10	9	15	6	4	3	3	2	4	5	8	11	14	11	10	7	4	1	3	152	27,49	
500	548	10	12	8	9	19	20	25	17	19	21	14	18	13	13	15	8	20	15	24	18	11	15	17	351	64,05	50,42
1000	517	12	17	22	23	47	66	55	27	15	11	14	12	15	13	10	18	14	13	15	12	11	12	15	469	90,72	87,20
1500	556	15	23	30	42	54	63	75	48	26	24	15	11	12	11	8	9	13	10	8	11	9	7	7	531	95,50	93,80

L'observation de ces résultats nous amène à faire quelques remarques. Premièrement, nous avons enregistré une mortalité élevée, plus de 27% chez les chenilles issues de la parcelle témoin. Deuxièmement, la construction des courbes de mortalité cumulée (Fig. 89), donne deux types de réaction suivant la dose employée. En ce qui concerne la dose la plus faible, (500 gr/ha) la courbe de mortalité, bien que située au dessus de la courbe témoin, en a la même allure. Au niveau des deux autres parcelles, (1 kg et 1,5 kg/ha), la mortalité est très importante entre le 10ème et le 15ème jour suivant le traitement, puis a tendance à se stabiliser pour dépasser les 90% à partir du 20ème jour.

L'analyse de la mortalité en fonction du logarithme de la concentration (Fig. 90), ne donne pas comme dans les tests effectués au laboratoire une relation linéaire, mais plutôt une progression logarithmique, avec une stabilisation de l'efficacité avec l'augmentation de la dose.

3. Discussion et conclusion

L'importante mortalité observée au niveau de la parcelle témoin, montre la mise en place d'une épizootie naturelle dans les populations larvaires. Ceci est normal, car l'essai de traitement a été entrepris au moment où la densité de population de chenilles était maximale, et présentait donc des caractéristiques propices à l'installation d'épizooties virales ou bactériennes.

Les similitudes que nous observons entre la courbe de mortalité de la parcelle témoin et celle traitée à 500 gr/ha peuvent s'expliquer par le fait que cette dose est trop faible pour déclencher une épizootie, mais est quand même suffisante pour augmenter de façon significative la mortalité naturelle déjà existante.

Les résultats obtenus dans les autres parcelles, traitées avec des doses plus importantes montrent, d'une part que des doses supérieures à 500 gr/ha donnent des résultats positifs -l'augmentation brutale de la mortalité entre le 10ème et le 15ème jours le prouvant- et d'autre part, que l'effet léthal n'est pas proportionnel à l'augmentation de la dose, les courbes de mortalité correspondant à 1 kg et 1,5 kg/ha étant pratiquement identiques.

En conclusion, cet essai de traitement aérien nous a donc permis de préciser plusieurs points:

- Premièrement: le traitement doit se faire avec une dose située entre 500 gr et 1 kg/ha, en ce qui concerne la "Bactospeine", seule souche de *B. thuringiensis* que nous ayons pu tester sur le terrain.

- Deuxièmement: la dilution doit être importante, entre 15 et 25 litres/ha suivant la hauteur de la mangrove, afin que le maximum de végétation soit contaminé.

- Troisièmement: la période de traitement est cruciale, elle se situe juste après l'éclosion, c'est-à-dire entre le 20ème et le 30ème jour suivant l'apparition des adultes.

- Quatrièmement: l'effet du traitement devient visible à partir du 11ème jour suivant l'application. Ce temps d'"incubation" étant assez long, les conditions météorologiques prennent donc une grande importance, et c'est un facteur à prendre en compte dans la préparation d'une campagne.

CHAPITRE VIII

MISE EN PLACE D'UNE STRUCTURE DE LUTTE INTEGREE

Dans le cas de la lutte contre *H. metabus*, il n'est pas suffisant de mettre uniquement au point une méthode de lutte contre les populations larvaires. Si, par exemple, l'explosion de population débute en pleine saison des pluies, comme en 1985, l'efficacité des traitements par épandages aériens d'insecticides biologiques et même chimiques se trouve extrêmement réduite par le lessivage important des arbres.

D'autre part, cette même efficacité réside la plupart du temps dans la période d'application du traitement. Le choix de cette période dépend donc d'un suivi régulier des populations larvaires et imaginaires au niveau de leurs sites de développement.

Enfin, le problème de la "papillonite" se situe avant tout chez les adultes. En période de pullulation, les populations larvaires sont capables de se développer sur de nombreux autres sites dont il est impossible de répertorier la totalité. Ces chenilles échappant donc aux traitements anti-larvaires, il donc obligatoire de mettre au point un système de capture et de destruction des adultes survivants.

Il faut savoir en outre, que les populations d'adultes n'ont pas besoin d'être très importantes pour causer de nombreux cas de papillonite.

Dans ce chapitre, nous essayons de mettre en place les bases d'une méthode de lutte cohérente contre ce lépidoptère, à tous les niveaux de son cycle biologique. Seule la mise au point d'une telle méthode pourra permettre de contrôler les explosions de population. Après l'exposé du système de surveillance que nous avons utilisé pour cette étude, nous envisagerons les différentes facettes que peut comporter la lutte aussi bien au niveau larvaire qu'au niveau imaginal.

A. MISE EN PLACE D'UN SYSTEME D'AVERTISSEMENT

En fait, le système d'avertissement a été une des premières réalisations de ce programme de recherche, étant donné qu'il nous a permis de suivre les populations d'*H. metabus* pendant toute la durée de l'étude. Il comporte deux volets, d'une part le suivi des populations imaginaires, d'autre part celui des populations larvaires.

1. Suivi des populations larvaires

A partir du moment où nous avons reconnu dans la mangrove de Guatémala le site privilégié de développement du papillon, le suivi des populations larvaires en période de faible densité de population a pu se faire uniquement sur ce site.

Dans ce cas, le contrôle du niveau des populations se fait par des visites régulières dans la deuxième partie du cycle larvaire, car les trois premiers stades se passant dans le feuillage ne sont pas visibles. Les plaques de chenilles se trouvent alors sur le tronc des arbres et la

seule difficulté réside dans le fait qu'elles se placent sur la face ombragée du tronc, leur observation devant donc être faite à contre-jour.

Les visites doivent être faites en fonction des dates théoriques d'apparition des papillons (Fig. 25) quand il n'y en a pas, ou de la date d'émergence de la génération précédente. Les premières plaques de chenilles de 4ème stade doivent se voir à partir de la 6ème semaine suivant la date d'émergence des adultes. C'est seulement à ce moment-là que l'on pourra se rendre compte de l'importance de la population.

Les chenilles alternant des périodes de repos sur le tronc avec des périodes de prise de nourriture dans le feuillage, il est important de bien planifier l'horaire des visites sur les sites de développement. Le contrôle doit être fait au moment où l'on a le maximum de chances de trouver les chenilles sur le tronc de l'arbre, pendant les heures les plus chaudes de la journée, c'est-à-dire entre 11 heures du matin et 3 heures de l'après midi. Ceci est impératif, notre expérience personnelle nous ayant montré que l'on avait beaucoup moins de chances d'observer des plaques de chenilles en dehors des limites de cet intervalle.

La fréquence des visites dans le cadre d'un système d'avertissement n'a pas besoin d'être très élevée, à condition bien entendu de bien respecter le protocole ci-dessus. En période de faible densité de population, une visite par génération suffit. En période de pullulation par contre, la fréquence des contrôles devra être plus importante, surtout à la suite des traitements afin de quantifier leur efficacité.

2. Suivi des populations imaginaires

Le contrôle des populations larvaires se faisant à partir du 4ème stade, cette méthode d'avertissement ne convient pas dans le cadre de la préparation d'un traitement qui doit être fait pendant les premiers stades larvaires.

Donc, une surveillance doit être effectuée en amont du cycle biologique, c'est à dire au niveau des populations imaginaires.

Pendant notre étude, nous avons suivi les variations des populations d'adultes de deux manières. Par l'installation de pièges lumineux de type Ellisco (Fig. 92), et par l'organisation de chasses de nuit à l'aide de lampes à vapeur de mercure. Cette deuxième méthode a été surtout employée pour capturer des femelles gravides. La première méthode, quant à elle, convient très bien au suivi des populations, car les pièges sont automatiques, et peuvent être équipés de minuteries ou de cellules photoélectriques qui provoquent l'allumage du tube ultraviolet au moment voulu.

Nous avons doté le piège Ellisco de la mangrove de Guatémala d'une grosse batterie reliée à un panneau solaire, ce qui lui donne une certaine autonomie. Il faut cependant changer la batterie toutes les semaines.

H. metabus étant un papillon crépusculaire, il vole, en période de faible densité de population entre 19 heures 15 et 20 heures, plus longtemps en période de pullulation (cf. chapitre V). Aussi, il suffit que le piège reste allumé de 19 heures à 21 heures, pour couvrir la période du vol.

Lorsque les populations d'*H. metabus* sont à un niveau très bas, il est difficile de trouver des chenilles. Le piégeage des adultes est alors le seul moyen de déceler une augmentation des populations. En outre, la capture des

adultes donne une très bonne indication de la date d'émergence des chenilles, et cette donnée est primordiale dans le cadre de la préparation d'un traitement.

L'avertissement par le suivi des populations imaginaires présente encore d'autres avantages. D'une part, un piège placé dans la mangrove de Guatemala permettra de capturer les premiers adultes, et, si le contrôle est quotidien, ce que nous préconisons pendant ces périodes, cela laisse un laps de temps, de l'ordre de 48 heures avant que les adultes arrivent sur Kourou et sur les zones habitées. Ces 48 heures peuvent être suffisantes pour la mise en place d'un système de lutte anti-imaginal. L'autre avantage réside dans l'éthologie de ce papillon dont le mâle émerge cinq jours avant les femelles. Bien que le mâle soit moins attiré par la lumière que les femelles, il peut être capturé au piège automatique, ce qui laisse un délai de plus de 5 jours avant l'arrivée des femelles.

Il suffit donc de placer un seul piège automatique dans la mangrove de guatemala, pour pouvoir capturer les premiers papillons, de le suivre quotidiennement pendant les périodes théoriques d'apparition des adultes, pour déterminer avec précision la date d'émergence des femelles et les meilleures périodes de traitement.

Discussion et conclusion

Ces deux méthodes d'avertissement présentent chacune des avantages et des inconvénients. Le suivi des chenilles, s'il ne nécessite aucun matériel reste quand même aléatoire puisque basé sur la seule observation humaine dans un milieu difficile. Il n'est bien sûr pas question de mettre en cause les capacités d'observation de qui que ce soit, mais une expérience personnelle des difficultés d'observation que l'on rencontre dans la mangrove incite à être prudent quant à l'organisation de visites régulières de ces sites. En ce

qui concerne le suivi des adultes, les problèmes se posent au niveau de la résistance et de la maintenance du matériel de piégeage dans les sites de mangrove. Dans ce milieu, tout le matériel électrique et les batteries se détériorent très rapidement, donc les pièges demandent des visites fréquentes, et beaucoup d'entretien.

La meilleure solution semble donc résider dans l'installation d'une station de piégeage automatique fixe de type Ellisco dans la mangrove de Guatemala, le plus possible à l'abri de l'eau, c'est-à-dire sur une petite plateforme.

Le contrôle des populations imaginaires, serait suivi en période de pullulation par des visites régulières des sites de développement des chenilles afin de vérifier l'étendue et l'état des populations larvaires.

La mise en place d'un tel système d'avertissement basé sur un suivi des population larvaires et imaginaires nécessite donc deux éléments. Premièrement du personnel compétent pour effectuer les visites dans la mangrove et pour l'entretien des pièges, deuxièmement des moyens financiers. Il serait donc intéressant que dans le futur, ce suivi puisse se faire au sein d'un organisme local possédant déjà des compétences dans ce domaine, et connaissant bien le milieu de la mangrove.

B. LUTTE ANTI-LARVAIRE

Etant le moyen le plus efficace de lutter contre la "papillonite", en raison de la part importante que représente la vie larvaire dans le cycle biologique d'*H. metabus*, la lutte anti-larvaire constitue la base de cette structure de lutte intégrée.

Nous envisageons deux moyens de lutte contre les chenilles. D'une part une lutte à grande échelle à l'aide d'épandages aériens de *B. thuringiensis*, et d'autre part une lutte sur une moins grande échelle, au niveau des sites urbains sur des populations isolées avec des pulvérisations localisées d'insecticides chimiques.

1. Lutte à grande échelle

Le cas de traitements massifs à l'aide d'insecticides chimiques de type pyrethrinoïdes de synthèse ne sera pas pris en compte, car leur utilisation sur de grandes surfaces de mangrove provoque des mortalités non seulement au niveau d'*H. metabus*, mais aussi chez tous les autres animaux à sang froid, et en particulier chez les parasites d'*H. metabus* ainsi que chez les crustacés.

Nous avons déjà présenté les grandes lignes de la lutte par épandages aériens de *B. thuringiensis* lorsque nous avons abordé les essais sur le terrain au chapitre précédent.

Donc, cette lutte à grande échelle doit être entreprise avant que les pullulations n'atteignent leur paroxisme, dès que le système d'avertissement enregistre une augmentation des populations d'adultes.

La surface à traiter dépend bien sûr de l'étendue de la pullulation. Dans le cas de la ville de Kourou, les premiers traitements devront être entrepris au niveau des mangroves de Guatémala et du Village indien. Cela devrait permettre la formation d'une barrière, ainsi que le déclenchement précoce d'épizooties.

Si l'insecticide utilisé est la "Bactospéine", les résultats obtenus lors des essais nous permettent de préconiser un épandage en solution aqueuse de 1 kg de poudre/ha. Il est possible d'envisager l'emploi de *B.*

thuringiensis H14, (nom commercial: BACTIMOS chez Biochem Product) et nous le recommandons, étant donné que ce sérotype a été isolé chez *H. metabus*, et que les tests effectués au laboratoire donnent de meilleurs résultats. Des essais de cette souche sur le terrain n'ont malheureusement pas pu être entrepris, en raison de problèmes de disponibilité de la bactérie au moment du traitement. L'utilisation du sérotype H14 devrait cependant faire baisser le coût du traitement de manière significative, par l'emploi de doses beaucoup plus faibles. Des tests devront cependant être entrepris sur le terrain en période de pullulation afin de fixer les doses d'emploi de *B. thuringiensis* H14.

A la suite du traitement, des visites régulières devront être organisées sur les sites traités pour déterminer le taux de mortalité larvaire. Il faut souligner que dans le cas de l'utilisation de *B. thuringiensis*, la mortalité larvaire n'intervient pas avant 10 jours (cf. Fig. 89).

2. Lutte localisée

Lorsqu'à l'occasion de pullulations importantes, des papillons envahissent les zones urbaines, les populations de chenilles s'y développant peuvent être détruites par l'emploi localisé d'insecticides chimiques.

Dans ce cas, l'utilisation modérée de "DECIS" par exemple, s'avère très efficace, et sans aucun danger pour l'environnement.

Les pulvérisations peuvent être réalisées avec des appareils portables, directement sur les arbres portant des chenilles.

Discussion et conclusion

La lutte anti-larvaire est donc le meilleur moyen de prévention contre les pullulations d'*H. metabus*. Pour être efficace, elle doit être menée au début du cycle larvaire d'*H. metabus*.

L'utilisation d'insecticides chimiques à grande échelle, sur d'importantes surfaces de mangrove est à proscrire, en raison de la toxicité de ces produits envers les parasites d'*H. metabus* -qui, même de manière limitée, participent à la régulation des populations larvaires- ainsi qu'envers tous les autres animaux à sang froid, arthropodes, crustacés et reptiles qui peuplent ce biotope.

Jusqu'à présent, les tests effectués sur le terrain ont montré l'efficacité des épandages aériens de *B. thuringiensis* H3a3b. Bien que n'ayant pas été testée sur le terrain, la variété *Israélensis* sérotype H14, plus active au laboratoire devrait donner de meilleurs résultats.

Enfin, dans le cas où à la suite de l'extension des populations imaginaires, des populations larvaires se développent au niveau des sites urbanisés, l'utilisation ponctuelle et localisée d'insecticides chimiques par pulvérisations manuelles semble être la solution la plus efficace.

C. LUTTE ANTI-IMAGINALE

La lutte contre les populations imaginaires a été la première méthode de lutte utilisée pour se protéger contre les pullulations d'*H. metabus*

Dans le cas où la lutte anti-larvaire ne donne pas de bons résultats, à la suite de mauvaises conditions météorologiques ou autres, il était nécessaire de prévoir

une méthode de lutte contre les populations imaginaires, surtout lorsqu'en période de pullulation, elles émigrent vers les zones éclairées.

Cette méthode de lutte, qui a été développée en collaboration avec le Centre Spatial Guyanais comprend l'utilisation de pièges lumineux concomitante à la pulvérisation par ULV d'insecticides chimiques.

1. Lutte chimique

La lutte chimique contre les adultes n'est employée qu'en dernier ressort et constitue en principe un complément à la lutte physique.

L'insecticide employé peut être un mélange de "Malathion" et de "Decis". Les pulvérisations, (insecticide + gazoil) par ULV (Ultra Light Volume) sont faites le matin, lorsque les papillons ont cessé toute activité, dans les zones où ils se sont posés, lampadaires, abords des pièges lumineux, et toutes les aires éclairées.

Lorsque de nombreux papillons sont posés sur les murs, comme cela a été le cas à l'aéroport de Rochambeau en Mai 1985, il est possible de projeter à l'aide d'une lance à incendie, de l'eau additionnée de mouillant. Ceci les empêche de s'envoler, et surtout mouille les fléchettes urticantes qui restent collées au corps du papillon.

2. Lutte physique

C'est sur la mise au point d'une lutte physique efficace qu'a été basée la lutte anti-imaginale. Nous avons voulu utiliser l'attraction d'*H. metabus* envers la lumière en mettant au point un piège lumineux permettant de capturer un nombre important de papillons (Fig. 91).

Ce piège comprend un bac de 2 à 3 m² posé sur le sol, et surmonté de trois projecteurs halogènes de 1000 watts chacun, dont un éclaire le bac, et les deux autres sont dirigés vers la mangrove abritant les papillons. Le bac est rempli soit d'une solution d'insecticide dans du gazoil, soit d'eau additionnée d'un mouillant quelconque.

Les papillons, attirés par la lumière du piège viennent tournoyer sous les lampes. A partir du moment où ils touchent la surface de l'eau, ils y sont retenus par le mouillant et se noient.

Ce type de piège ne peut donner de bons rendements que s'il est bien placé, c'est-à-dire dans un endroit dégagé bien visible de la mangrove, et à la périphérie de l'agglomération, afin que les papillons n'aient pas à y rentrer, et aillent directement sur le piège. En outre, il est impératif que pendant les campagnes de piégeage, il soit fait un "Black Out" généralisé sur toute la zone et que les seules sources lumineuses en action soient celles des pièges. De cette manière, les papillons viendront s'ébattre uniquement autour des projecteurs, et ne rentreront pas dans l'agglomération.

Des projecteurs peuvent aussi être placés en dessus d'un plan d'eau (rivière ou autre) mais ce système est moins efficace car les papillons ne se noient pas systématiquement dans une eau exempte d'agent mouillant.

Discussion et conclusion

La lutte anti-imaginale par l'utilisation de pièges lumineux est actuellement la meilleure solution pour se protéger contre les vols d'*H. metabus*, dans le cas où il n'a pas été possible de mener une lutte anti-larvaire efficace.

Ce système présente cependant quelques inconvénients. Il nécessite par exemple une extinction totale de toutes les sources lumineuses de l'agglomération. Dans le cas de Kourou, cela présente des difficultés au niveau des installations du Centre Spatial et de la zone de tir de la fusée Ariane qui doivent rester éclairées pour des raisons évidentes de sécurité.

En outre, malgré l'utilisation de pièges lumineux, cela n'empêche pas certains papillons de pondre autour de l'agglomération, et dans la mangrove, où là, rien ne vient contrôler les populations imaginaires.

La lutte anti-imaginale comme nous l'avons décrite ci-dessus ne doit donc pas être considérée comme la principale méthode de lutte, car elle ne participe pas à une véritable réduction effective des populations d'*H. metabus* qui se développent principalement au niveau de la mangrove. En effet, on peut considérer que l'utilisation de pièges lumineux représente une protection au même titre qu'un parapluie par exemple nous protège contre la pluie, ce qui n'empêche pas la pluie de revenir le lendemain.

CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES

Les recherches entreprises dans le cadre du programme d'étude d'une structure de lutte contre *H. metabus*, agent de la "papillonite" en Guyane française, nous ont amenés à étudier la biologie et l'écologie de ce lépidoptère, ainsi que le déterminisme de ses grandes variations de population.

¶

L'étude de la répartition géographique des populations d'*H. metabus* en période de pullulation et de basse densité de population nous a permis de définir son biotope, et, dans le cas des trois dernières années, de le situer au niveau de la mangrove à *Avicenia nitida* Jacq. de Guatémala à l'Est de Kourou, et plus particulièrement dans la partie la plus âgée de la mangrove, ne subissant l'influence de la mer qu'en période de très forte marée. En période de pullulation, *H. metabus* adopte un caractère polyphage, ce qui lui permet de se développer en dehors de son biotope d'origine, et d'envahir en particulier les zones habitées, en raison de la lumière qui, la nuit, attire les adultes.

Un suivi des populations larvaires a conduit à l'observation d'importantes épizooties en leur sein. L'étude des facteurs biotiques intervenant dans ces épizooties a permis la mise en évidence de deux agents pathogènes, un baculovirus responsable d'une polyédrose nucléaire, et un *B.thuringiensis* de sérotype H14. Le

sérototype du bacille est très intéressant, car c'est la première fois qu'il est isolé chez un Lépidoptère, on le trouve habituellement chez les diptères. En outre, les tests conduits en laboratoire montrent une pathogénicité supérieure à celle du sérototype H3a3b, habituellement utilisé dans la lutte contre les lépidoptères ravageurs.

Le baculovirus aurait pu être utilisé comme un moyen de lutte efficace pour réduire et contrôler les populations larvaires. Mais, d'abord, la production d'un tel agent pathogène demande soit la mise au point d'un élevage de masse, soit l'établissement d'une lignée cellulaire stable, et ensuite, le programme de recherche a été prévu pour fournir des résultats à court terme. Le *B. thuringiensis* a donc été choisi pour effectuer des tests sur le terrain, en raison de sa facilité de production et de sa disponibilité.

L'ensemble des observations qui ont été effectuées sur la biologie, l'écologie et la pathologie de cet insecte, et les résultats que nous avons obtenus, nous ont amenés à proposer dans le cadre de la mise au point d'une méthode de lutte, une structure de lutte intégrée, basée sur la lutte anti-larvaire par épandages aériens de *B. thuringiensis*. Cette lutte anti-larvaire est couplée en amont à un système d'avertissement permettant de suivre les populations larvaires et imaginaires, et en aval à une méthode de lutte anti-imaginaire, afin de parer aux possibles déficiences du traitement anti-larvaire (mauvaise météorologie par exemple), et pour limiter l'expansion des populations à l'intérieur des zones urbaines.

PERSPECTIVES

Ce papillon crépusculaire, appartenant à la famille des Attacidae (ou Saturnidae), fait partie d'un genre exclusivement néotropical, comprenant environ 90 espèces, et dont toutes les femelles sans exception possèdent des

fléchettes urticantes. Une étude de la bibliographie Sud-américaine a montré que de nombreuses espèces du genre sont sujettes à pullulation, et sont responsables, dans la plupart des pays de l'Amérique du Sud, d'affections identiques à la "papillonite" de Guyane française. En outre, la seule espèce *H. metabus* pullule du Nord du Brésil à l'Est du Vénézuela. En conséquence, la "papillonite" ne doit pas être considérée comme un phénomène très localisé, propre à la Guyane française, mais au contraire comme un problème intéressant de nombreux pays, nécessitant la mise en place d'une importante coopération internationale.

Dans le cadre de ce programme de recherches, et de la mise en place d'un début de coopération internationale, des contacts ont été pris avec le Vénézuela, et une mission y a été effectuée en Juillet 1987, afin de mesurer l'étendue des problèmes causés dans ce pays par *Hylesia*. Au Vénézuela, par exemple, une part importante de la régulation des populations larvaires est assurée par une punaise Réduviidae, *Arius cristatus*. Cette punaise existe aussi en Guyane française, mais n'a pas été observée au niveau des populations d'*H. metabus*. Des essais sur l'opportunité de l'introduction de cette punaise dans le biotope d'*H. metabus* pourraient être entrepris. Ceci est un exemple de l'importance de la mise au point d'un programme de recherches international qui mettrait en jeu les expériences de chaque pays et permettrait d'avancer avec une plus grande efficacité et une plus grande rapidité, d'une part dans la connaissance de cet insecte, et d'autre part dans la mise au point de structures de lutte.

Tous les travaux qui ont été réalisés durant ces trois années ont contribué à la connaissance de la biologie, de l'écologie et de la pathologie d'*H. metabus*. Ce programme de recherches, étant orienté uniquement sur une étude de l'insecte, ne comprenait pas de partie médicale c'est-à-dire une étude du problème urticant lui-même, qui reste entier et laisse subsister d'importantes lacunes. En effet, depuis que

Légers et Mouzels en 1918 ont mis en évidence la présence d'une substance urticante dans les fléchettes, et sa solubilité dans l'eau, aucun travail n'a apporté de précisions supplémentaires quant à la réelle nature de la substance urticante et à son action. Seule une étude sérieuse de ces problèmes pourra, dans l'avenir, donner assez d'éléments au corps médical pour qu'il puisse mettre au point un traitement efficace de la dermatose prurigineuse causée par le contact avec les fléchettes urticantes. Dans cette optique, la détermination de la substance urticante doit être entreprise prochainement, grâce à une aide du Conseil Régional de la Guyane française.

Le programme de recherches terminé, il reste maintenant à mettre en place une structure au sein de laquelle pourront se faire l'avertissement et l'organisation de la lutte anti-larvaire et anti-imaginale. Ceci est primordial si l'on veut pouvoir exercer un contrôle sur les populations d'*H. metabus*. Deux solutions sont envisageables. Soit l'utilisation d'une structure déjà existante, à laquelle on donnerait de nouveaux moyens lui permettant de prendre en compte ce surcroit de travail, soit la création d'un service s'occupant uniquement du problème *Hylesia*. Les pullulations d'*H. metabus* revêtant la plupart du temps un caractère épisodique, les populations pouvant rester à un niveau de densité très faible pendant plusieurs années, la première solution semble préférable. Le choix d'une décision, suppose dès lors une concertation préalable de toutes les parties intéressées, organismes de développement, municipalités et collectivités locales, à qui nous espérons avoir fourni, dans ce rapport, les principaux éléments nécessaires à l'organisation d'un système de lutte efficace.

BIBLIOGRAPHIE

ABER (R.), De MELFI (T.), (T.), HEALEY (B.), Mc CARTHY (M.A.), OSWELL (N.), RUHIG (W.), SPEZIALE (H.), WITTE (E.J.). - 1982. Rash Illness Associated with Gypsy Moth Caterpillars - Pennsylvania. *Morb. Mort. Wkly. Rep.*, 31 (13), 169-170.

ABBOT (W.S.). - 1925. A method of computing the effectiveness of an insecticide. *J. Econ. Entomol.*, 18, 266-267.

ALLARD (H.F.), ALLARD (H.A.). - 1958. Venomous moths and butterflies. *Journal of the Washington Academy of Sciences*, 48 (1), 18-21.

ANCHIETA (J.). - 1560. "Carta fazendo a descripçao das innumeras coisas naturaes que se encontram na provincia de S. Vicente, haje S. Paulo". *Traduit du latin par Almeida J.V., Casa Eclectica, Sao Paulo, Brazil, 1900*, p.26.

ANDERSON (J.). - 1884. The urticating properties of hairs of some Lepidoptera. *The Entomologist*, 17, 275-276.

ANDERSON (J.). - 1885. Urticating properties of Lepidoptera. *The Entomologist*, 18, 43-45.

ANDREADIS (T.G.), DUBOIS (N.R.), MOORE (R.E.B.), ANDERSON (J.F.), LEWIS (F.B.). - 1983. Single applications of high Concentrations of *Bacillus thuringiensis* for control of Gypsy moth (Lepidoptera Lymantriidae) Populations and Their Impact on Parasitism and Disease. *J. Econ. Entomol.*, 76, 1417-1422

ANON. - 1952. Beware butterflies. *The Lamp*, 2, 20-21.

APLIN (R.T.), BENN (M.H.), ROTHSCHILD (M.). - 1968. Poisonous alkaloids in the body tissues of the cinnabar moth (*Callimorpha jacobaeae* L.). *Nature*, 219, 747-748.

D'AVANZO (G.). - 1952. La dermatite da contatto provocata da farfalle del genere *Hylesia*. *La medicina del lavoro*, 43 (12), 439-452.

BEILLE (L.). - 1896. Etude anatomoique de l'appareil urticant des chenilles processionnaires du pin maritime, *Cnethocampus pityocampa* Borowski. *C. R. Soc. Biol.*, 48, 545-547.

BEYER (G.E.). - 1922. Urticating and poisonous caterpillars. *Quart. Bull. State Board Health*, 13, 161-168.

BISSET (G.W.), FRAZER (J.F.D.), ROTHSCHILD (M.), SCHACHTER (M.). - 1960. A pharmacologically active choline ester and other substances in the garden tiger moth, *Arctia caja* (L.). *Proceedings of the Royal Soc. Lond.*, B, 152, 255-262.

BLANCANEAUX (P.). - 1982. Essai sur le milieu naturel de la Guyane française. *Travaux et Documents de l'ORSTOM* 137, 126p.

BORDAS (L.). - 1902. Les glandes mandibulaires et les glandes labiales des larves de *Cossus ligniperda*. *C. R. Soc. Biol.*, 54, 623-625.

BORDAS (L.). - 1903. Les glandes mandibulaires des larves de lépidoptères. *C. R. Acad. Sc. Paris*, 134, 1273.

BOYE (R.). - 1932. La papillonite guyanaise. *Bull. Soc. Path. Exo.*, 25, 1099-1107.

BOYE (M.), REAUD (G.). - 1979. La Guyane. In "Atlas des Départements Français d'Outre Mer", N.4 La Guyane, (ORSTOM, CNRS eds.), 1-2.

BROWER (L.P.), GLAZIER (S.C.). - 1975. Localization of heart poisons in the monarch butterfly. *Science*, 188, 19-25.

CAFFREY (D.J.). - 1918. Notes on the poisonous urticating spines of *Hemileuca olivae* larvae. *J. Econ. Entomol.*, 11, 363-367.

CANDEAU (M.). - 1976. La papillonite de Guyane. *Thèse de médecine*, N487, (Bergeret ed), Université de Bordeaux II.

CANTWELL (G.E.), CANTELO (W.W.). - 1984. Effectiveness of *Bacillus thuringiensis* var. *Israeleensis* in Controlling a Sciarid Fly, *Lycoriella mali*, in Mushroom Compost. *J. Econ. Entomol.*, 77, 473-475.

C.A.R.E.C. SURVEILLANCE REPORT. - 1982. Moth allergy in Suriname. Based on a translation (original Dutch) of a report by J.E. HUDSON. CAREC Surv. Rep., 8(1) 2-3.

CHOUBERT (B.), BOYE (M.). - 1959. Envasements et dévasements du littoral en Guyane française. *C.R. Acad. Sc.*, 249 (1), 145-147.

CHU (H.F.). - 1949. In "How to know the Immature Insects", (W.C. Brown ed), Dubuque, Iowa, 149-189.

CLEMENTS (A.N.). - 1951. On the urticating properties of adults Lymantriidae. *Proc. R. Ent. Soc. Lond.*, A 26 (7-9), 104-108.

DALLAS (E.D.). - 1926. Eritema generalizado producido por un lepidoptero. *Revista de la Sociedad Entomologica Argentina*, 2, 63-64.

DELGADO QUIROZ (A.). - 1978. Venoms of lepidoptera. In *Arthropods Venoms*, (Bettini S. ed.), Springer Verlag, 555-611.

DEMARARA COASTAL INVESTIGATION. - 1962. Report on situation of Demarara Bar Channel and coastal erosion in British Guiana. *Hydraulics Laboratory Delft, The Netherlands*. 165-176.

DUCOMBS (G.), LAMY (M.), MICHEL (M.), PRADINAUD (R.), JAMET (P.), VINCENDEAU (Ph.), MALEVILLE (J.), TEXIER (L.). - 1983. La papillonite de Guyane française, étude clinique et épidémiologique. *Ann. Dermatol. Vénéréol.*, 110, 809-816.

DUNBAR (D.M.), KAYA (H.K.), DOANE (C.C.), ANDERSON (J.F.), WESELOH (R.M.). - 1973. Aerial application of *Bacillus thuringiensis* against larvae of the Elm Spanworm and Gypsy Moth and effects on parasitoïds of the Gypsy moth. *Connecticut Agricultural Experimental Station, Bull.* 735, 23p.

ELTRINGHAM (H.). - 1913. On the urticating properties of *Portesia similis*, Fuess. *Trans. Ent. Soc. Lond.*, 1913, 423-427.

FEDIERES (G.). - 1983. Recherches sur les viroses épizootiques de lépidoptères *Limacodidae*, ravageurs de palmacées. *Thèse Doctorat 3ème cycle, Université des Sciences et Techniques du Languedoc, Montpellier*.

FLOCH (H.), ABONNENC (E.). - 1944. Sur la papillonite guyanaise. Description du papillon pathogène: *Hylesia urticans*. Pub. 49 de l'Institut Pasteur de la Guyane, 1-10.

FLOCH (H.), CONSTANT (Y.). - 1950. Notes sur la symptomatologie et la thérapeutique de la papillonite guyanaise. Pub. 220 de l'Institut Pasteur de la Guyane française, 4p.

FLOCH (H.), CONSTANT (Y.). - 1954. Sur la papillonite guyanaise provoquée par *Hylesia urticans* Floch et Constant, 1944. Boletin de Entomología venezolana, 9 (1/4), 8-12.

FOOT (N.C.). - 1922. Pathology of the dermatitis caused by *Megalopyge opercularis*, a Texan caterpillar. Journal of Experimental Medicine, 35 (5), 737-753.

FOURIE (P.B.). HULL (P.R.). - 1980. Urticaria caused by the slug caterpillar *Latoia vivida*, Lepidoptera: Limacodidae. S. Afr. J. Zool., 15, 56.

GARCIA (R.), DES ROCHERS (B.), TOZER (W.). - 1980. Studies on the toxicity of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* against organisms found in association with mosquito larvae. Proc. Ann. Conf. Calif. Mosq. Vector Control Assoc., 48, 33-36.

GERMANETTO (P.). - 1982. Guyanese moth allergy (Papillonite guyanaise) french Guyana. CAREC surveillance report, 8 (11), 1-3.

GILMER (P.M.). - 1924. The poison and poison apparatus of the white-marked tussock moth *Hemerocampa leucostigma* Smith and Abbott. J. Parasitol., 10, p.80.

GILMER (P.M.). - 1925 a. A comparative study of the poison apparatus of certain lepidopterous larvae. *Ann. Ent. Soc. Am.*, 18, 203-239.

GILMER (P.M.). - 1925 b. Notes on the poison apparatus of *Lagoa crispata* Pack. (Lep.: Megalopygidae). *Entom. News*, 36, 231-234.

GOETHE (H.), BRETT (R.), WEIDNER (H.). - 1967. "Butterfly itch", eine Schmetterlingsdermatose an Bord einer Tankers. *Zeitschrift für Tropenmedizin und Parasitologie*, 18 (1), 5-16.

GOOSENS (T.). - 1881. Des chenilles urticantes. *Ann. Soc. Ent. Fr.*, 1 (6), 231-236.

GOOSENS (T.). - 1886. Des chenilles vésicantes. *Ann. Soc. Ent. Fr.*, 6, 461-464.

de GRANDVILLE (J.J.). - 1978. La végétation. In "Atlas des Départements Français d'Outre Mer", N.4 La Guyane, (ORSTOM, CNRS eds.).

GUSMAO (H.H.), FORATTINI (O.P.), ROTBERG (A.). - 1961. Dermatite provocada por lepidopteros do gênero *Hylesia*. *Rev. Inst. Med. trop. São Paulo*, 3 (3), 114-120.

HASHIMOTO (T.), OGAWARA (H.). - 1921. "On the poisonous moth that appeared in Chiba prefecture during the year 1920 and dermatitis caused by the poisonous moth". (en japonais) Cité par *Japan Med World*, 11(3), 89; d'après Mills (1923).

HASHIMOTO (T.), OGIVARA (H.). - 1922. "The poisonous moth *Euproctis flava* Bren., and the dermatitis caused by it". (en japonais). *Japan Journ. Derm. Urol.*, 22 (6), 475-491.

HENRY et DEVEZ. - 1912. Cité par BOYE (R.) dans "La papillone guyanaise". *Bull. Soc. Path. Exo.* (1932), 25, 1099-1107.

HERRICK (G.). DETWILER (J.D.). - 1919. Notes on the repugnatorial glands of certain notodontid caterpillars. *Ann. Entomol. Soc. Amer.*, 12, 44-48.

HILL (W.R.), RUBENSTEIN (A.D.), KOVACS (J.). - 1948. Dermatitis resulting with contact with moths (genus *Hylesia*). *J. A. M. A.*, 138 (10), 737-740.

HOLMGREN (E.). - 1895. Studier öfver hudens och de körtelartade hudorganens morfologi hos Skandinaviska Makrolepidopterlarver. *Kongl. Svenska. Vet. Ak. Hendl.* 27 (4).

HOLMGREN (E.). - 1896. Die haarbildenden Hautdrüsen bei Raupen. *Ent. Tidskr.*, 17, 81-85.

HUDSON (J.E.). - 1985. Trials of yellow lamps for reducing plagues of itch moths in Suriname. *IPLE Lighting Journal*, 50 (1), 42-44.

ILLINGWORTH (J.F.). - 1926. Distressing itch from a moth, *Euproctis flava* Bremer, in the Orient. *Proc. Haw. Ent. Soc.*, 6 (2), 267-270.

ITO (T.), MATSUSAKI (H.). - 1917. "A propos d'une dermatite causée par des papillons de nuit" (en Japonais). *J. Dermatol. Urol.*, 17 (4), 60-61.

JANZEN (D.H.). - 1984. Natural history of *Hylesia lineata* (Saturnidae: Hemileucinae), in Santa rosa National Park, Costa Rica. *Jour. Kansas Entomol. Soc.*, 57 (3), 490-514.

JONES (D.A.), PARSONS (J.), ROTHSCHILD (M.). - 1962. Release of hydrocyanic acid from crushed tissues of all stages in the life cycle of species of the Zygaenidae (Lepidoptera). *Nature*, 193, 52-53.

JORG (M.E.). - 1933. Nota previa sobre el principio activo urticante de *Hylesia nigricans* (Lepidoptera, Hemileucidae) y las dermatitis provocadas por el mismo. *8ème Reunion Soc. Arg. Pathol. Region Norte* 2, 482-495.

JORG (M.E.). - 1939. Dermatoses lepidopterianas (Segunda nota). *9ème Reunion Soc. Arg. Pathol. Region Norte* 3, 1617-1635.

KAYA (H.), DUNBAR (D.), DOANE (C.), WESELOH (R.), ANDERSON (J.). - 1974. Gypsy moth: aerial tests with *Bacillus thuringiensis* and Pyrethroids. *Connecticut Agricultural Experiment Station, Bull.* 744, 22p.

KEARBY (W.H.). - 1975. Variable oakleaf caterpillar larvae secrete formic acid that causes skin lesions (Lepidoptera: Notodontidae). *J. Kansas Entomol. Soc.*, 48 (3), 280-282.

KELLER (C.). - 1883. Die brennenden Eigenschaften der Prozessionsraupen. *Kosmos*, 13 (4), 302-306.

KEMPER (H.). - 1955. Experimentelle Untersuchungen über die durch Afterwolle von *Euproctis chrysorrhoea* (Lepidoptera) erzeugte Dermatitis, verglichen mit der Wirkung von Arthropodenstichen. *Zeitschrift für angewandte Zool.*, 42, 37-59.

KEMPER (H.). - 1956. Experimentelle Untersuchungen über die Wirkung von Raupenhaaren auf die menschliche Haut I. *Arctia caja* und *Dasychira pudibunda*. *Zeitschrift für angewandte Zool.*, 43, 103-128.

KEPHART (C.F.). - 1914. The poison glands of the larva of the Brown-tail Moth (*Euproctis chrysorrhoea* Linn.). *Jour. Parasit.*, 1, 93-103.

KNIGHT (H.H.). - 1922. Observations on the poisonous nature of the white-marked tussock-moth (*Hemerocampa leucostigma* Smith & Abbot). *Jour. Parasit.*, 8, 133-135.

KWANGTUNG OCCUPATIONAL DISEASES PREVENTION AND TREATMENT HOSPITAL & CHUNG SHAN MEDICAL COLLEGE. - 1974. 712 cases of yellow rice borer dermatitis. *China Medical Journal*, 5, 295-296. In *Biological abstracts*, 60 (8), p.4980.

LAMY (M.). - 1984. La processionnaire du colatier: *Anaphe venata* Butler (Lépidoptère Thaumetopoeidae): papillon urticant d'Afrique. *Insect Sci. Applic.*, 5 (2), 83-86.

LAMY (M.), LEMAIRE (C.). - 1983. Contribution à la systématique des *Hylesia*: étude au microscope électronique à balayage des "fléchettes" urticantes. *Bull. Soc. Ent. Fr.*, 88, 176-192.

LAMY (M.), MICHEL (M.), PRADINAUD (R.), DUCOMBS (G.), MALEVILLE (J.). - 1982. L'appareil urticant des papillons *Hylesia urticae* Floch et Abonnenc, et *H. umbrata* Schaus (Lépidoptères saturnidae) responsables de la papillonite en Guyane française. *Int. J. Insect Morphol. & Embryol.* 11 (2), 129-135.

LAMY (M.), PASTUREAUD (M.H.), NOVAK (F.), DUCOMBS (G.). - 1984. Papillons urticants d'Afrique et d'Amérique du Sud. (g. *Anaphae* et g. *Hylesia*): contribution du microscope électronique à balayage à l'étude de leur appareil urticant et à leur mode d'action. *Bull. Soc. Zool. Fr.*, (109), 163-177.

LAUDON. -1891. Einige Bemerkungen über die Prozessionsraupen und die Aetiologie der urticaria endemica. *Virchows Arch. Path. Anat.*, 125, 220-238.

LECLERCQ (M.). - 1977. Les insectes venimeux et l'envenimation. In "Traité de Zoologie" (P.P. Grassé ed), Vol VIII, Fasc. V-B, 431-469. .

LEGAC (P.), LAGARDE (J.), MULET (M.). - 1950. Papillonite en Oubangui-Chari. *Bull. Soc. Pathol. Exo.*, 3, 718-720

LEGER (M.), MOUZELS (P.). - 1918. Dermatose prurigineuse déterminée par des papillons Saturnides du genre *Hylesia*. *Bull. Soc. Path. Exo.*, 1918, 104-107.

LESCURE (J.P.). - 1977. La mangrove guyanaise: architecture des jeunes stades et vie avienne. *Cah. ORSTOM, ser. Biol.*, 12 (4), 361-376.

LEWIS (F.B.), WALTON (G.S.), DIMOND (J.B.), MORRIS (O.N.), PARKER (B.), REARDON (R.C.). - 1984. Aerial Application of *Bt* against Spruce Budworm: 1982 *Bt* Cooperative Field Tests - Combined Summary. *J. Econ. Entomol.*, 77, 999-1003.

LIACAPOULOS (P.), HALPON (B.N.), FRICK (O.L.). - 1963. The effect of antigen excess on the anaphylactic reaction. *J. immunol.*, 90, 165.

LIMA (A. Da Costa). - 1950. Insetos do Brasil, Tomo 6. *Escola Nacional de Agronomia, Série didactica*, 8, 420p.

MARIUS (C.). - 1969. Notice explicative N.37. Carte pédologique. *Cayenne au 1/500000*, ORSTOM, 60p.

MARIUS (C.). - 1985. Mangroves du Sénégal et de la Gambie. Ecologie - Pédologie - Géochimie - Mise en valeur et aménagement. *Travaux et Documents N.193*, (ORSTOM ed), 357p.

MASCHWITZ (U.W.J.), KLOFT (W.). - 1971. Morphology and function of the venom apparatus of insects: Bees, Wasps, Ants, and Caterpillars. In *Venomous animals and their venoms, Vol III, venomous invertebrates*, (Bücherl & Buckley eds.) Academic Press New York, 1-59.

MICHEL (M.). - 1981. Contribution à l'étude de la papillonite en Guyane française. *Thèse N° 78, Université de Bordeaux II*, 67p.

MILLS (R.G.) - 1923. Observations on a series of cases of dermetitis caused by a liparid moth *Euproctis flava* Bremer, *China Medical Journal*, 37 (5), 351-372.

MORREN (Ch.). - 1848. Observations sur les moeurs de la chenille processionnaire et sur les maladies qu'occasionne chez l'homme et les animaux cet insecte malfaisant. *Bull. Acad. Roy. Sci. Bruxelles*, 15 (2), 132-144.

NGUYEN-BAN (J.). - 1977. Contribution à l'étude biologique et écologique d'*Earias biplaga* (Wlk.), Lepidoptera, Noctuidae. Ravageur du cacaoyer. *Thèse doctorat d'état N 776, Université des Sciences de Toulouse*, 178p.

ORFILLA (N.R.). - 1952. "Description de *Hylesia caripitoz*", *Publicationes de la Mission de estudio de Pathologia Regional Argentina*, N.81.

PACKARD (A.S.). - 1894. A study of the transformations and anatomy of *Lagoa crispata*, a Bombycine moth. *Proc. com. Am. Philadelphia. Soc.*, 32, 275-292.

PACKARD (A.S.). - 1898. A textbook of Entomology. *Macmillan Press, New York*. 187-201 et 375-396.

PARSONS (J.A.). - 1965. A digitalis-like toxin in the monarch butterfly, *Danaus plexippus* L. *Journal of Physiology*, 178, 290-304.

PELISSOU (V.). - 1985. Etude comparative des productions tégumentaires de deux lépidoptères: *Thaumetopoea pityocampa* Schiff (écailles de ponte), *Hylesia urticans* Floch & Abonnenc (écailles de ponte et fléchettes). *D.E.A. Université de Bordeaux I, Laboratoire de Neuroendocrinologie*, U.A.683, 15p.

PESCE (H), DELGADO (A). - 1971. Poisonning from adult moths and caterpillars. In *Venomous animals and their venoms*, Vol III, *venomous invertebrates*, (Bücherl & Buckley eds.) Academic Press New York, 119-156.

PHISALIX (M.). - 1922. In "Animaux venimeux et venins", Masson ed, Paris, Vol I, 343-356.

PICARELLI (Z.P.), VALLE (J.R.). - 1971. Pharmacological studies on caterpillar venoms. In *Venomous animals and their venoms*, Vol III, venomous invertebrates, (Bücherl & Buckley eds.) Academic Press New York, 103-118.

POITOUT (S.), BUES (R.). - 1974. Elevage de chenilles de vingt-huit espèces de lépidoptères Noctuidae et de deux espèces d'Arctidae sur milieu artificiel simple. Particularités de l'élevage selon les espèces. *Ann. Zool. Ecol. Anim.*, 6, 431-441.

POULTON (E.B.). - 1886. The fluid ejected by notodontian caterpillars. *American Naturalist*, 20, 811-812.

POULTON (E.B.). - 1887. The secretion of pure aqueous formic acid by lepidopterous larvae for the purpose of defence. *Nature*, 36, 593-594.

PESCE (H), TEJADA (A). - 1969. Epidemiología y aspectos clínicos del lepidopterismo en el Perú. *Boletín chileno de parasitología*, 24 (3-4), 130-133.

PRADINAUD (R.). - 1969. La papillonite guyanaise. *La revue de médecine*, 13, 319-324.

PRADINAUD (R.), STROBEL (M.). - 1985. La papillonite, une éruption prurigineuse due à des papillons. *Le concours médical*, 107 (19), 1857-1859.

PROST (M.T.), LOINTIER (M.), PANNETIER (G.). - 1987. L'envenissement des côtes des Guyanes. *Note interne, Centre ORSTOM de Cayenne, Guyane française*, 2p.

RIDDIFORD (L.M.). - 1968. Artificial diet for *Cecropia* and other Saturniid silkworms. *Science*, 160, 1461-1462

ROTBURG (A.). - 1971. Lepidopterism in Brazil. in *Venomous animals and their venoms*, Vol III, *venomous invertebrates*, (Bücherl & Buckley eds.) Academic Press New York, 157-168.

ROTSCHILD (M.), REICHSTEIN (T.), von EUW (J.), APPLIN (R.), HARMAN (R.R.M.). - 1970. Toxic lepidoptera. *Toxicon*, 8, 293-299.

SEABROOK (W.D.), PONDER (B.), DYER (L.J.). - 1985. An air-filter hood for the control of lepidopteran scales. *Can. Ent.*, 117, 241-243.

SERRE (P.). - 1904. Venin des cocons de *Cricula trifenestrata*. *Bull. Soc. Entomol. Fr.*, 254.

*

SINGH (P.). - 1983. A general purpose laboratory diet mixture for rearing insects. *Insect Sci. Application*, 4 (4), 357-362.

SINGH (P.), MOORE (R.E.). - 1985. Hand book of insect rearing. (Singh and Moore eds.) Elsevier Science Publisher, Amsterdam, 2 vol.

SOUTHCOTT (R.V.). - 1978. Lepidopterism in the australian region. *Records of the Adelaide Children's Hospital*, 2 (1), 87-173.

STOCKDALE (H.), PRISTON (R.A.J.). - 1981. Production of insect viruses in cell cultures. In "Microbial control of pests and plant diseases" (Burges ed), Acad. Press, New York, 313-328.

TISSEUIL (J.). - 1935. Contribution à l'étude de la papillonite guyanaise. *Bull. Soc. Path. Exo.*, 28, 719-721.

TURENNE (J.F.). - 1977. Modes d'humification et différenciation podzologique dans deux toposéquences guyanaises. *Mémoire ORSTOM N84*, ORSTOM Paris, 173p.

TYSSER (E.E.). - 1907. The pathology of the brown tail moth dermatitis. *Journ. med. Res.*, 16, 43-64.

VASQUEZ (L.N.), OLIVARES (M.). - 1984. La palometa *Hylesia* sp. un problema ecologico en la region oriental de Venezuela. *Com. IX Congresso Venezolano de Entomología, Universidad National del Tachira*, p.39.

VASQUEZ (L.N.), PERNIA (B.). - 1984. Uso de trampas de luz como metodo de investigacion y de control de la paplometa *Hylesia* (*Hylesia* sp.) en la region oriental. *Com. IX Congresso Venezolano de Entomología, Universidad National del Tachira*, p.12.

VASQUEZ (L.N.), PERNIA (B.), VILLEGRAS (A.). - 1984. Ciclo biológico de *Arilus cristatus* (Hemiptera, reduviidae), en la region oriental de Venezuela. *Com. IX Congresso Venezolano de Entomología, Universidad National del Tachira*, p.82.

VASSAL (J.M.), DAUTHUILLE (D.), SILVAIN (J.F.). - 1986. *H. metabus*, agent de la papillonite en Guyane française. in *Le Littoral Guyanais (SEPANGUY-SEPANRIT eds)*, Cayenne, 125-130.

WEIDNER (H.). - 1936. Beiträge zu einer Monographie der Raupen mit Gifthaaren. *Zeitschrift für Angewandte Entomologie*, 23 (3), 432-484.

WILL (Fr.). - 1848. Über die Prozessionsraupe (*Bombyx processionea*) und die Ursache ihrer schädlichen Einwirkung auf die Haut. *Froriep Notizen Geb. Naturu. Heilk.*, 7 (3), 145.

WIRTZ (R.A.). - 1980. Occupational allergies to arthropods. Documentation and prevention. *Bull. Ent. Soc. Am.*, 26, 356-360.

WIRTZ (R.A.). - 1984. Allergic and toxic reactions to non-stinging arthropods. *Ann. Rev. Entomol.*, 29, 47-69

ZAIAS (N), IOANNIDES (G), TAPLIN (D). - 1969. Dermatitis from contact with moths (genus *Hylesia*). *Journal of American Medical Association*, 207 (3), 525-527.

P L A N C H E S H O R S T E X T E

PLANCHE I

Fig. 1: Schéma d'une soie (macrotriche) normale de larve de Lépidoptère. (modifié d'après SOUTHCOTT, 1978).
ann= anneau, den= dendrite du neurone sensoriel avec méchano-récepteur, end= endocuticule, hyp= hypoderme, ns=neurone sensoriel, s= soie, set= membrane sétale, tor= cellule tormogène, tri= cellule trichogène.

Fig. 2: Schéma d'un poil urticant de type primitif (d'après Southcott, 1978).
b=membrane basale, cu=cuticule, cgl=cellule glandulaire, epi=épiderme, s=soie, tri=cellule trichogène

Fig. 3: Disposition particulière d'un poil urticant sur une épine, augmentant ainsi son efficacité.

Fig. 4: Appareil urticant des *Lymantriidae*, (*Euproctis chrysorrhœa* (L.)), modifié selon Gilmer (1925).
a= partie dorsale d'une coupe transversale au niveau d'un segment abdominal de chenille montrant les quatre tubercules pourvus de miroirs de poils urticants.
b= Coupe transversale du tégument au niveau d'un tubercule.
c= Agrandissement au niveau d'un faisceau de poils, montrant leur origine monocellulaire.
d= Fléchette urticante (gr x 20)

Fig. 5: Appareil urticant des *Thaumetopœidae*:
a= coupe transversale au niveau d'un miroir de poils urticants. On remarque les plis tégumentaires latéraux surmontés de soies de longueur normale.
b= détail de l'implantation des poils urticants: chaque poil est originaire d'une seule cellule trichogène.
c= fléchette urticante (gr x 300).

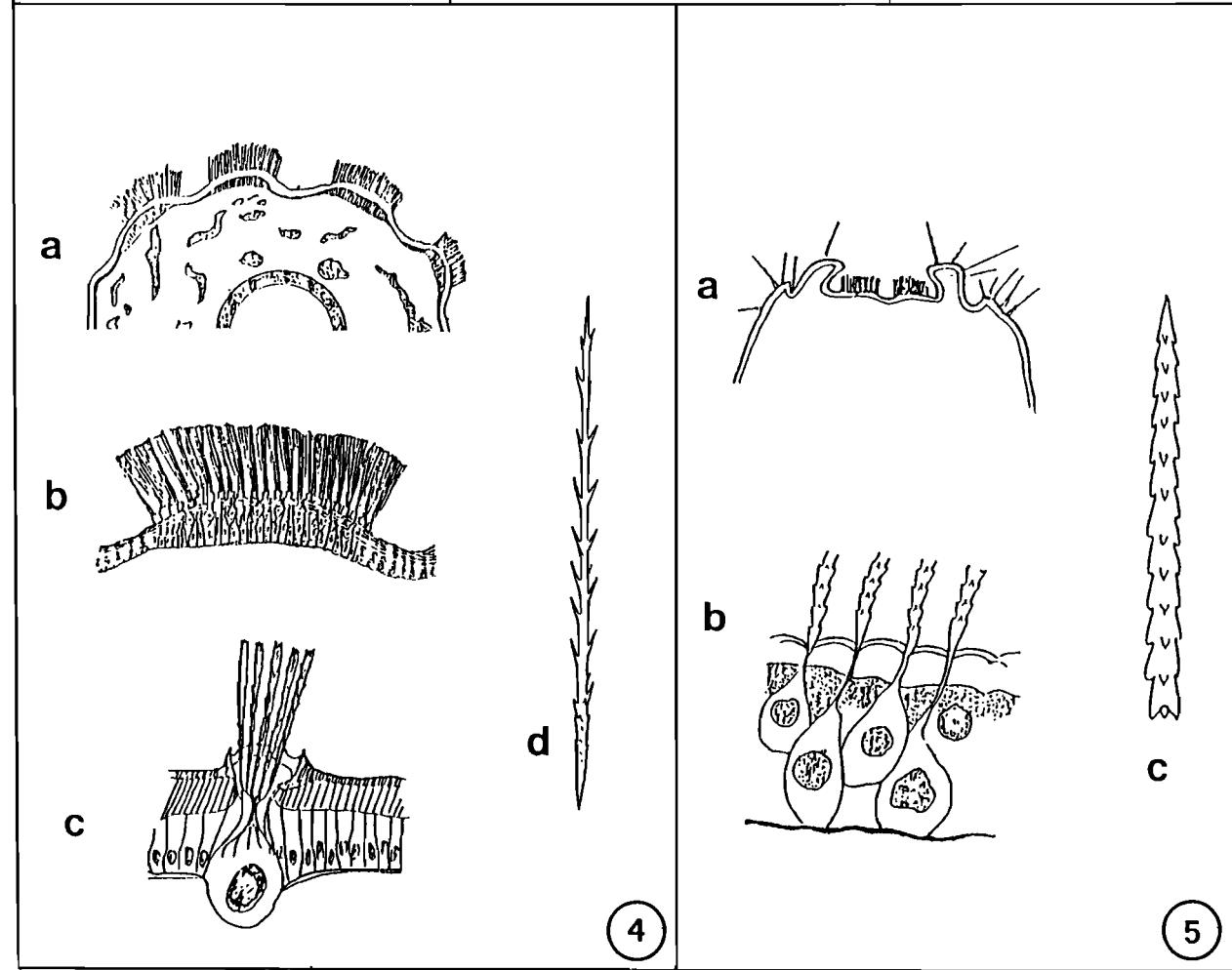
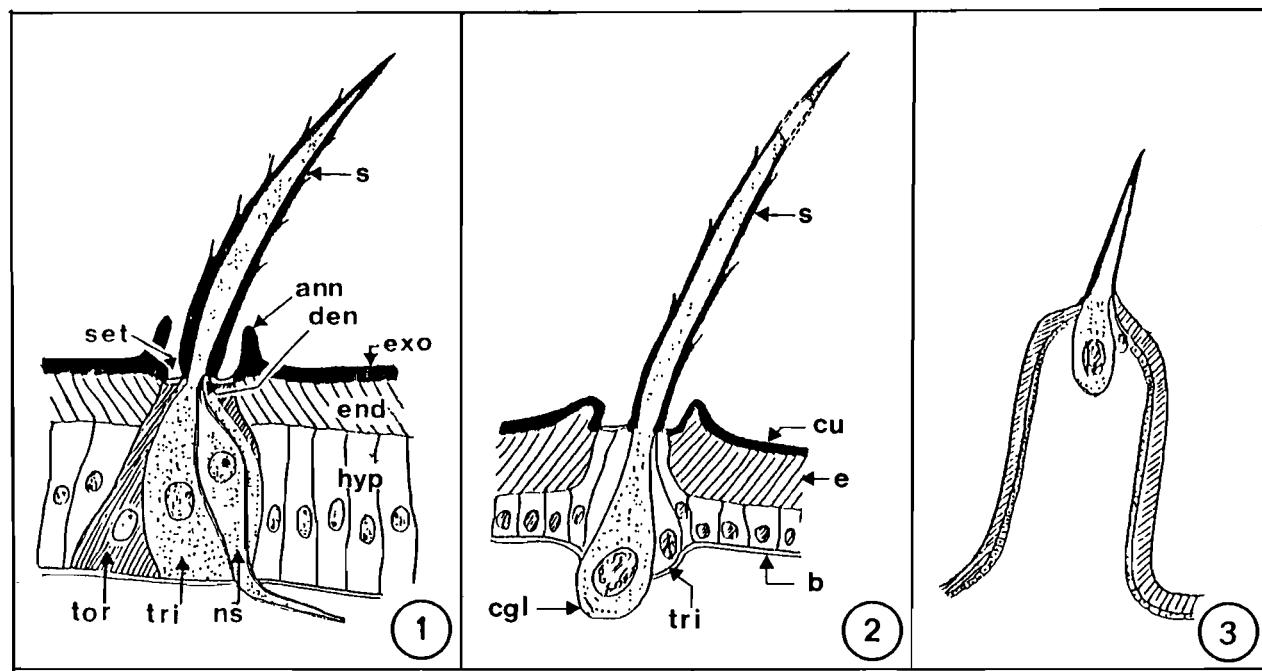


PLANCHE II

Fig. 6: Schéma d'une épine urticante de *Megalopygidae*, modifié d'après Foot (1922).

On remarquera l'orifice terminal bouché par du matériel pigmenté. Une pression mécanique verticale sur l'épine fait sauter le bouchon, permettant ainsi au liquide venimeux de sortir de l'épine.

b= bouchon pigmenté, bas=membrane basale, cu= cuticule, hyp= cellules hypodermiques, d= diaphragme, p= pore.

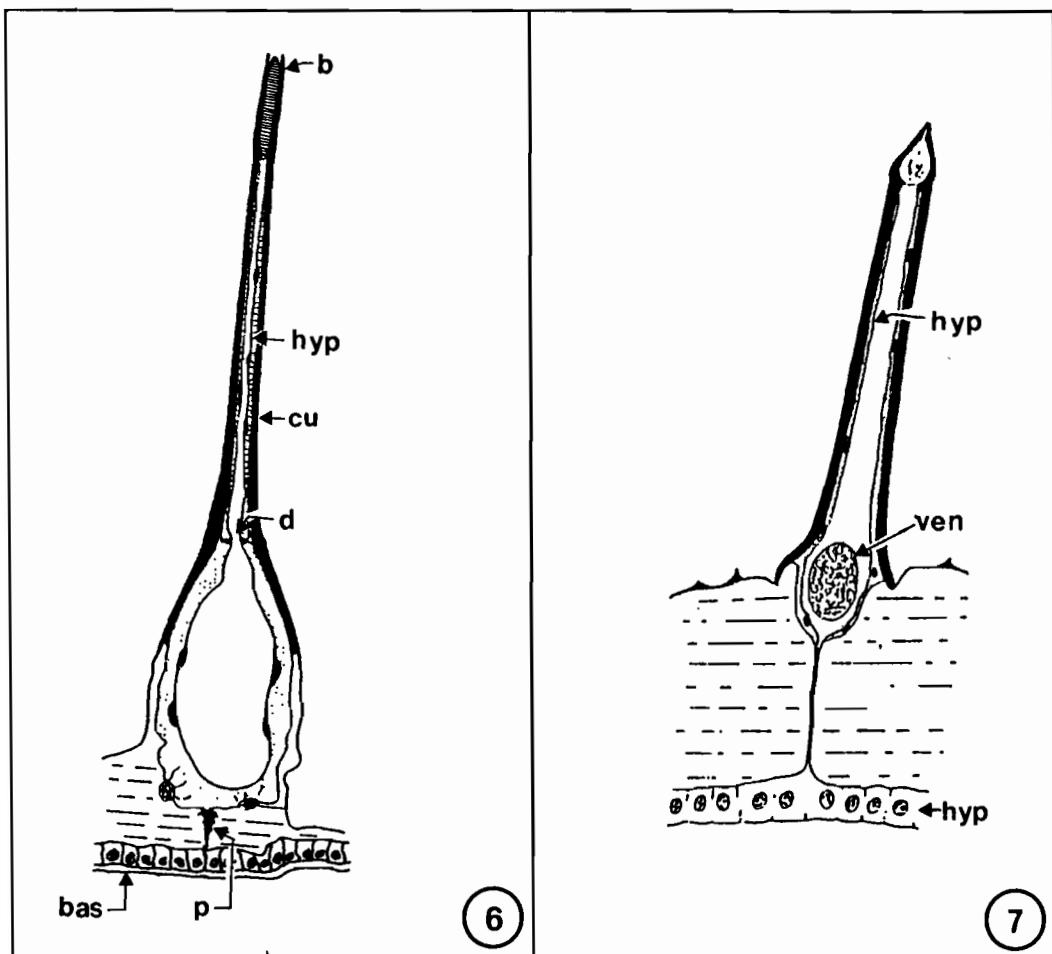
Fig. 7: Schéma d'une épine urticante de *Limacodidae*, modifié d'après Weidner (1936). Sur ce type d'épine, la pièce terminale se casse et se détache au moment d'un contact.

hyp=cellules hypodermiques, ven= cellule venimeuse

Fig. 8: Schéma d'une épine urticante de type intermédiaire chez une chenille *Noctuidae* du genre *Catocala*, d'après Foot (1922). Le tapis de cellules hypodermiques remonte sur toute l'épaisseur de l'épiderme, mais ne rentre pas à l'intérieur de la hampe de l'épine.

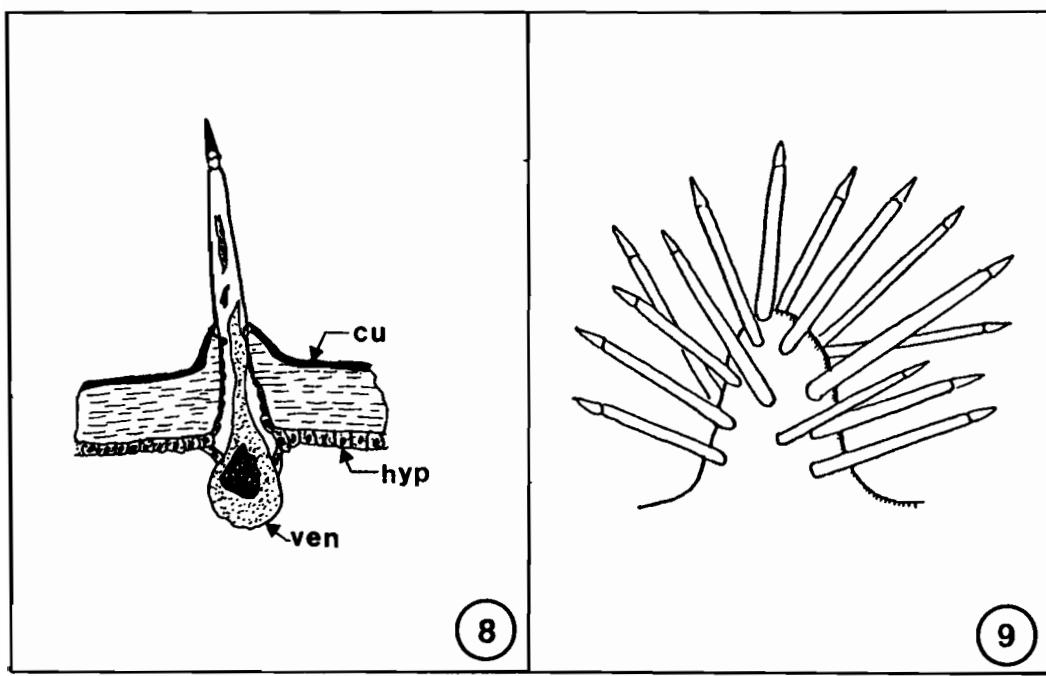
cu= cuticule, hyp= cellules hypodermiques, ven= cellule venimeuse.

Fig. 9: Tubercule tégumentaire recouvert de fortes épines urticantes de type II chez les *Limacodidae*.



6

7



8

9

PLANCHE III

Fig. 10: Effet urticant direct (trait plein), et indirect (pointillés) chez les Lépidoptères.
Modifié d'après Maschwitz et Kloft (1971).

Fig. 11: Appareil urticant des Lymantriidae. Les poils urticants sont situés au niveau d'une touffe anale, à l'extrémité de l'abdomen.
D'après Maschwitz et Kloft (1971).

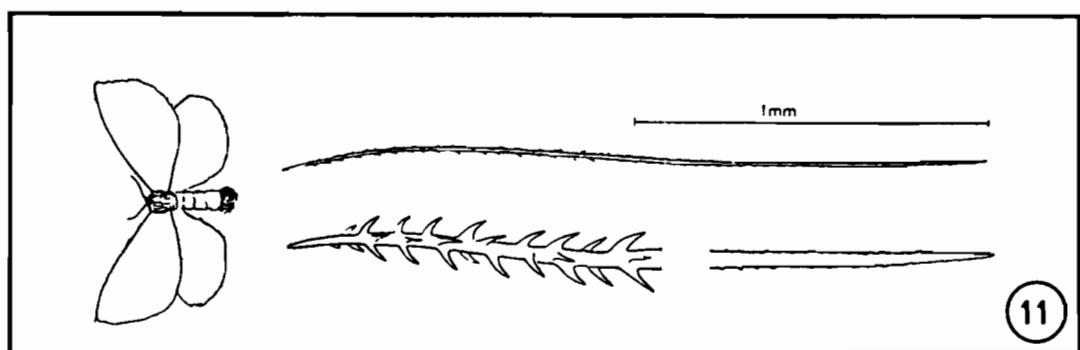
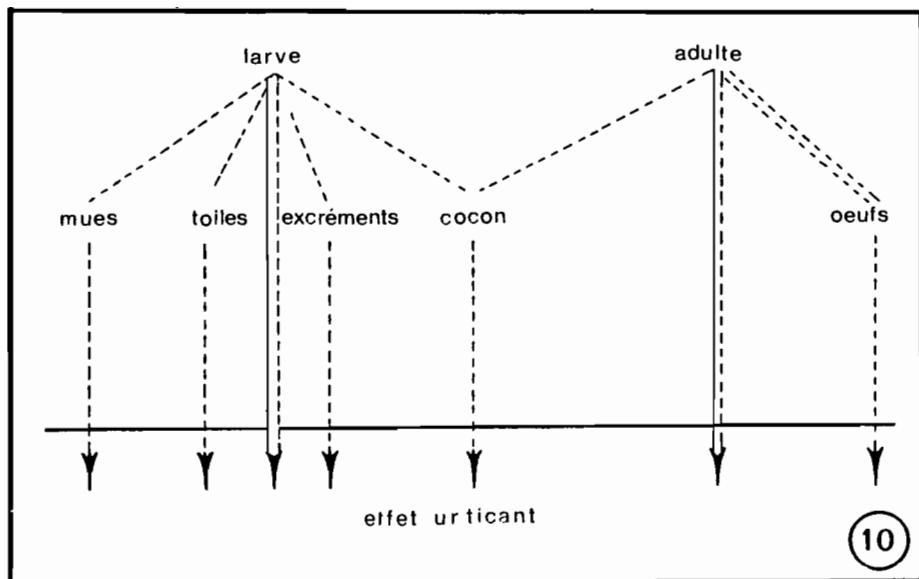


PLANCHE IV

Fig. 12: Distribution géographique des espèces du genre *Hylesia* responsables de pullulations et de dermatites en Amérique du Sud et Centrale.



PLANCHE V

Fig. 13: Imago femelle d'*Hylesia metabus*.
(gr x 2)

Fig. 14: Imago mâle d'*Hylesia metabus*.
(gr x 2)

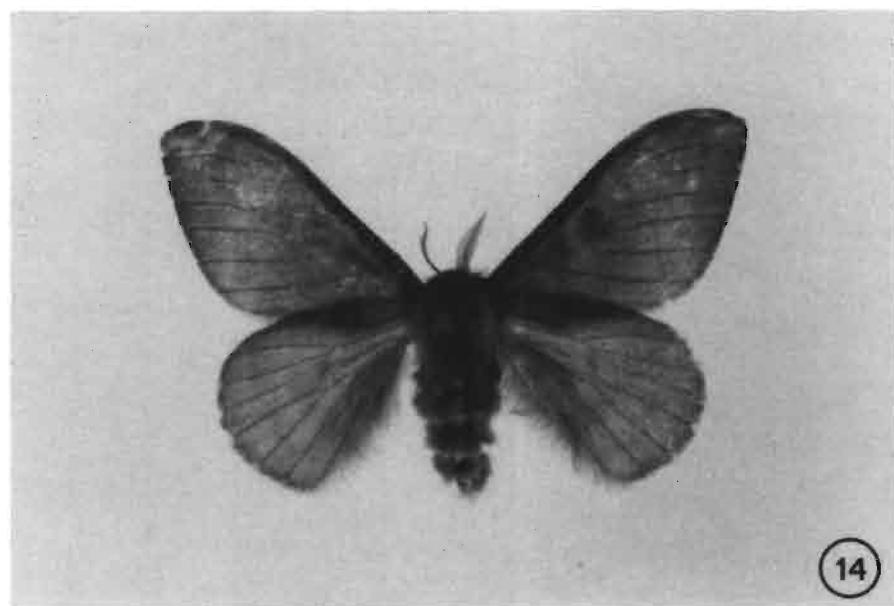
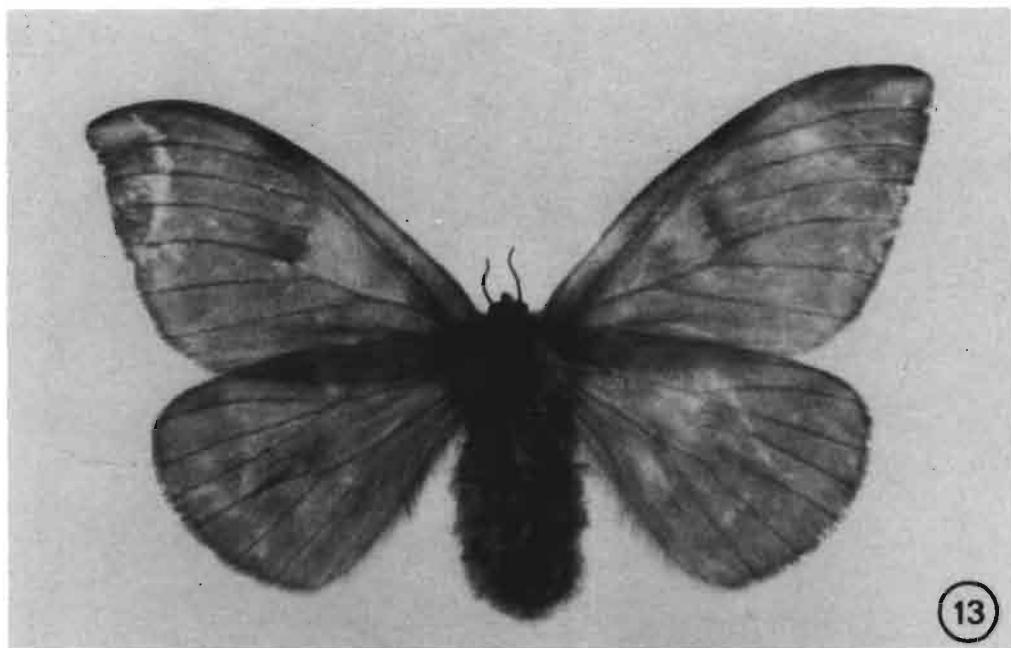


PLANCHE VI

Fig. 15: Antenne bidentée filiforme de l'imago femelle d'*H. metabus*.

Fig. 16: Antenne quadripectinée de l'imago mâle d'*H. metabus*.

Fig. 17: Ecailles de ponte (grande taille) et fléchettes urticantes (petite taille) de l'abdomen de la femelle d'*H. metabus*.
Observation au microscope électronique à balayage, gr x 100.

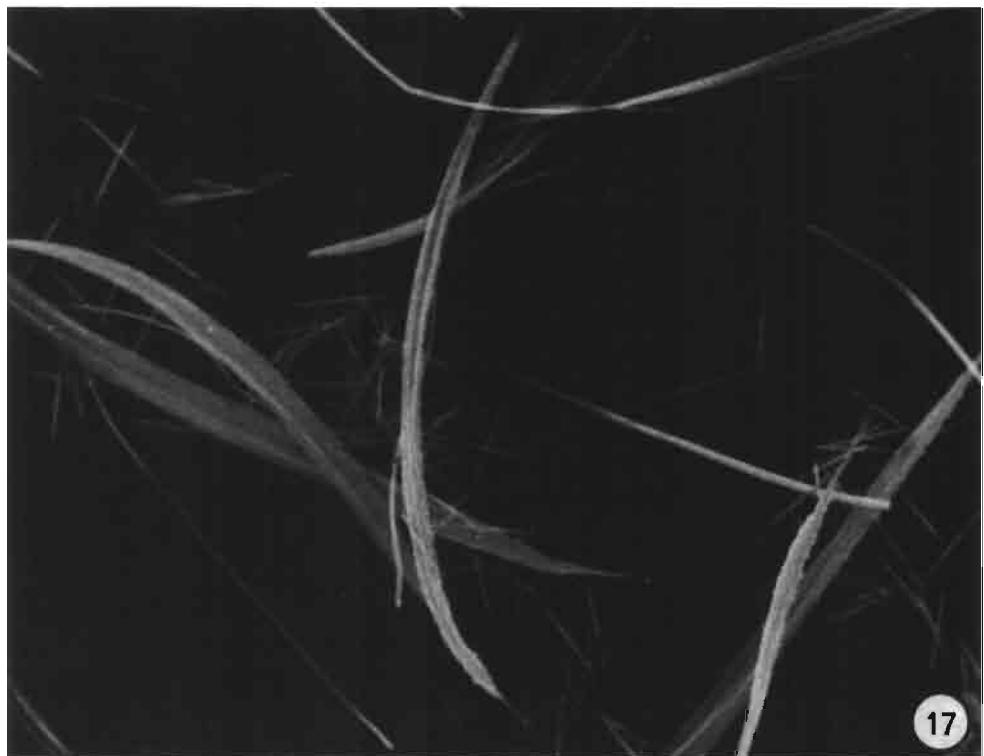


PLANCHE VII

Fig. 18: Femelle d'*H. metabus* exposant son abdomen, en position de défense.

Fig. 19: Fléchettes urticantes au microscope optique à contraste de phase (gr. x 275).

Fig. 20: Fléchettes urticantes au microscope électronique à balayage (gr. x 720).

Fig. 21: Extrémité proximale d'une fléchette urticante (gr. x 4320).

Fig. 22: Extrémité distale d'une fléchette urticante, les barbelures inversées empêchent le fléchette de sortir de la peau. (gr. x 2640).

Fig. 23: Lésion cutanée généralisée au pli du coude, photographiée un jour après la contamination.

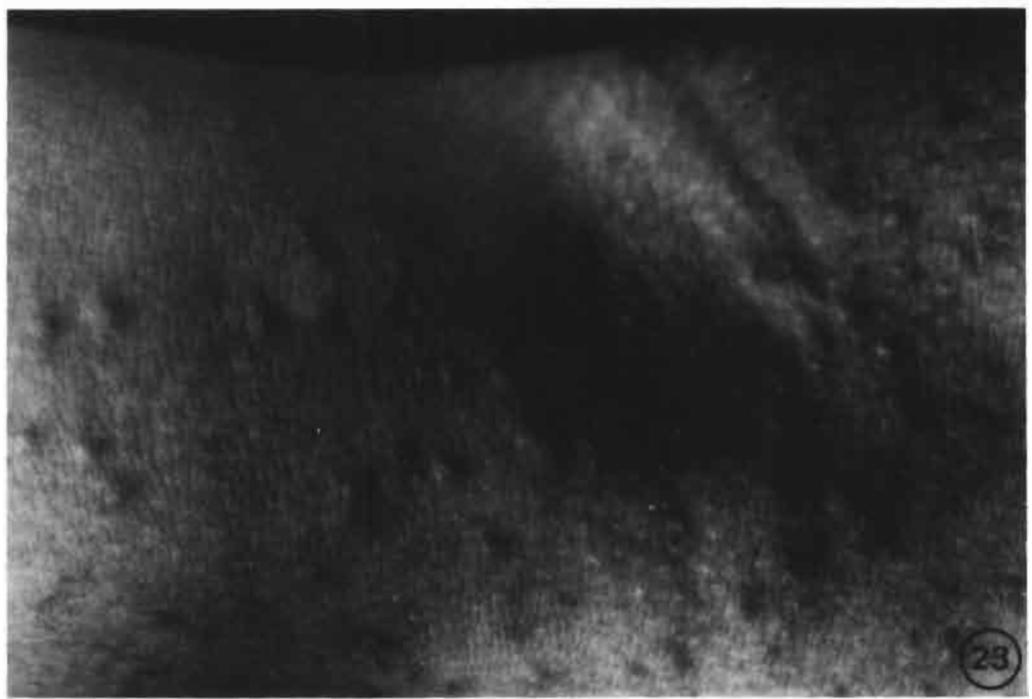
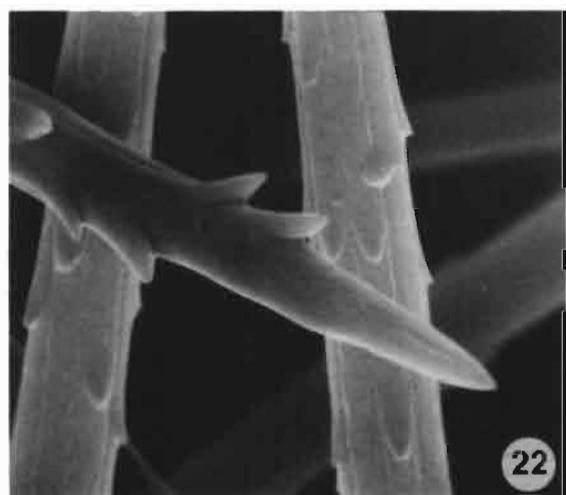
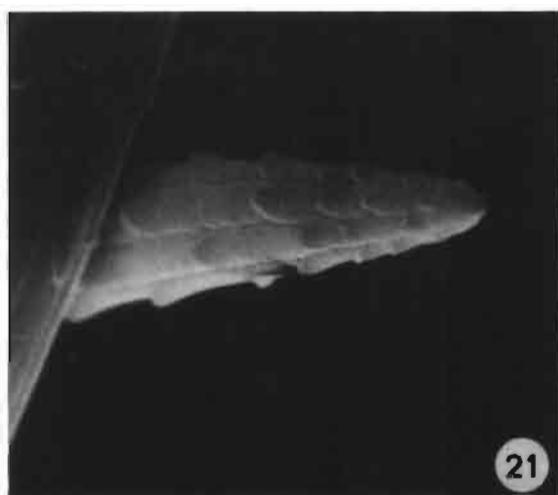
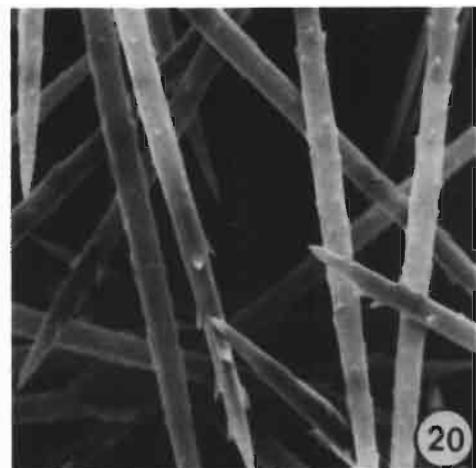
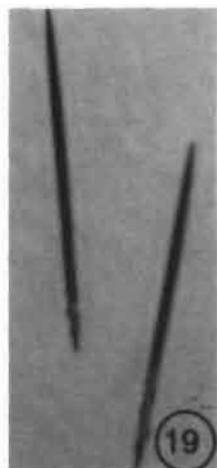


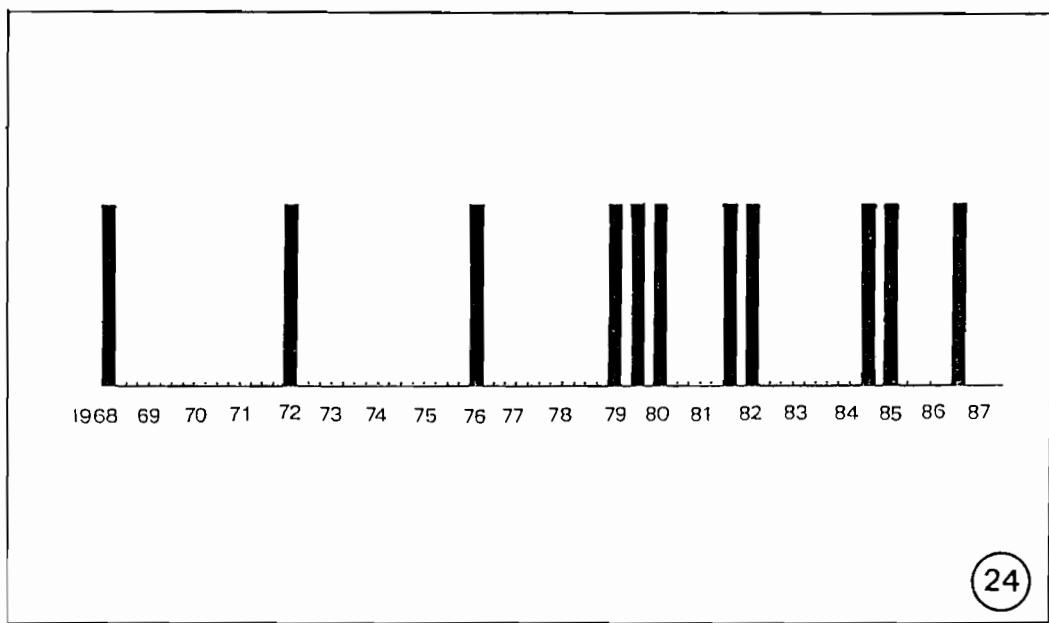
PLANCHE VIII

Fig. 24: Recencement des explosions de populations d'*H. metabus* de 1968 à nos jours.

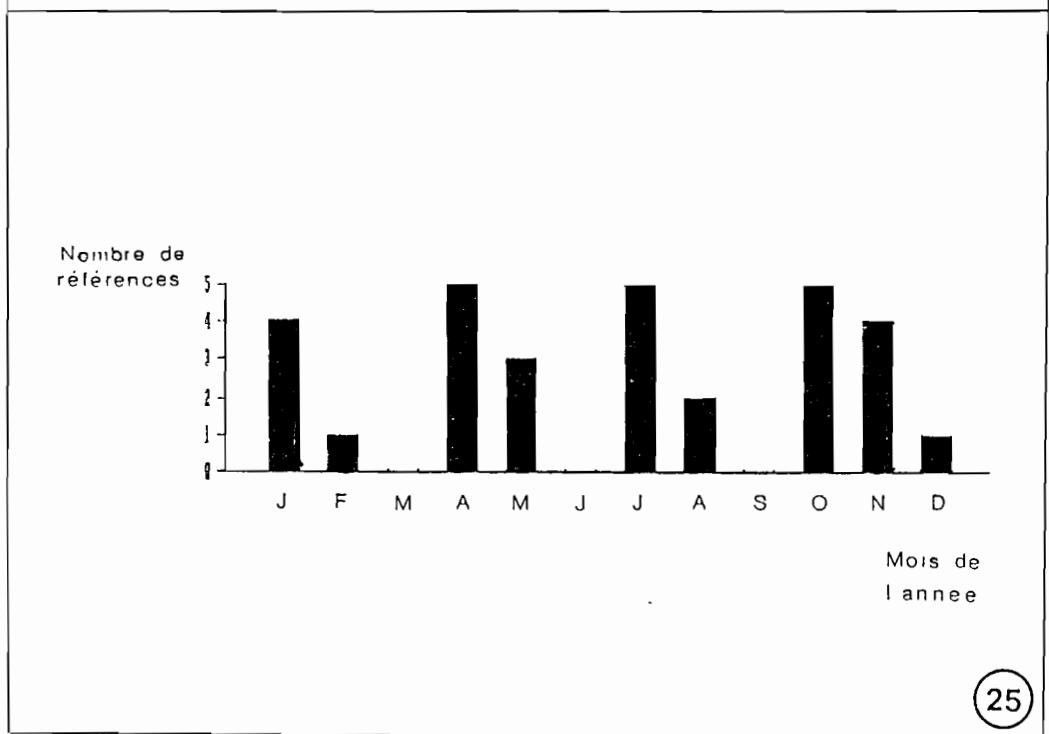
On remarque une notable intensification des pullulations ces dix dernières années.

Fig. 25: Recherche de la durée du cycle biologique par le cumul des dates des différentes pullulations recensées dans la bibliographie, de 1932 à nos jours. On observe quatre pics d'apparition par an.

Références utilisées: Boyé 1932, Tisseur 1935, Pradinaud 1969, Boulard 1979, Ducombs 1980, Vassal et al 1985.



24



25

PLANCHE IX

Fig. 26: Ponte d'*H. metabus*, recouverte d'un tapis d'écaillles de pontes et de fléchettes urticantes. (gr x 2).

Fig. 27: Détail et disposition des œufs à l'intérieur d'une ponte. (gr x 2).

Fig. 28: Eclosion: les chenilles néonates recouvrent la ponte et attendent l'éclosion de tous les œufs avant de partir à la recherche de nourriture.

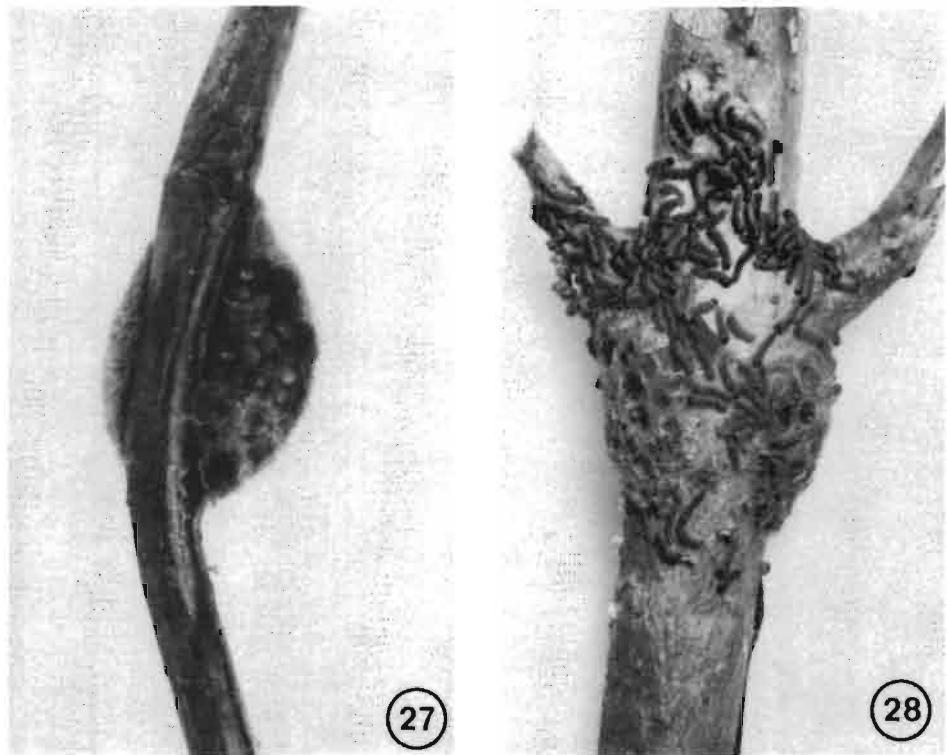
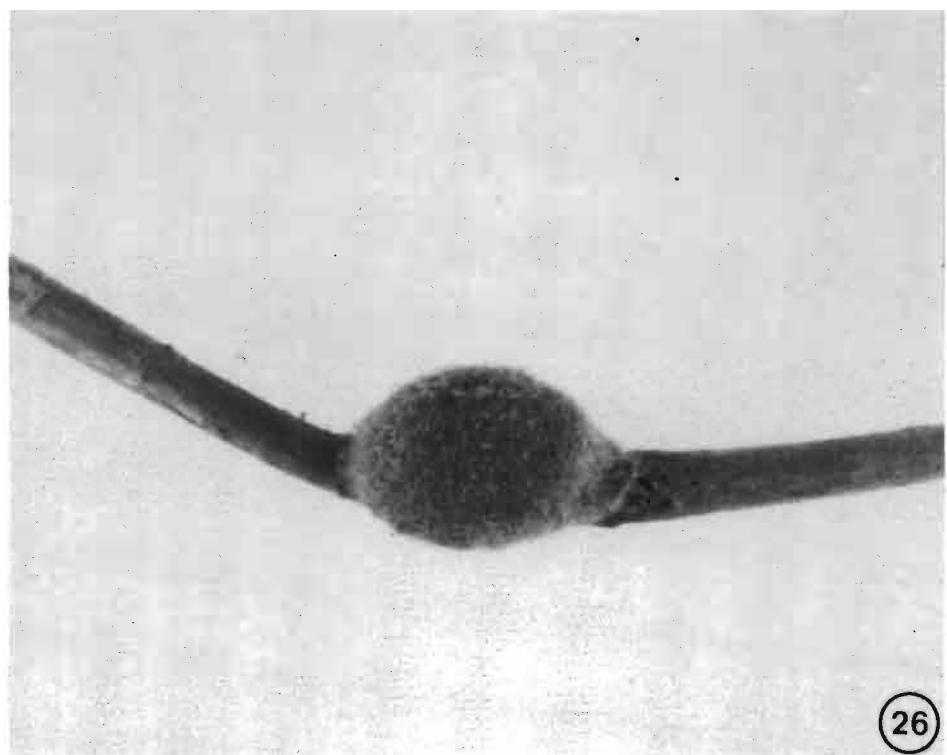


PLANCHE X

Fig. 29: Stades larvaires d'*H. metabus* (gr x 1).

Fig. 30: Répartition des stades larvaires en fonction de la taille des capsules céphaliques.

Fig. 31: Prénymphe d'*H. metabus* (gr x 1).

Fig. 32: Chrysalides mâle et femelle d'*Hylesia* (gr x 1).

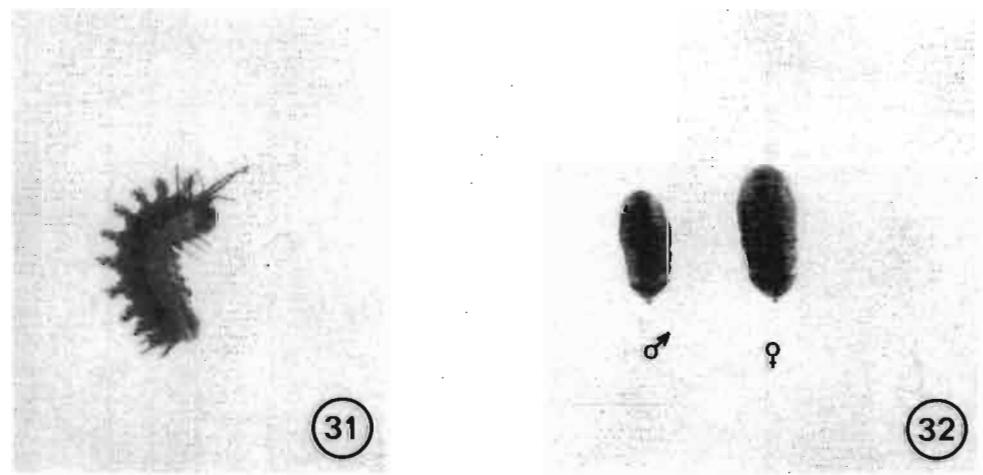
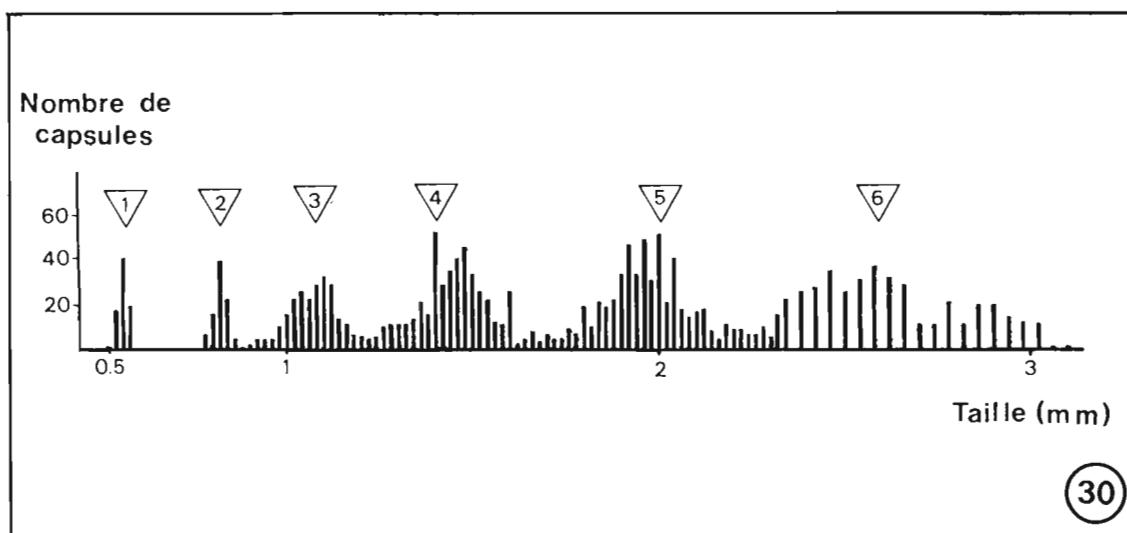
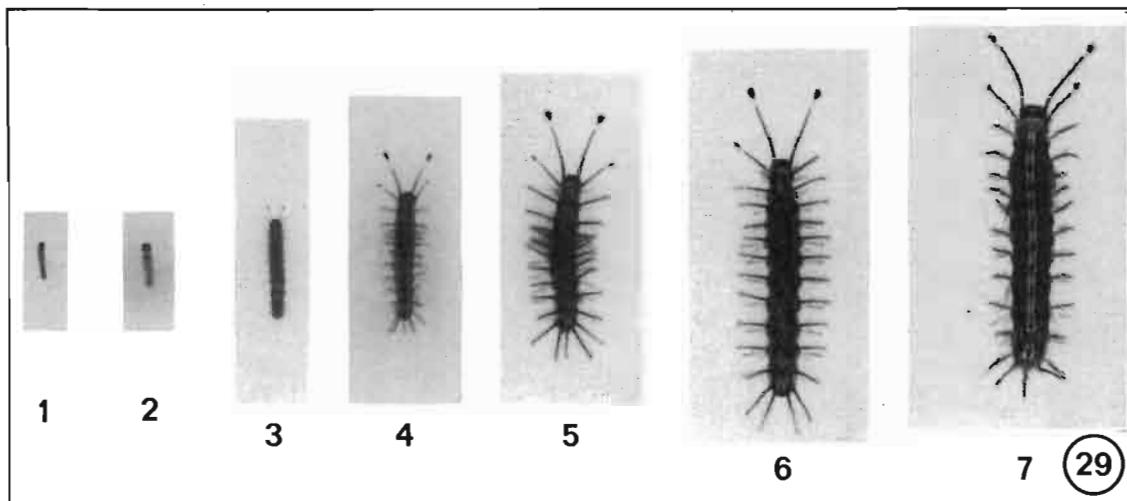


PLANCHE XI

Fig. 33: Chenilles d'*H. metabus* dans leur biotope, formant une plaque de couleur foncée, dans le bas de la moitié supérieure de l'arbre au centre de la photo.

Fig. 34: Petite plaque de chenilles sur un tronc de palétuvier, en période de faible densité de population.



33



34

PLANCHE XII

Fig. 35: Procession de chenilles d'*Hylesia* se rendant dans le feuillage sur un tronc de palétuvier blanc.



PLANCHE XIII

Fig. 36: Schéma d'ensemble du système de piégeage utilisé pendant les chasses de nuit, pour la capture d'adultes vivants d'*H. metabus*.

Fig. 37: Imago femelle en position de repos dans une boîte pondoir.

Fig. 38: Ponte déposée en captivité sur une brindille de palétuvier.

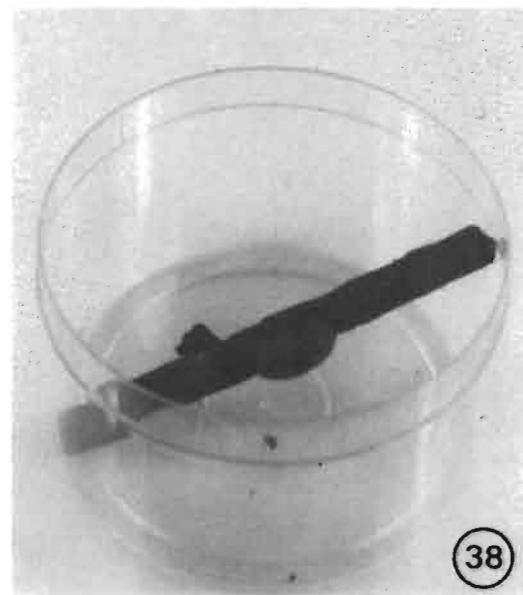
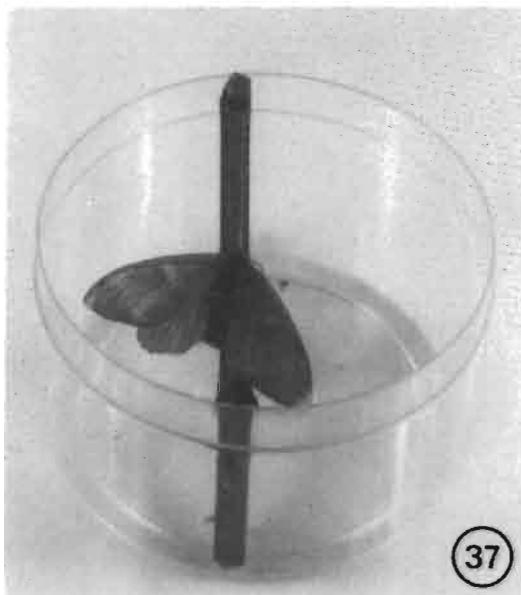
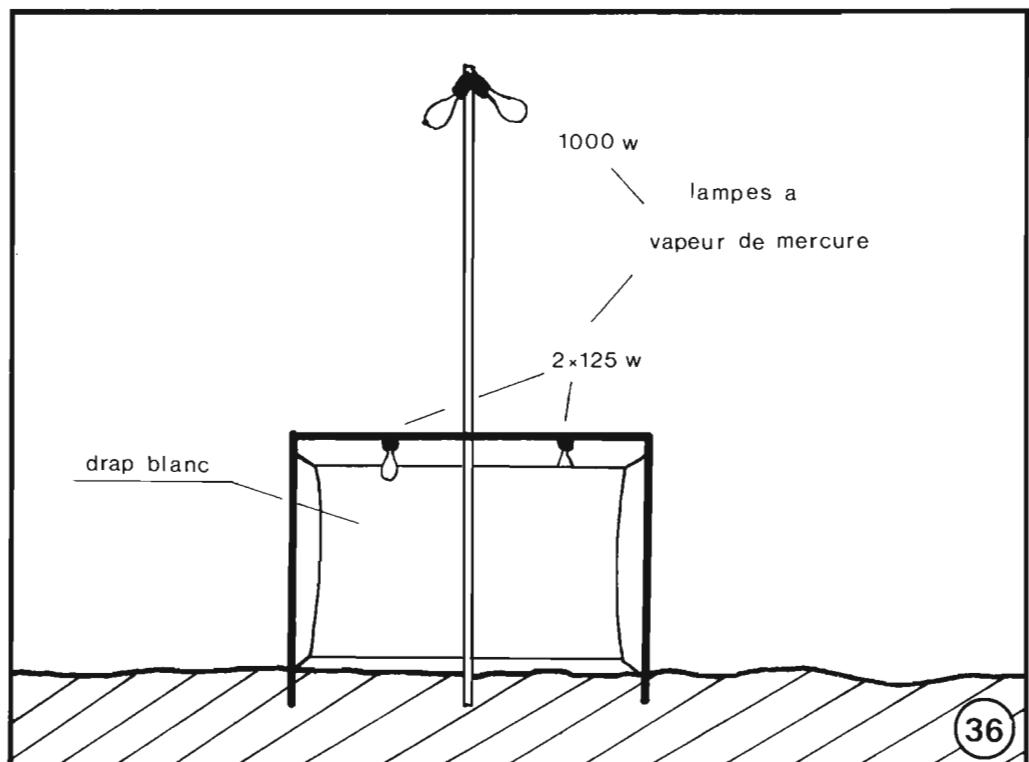


PLANCHE XIV

Fig. 39: Variation de la durée d'incubation des oeufs dans la nature et au laboratoire

Fig. 40: Evolution du poids moyen des chrysalides de chaque sexe en fonction de la méthode d'élevage.

Feu = élevage sur feuilles de palétuvier

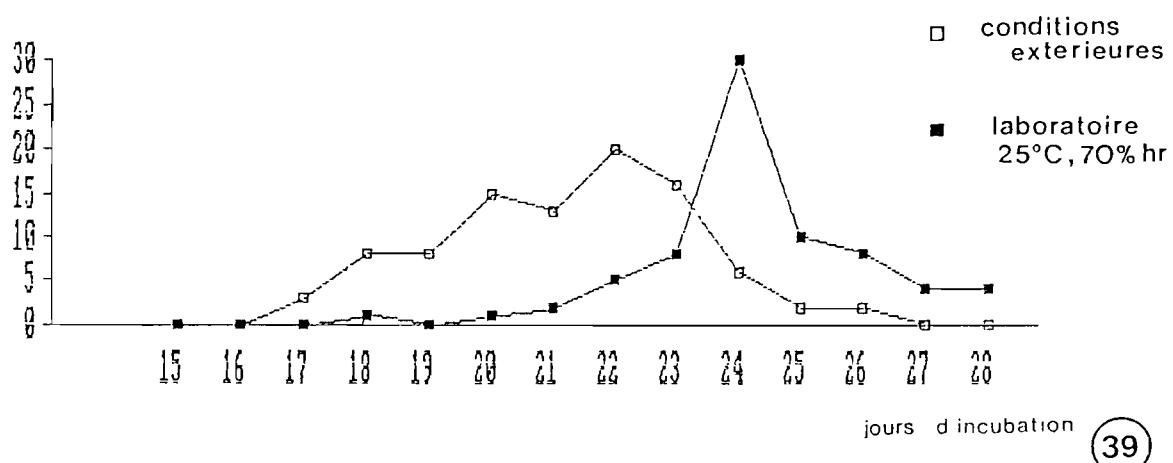
Nat = conditions naturelles

Art = élevage sur milieu artificiel

Fig. 41: Mise en évidence de la différence de durée de la nymphose suivant le sexe.

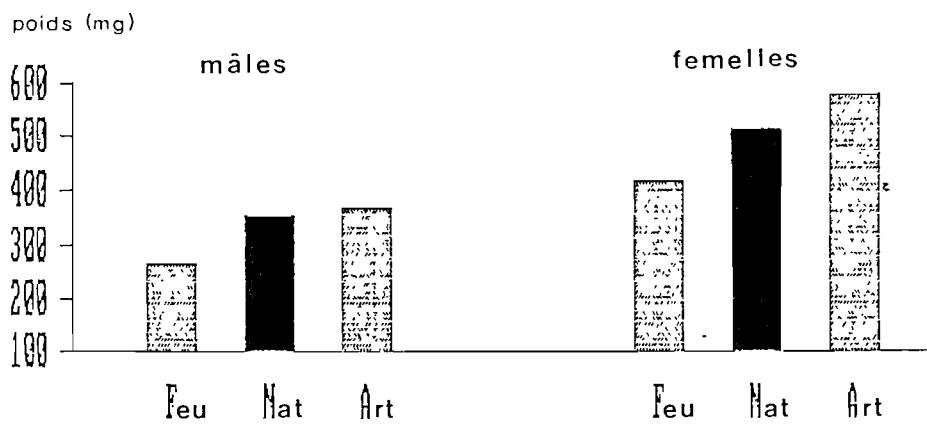
nbre de pontes

INCUBATION



(39)

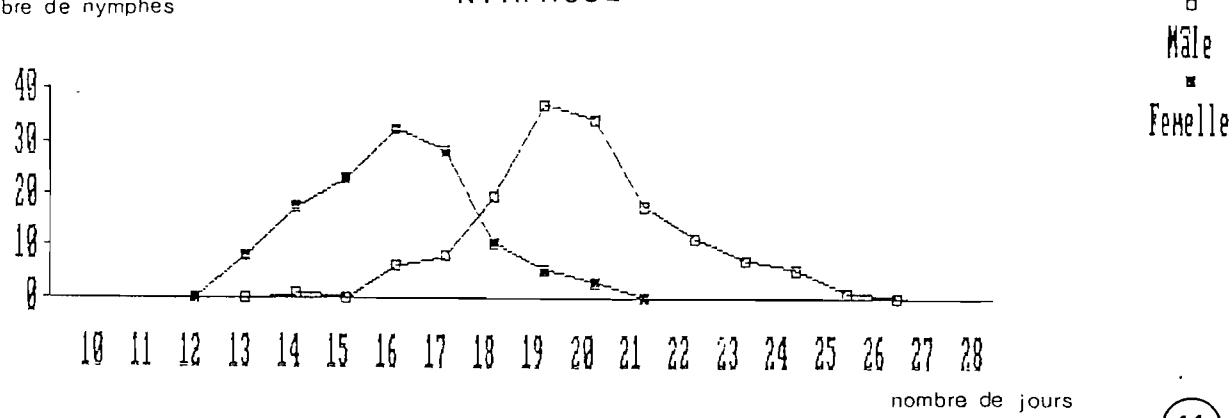
Nymphes



(40)

nbre de nymphes

NYMPHOSE



(41)

PLANCHE XV

Fig. 42 et 43: Elevage d'*H. metabus* sur milieu artificiel. (Larves de 1er stade).

Fig. 43: gr. x 1

Fig. 44 et 45: Elevage d'*H. metabus* sur végétal. Ici, chenilles de 5ème stade sur feuilles de *Psydiium goyava*.

Fig. 45: gr. x 0,75

Fig. 46: Enceinte climatisée munie d'un épurateur d'air, utilisée pour la maintenance des adultes.

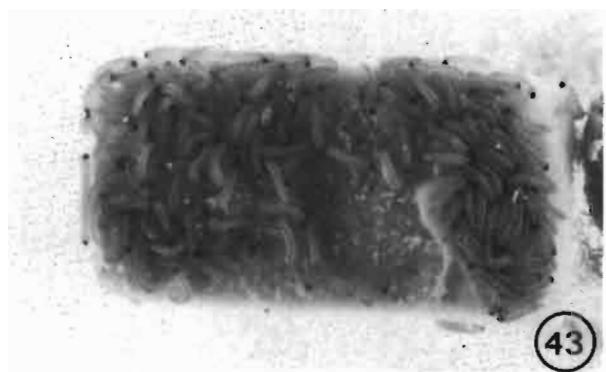
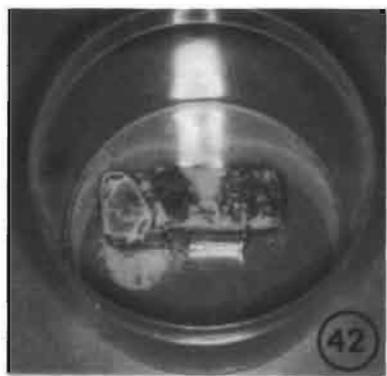
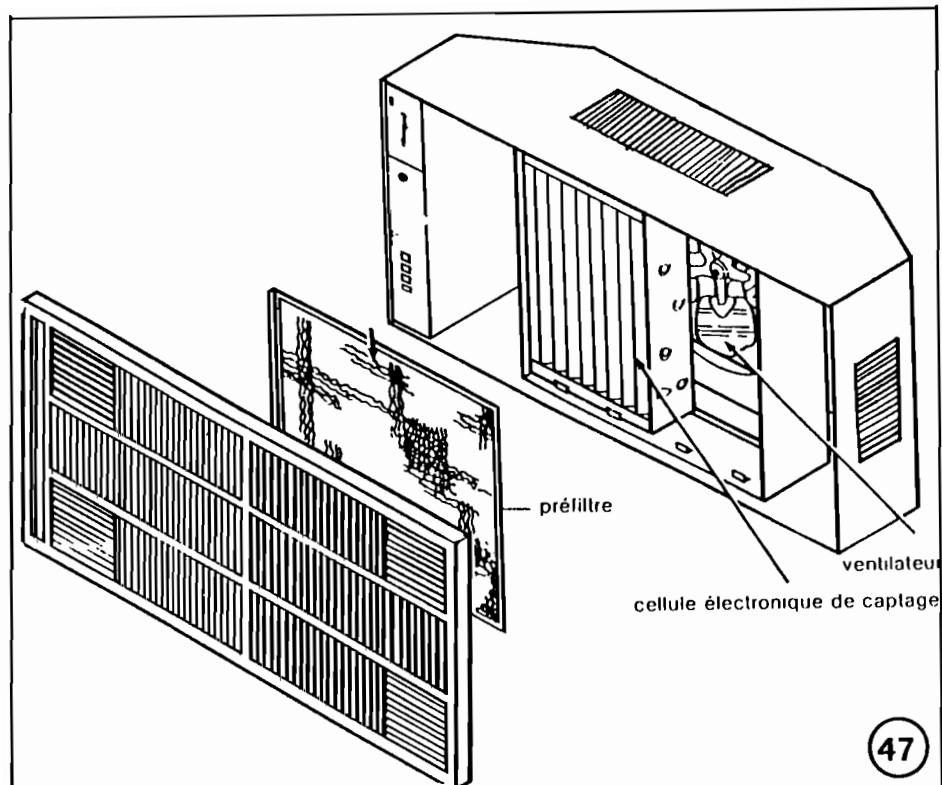


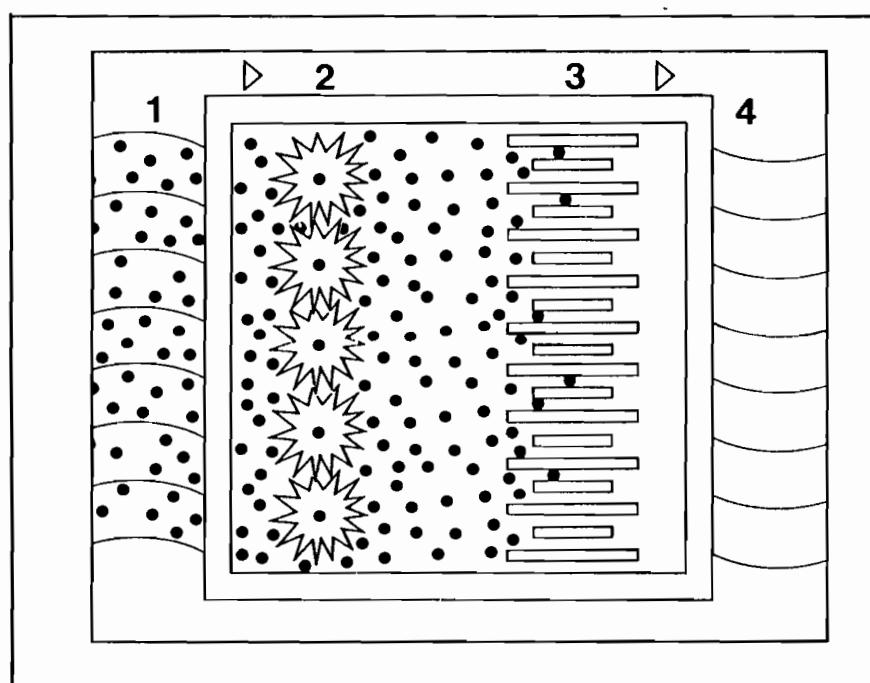
PLANCHE XVI

Fig. 47 et 48: Schéma et principe de fonctionnement de l'épurateur d'air électrostatique utilisé pour la maintenance et l'élevage des adultes.

- 1= aspiration de l'air chargé de fléchettes
- 2= chargement électrostatique des fléchettes
- 3= dépôt des fléchettes au niveau de plaques chargées électriquement.
- 4= sortie de l'air débarrassé des fléchettes



47



48

PLANCHE XVII

Fig. 49: Situation géographique de la Guyane française

Fig. 50: Répartition de la mangrove littorale du Brésil au delta de l'Orénoque.



PLANCHE XVIII

Fig. 51: Vue de la mangrove de Guatémala, à l'Est de Kourou, sur la rive droite du fleuve Kourou.

Fig. 52: Intérieur de la mangrove de Guatmala, dans sa partie âgée.

On distingue les palétuviers rouges *R. mangle* avec leurs racines aériennes (au centre) des palétuviers blancs au tronc droit *A. nitida* (à gauche)



PLANCHE XIX

Fig. 53: Répartition géographique de la mangrove à palétuviers blancs (zones hachurées) sur le littoral guyanais.

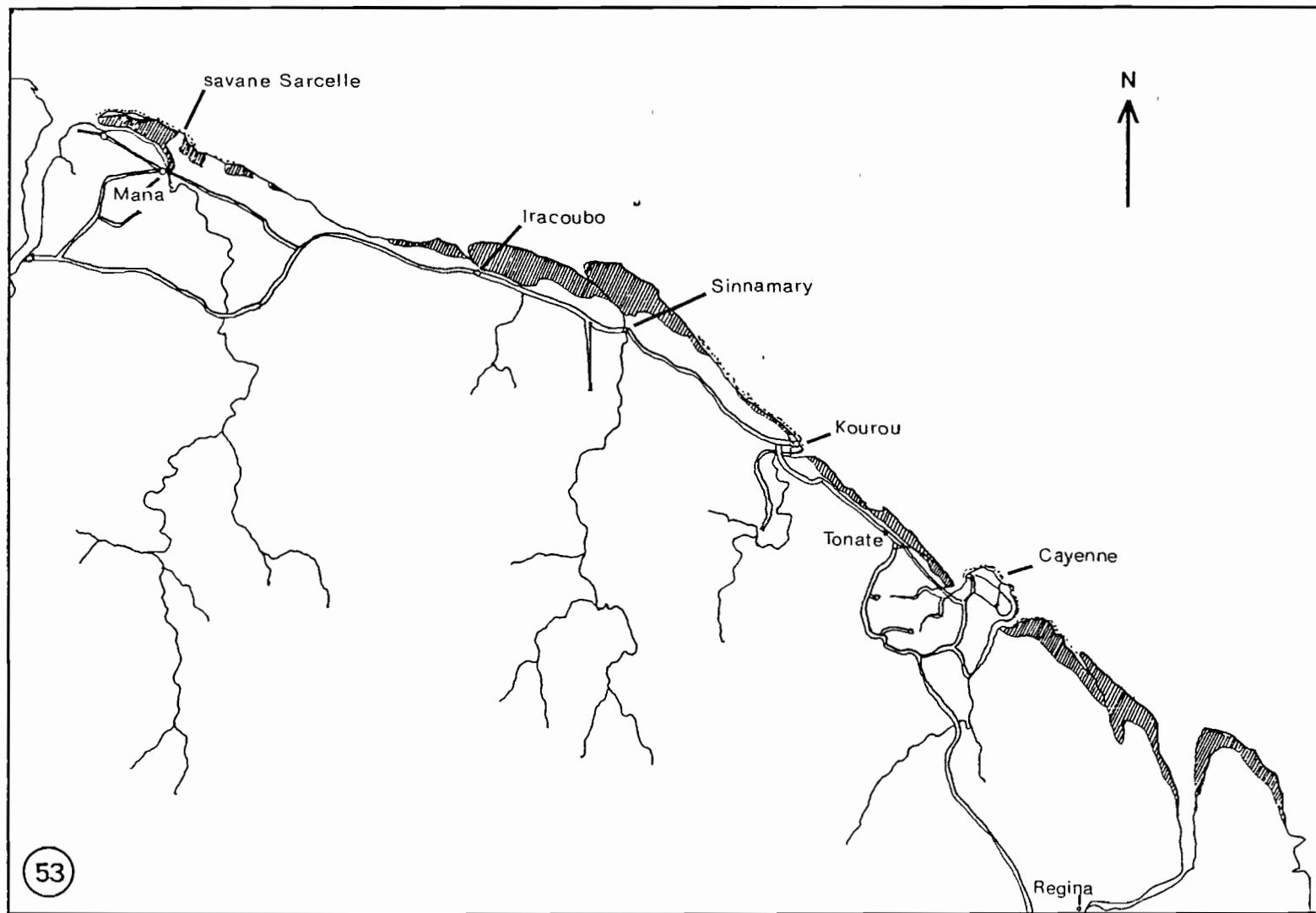


PLANCHE XX

Fig. 54: Plan d'ensemble de la zone de Kourou et des mangroves entourant l'agglomération.

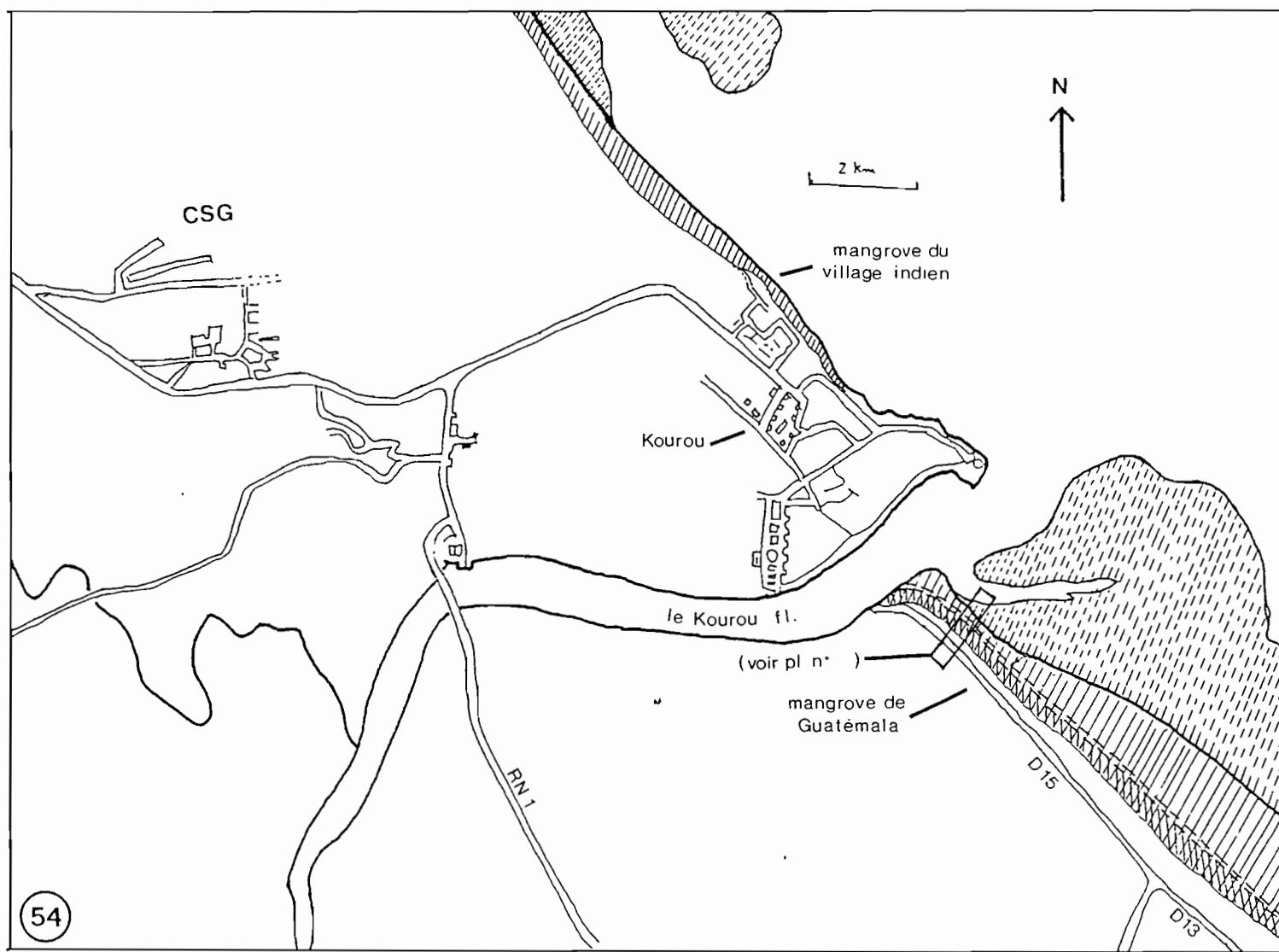


PLANCHE XXI

Fig. 55: Coupe schématique de la mangrove de Guatémala

- 1= océan
- 2= banc de vase en cours de colonisation
- 3= jeune mangrove, les palétuviers couchés au centre constituent un chablis
- 4= zone sableuse d'un ancien cordon littoral
- 5= mangrove âgée, biotope actuel d'*H. metabus*
- 6= ancien cordon littoral
- 7= zone d'abattis (cultures)
- 8= Route départementale D15

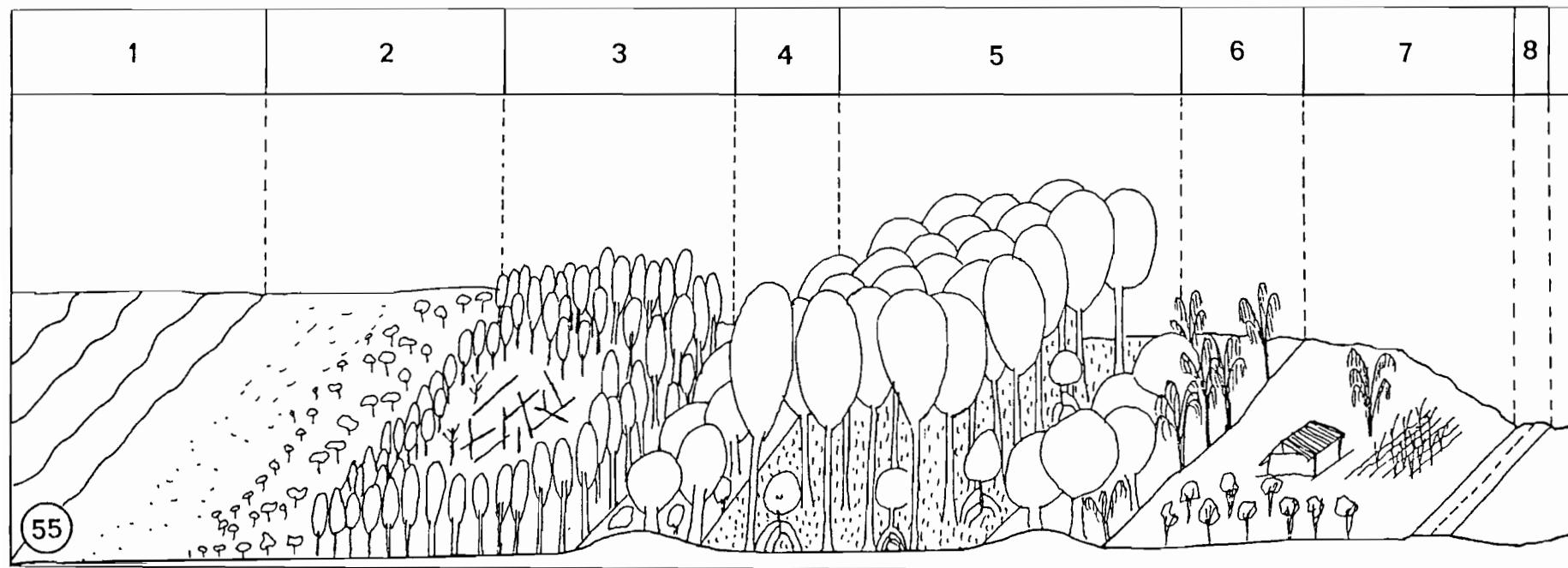


PLANCHE XXII

Fig. 56: Répartition géographique des populations d'*H. metabus* en période de faible densité de populations.

Fig. 57: Répartition géographique des populations d'*H. metabus* en période de pullulation.

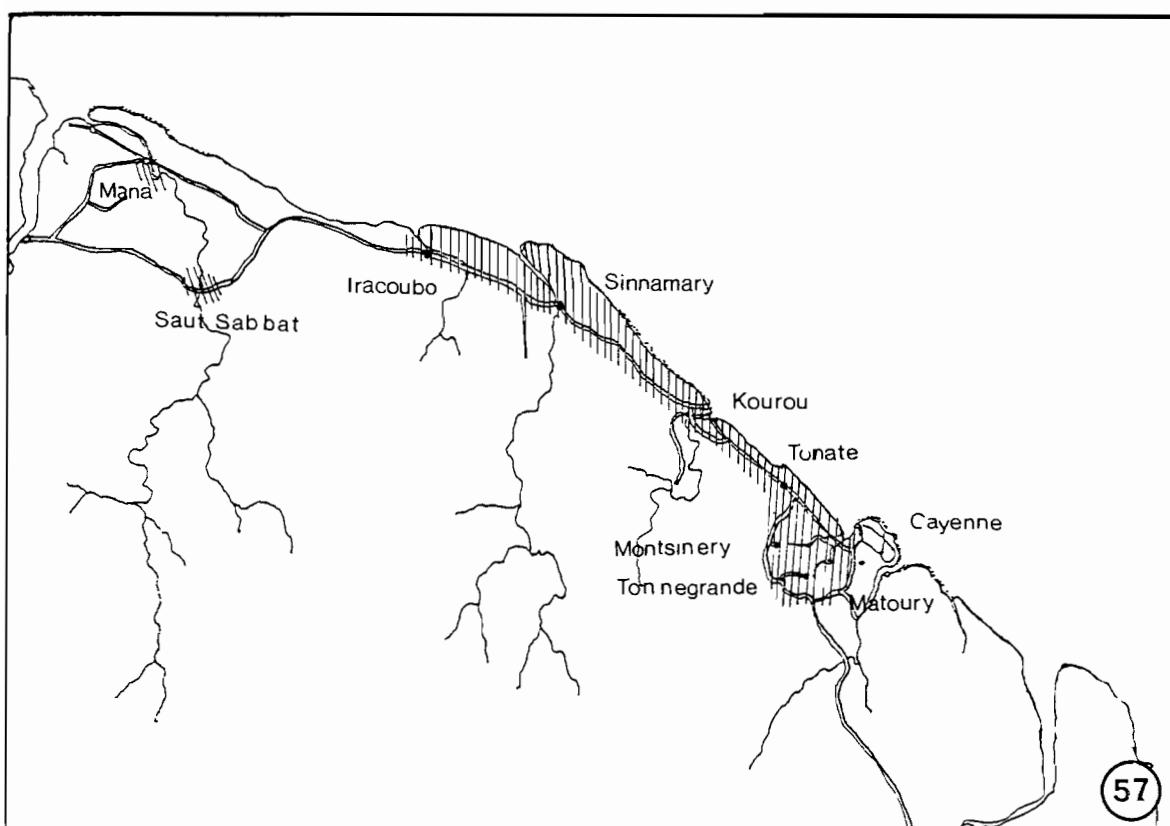
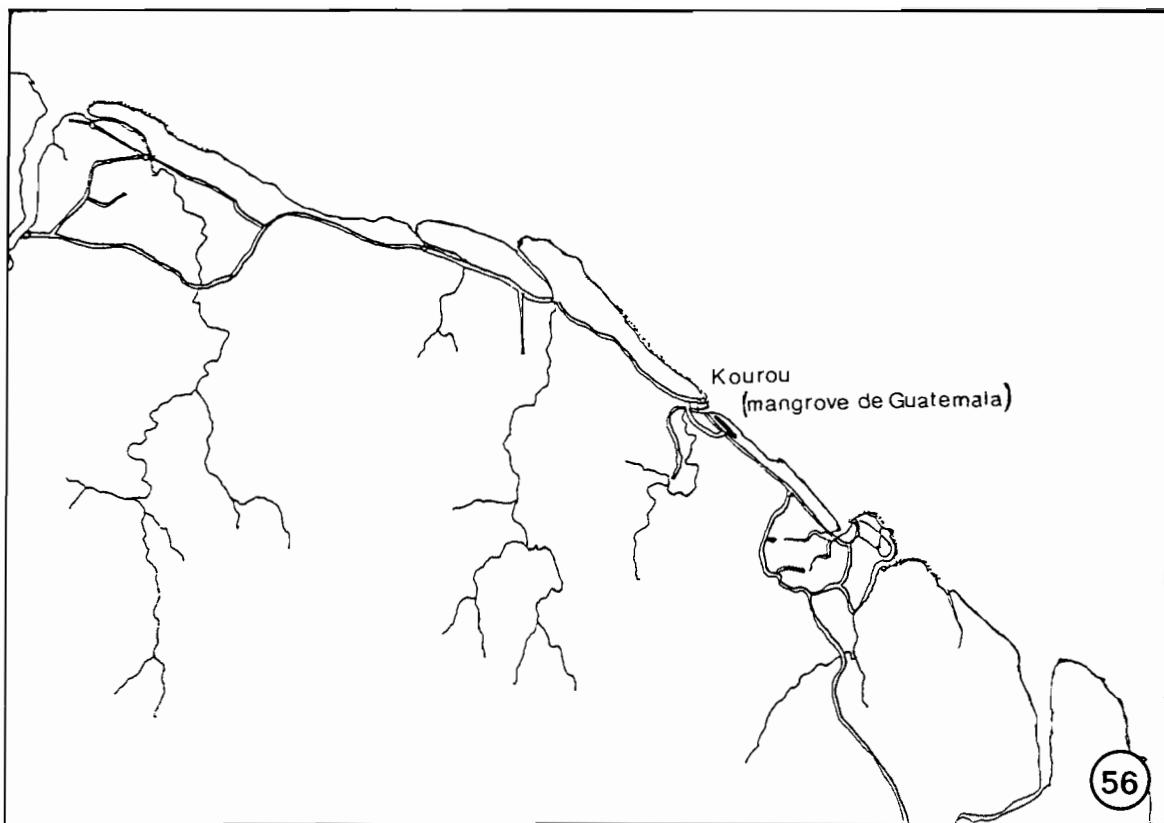


PLANCHE XXIII

Fig. 58: Evolution des populations imaginaires d'*H. metabus* de Janvier 1985 à Juillet 1987 sur le site de Guatémala.

Les zones hachurées correspondent à des périodes pour lesquelles nous n'avons pas pu réaliser de relevés quantitatifs

Nbr. de femelles capturées par semaine au piège

lumineux à Guatemala

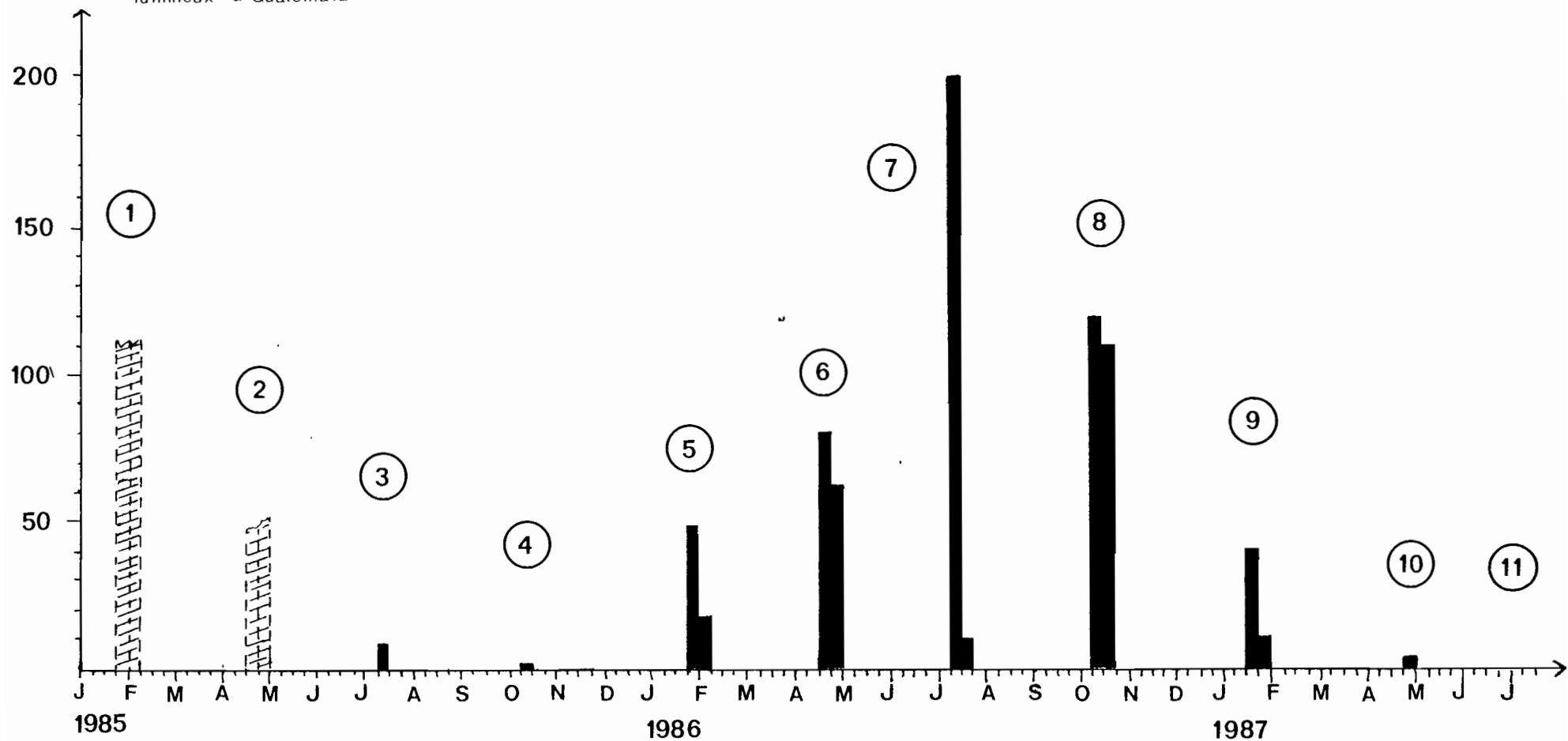
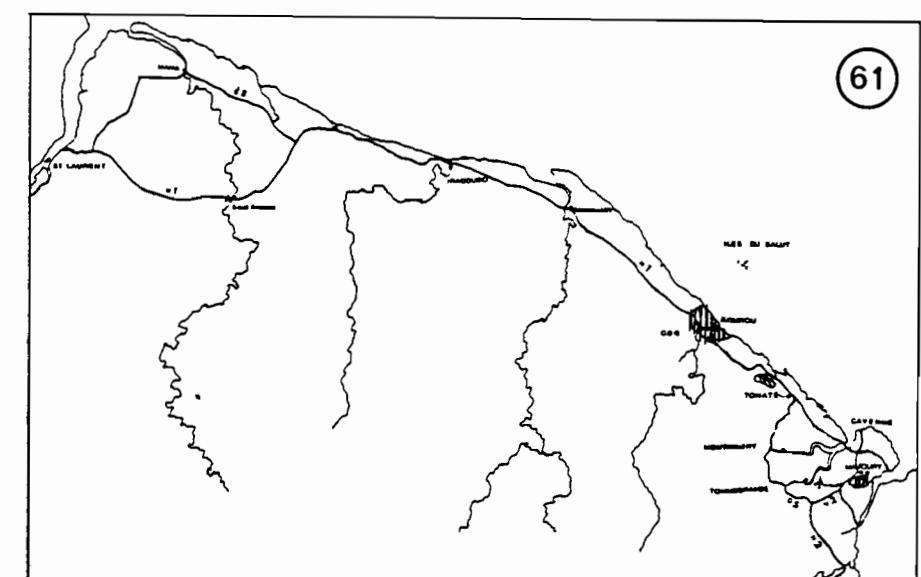
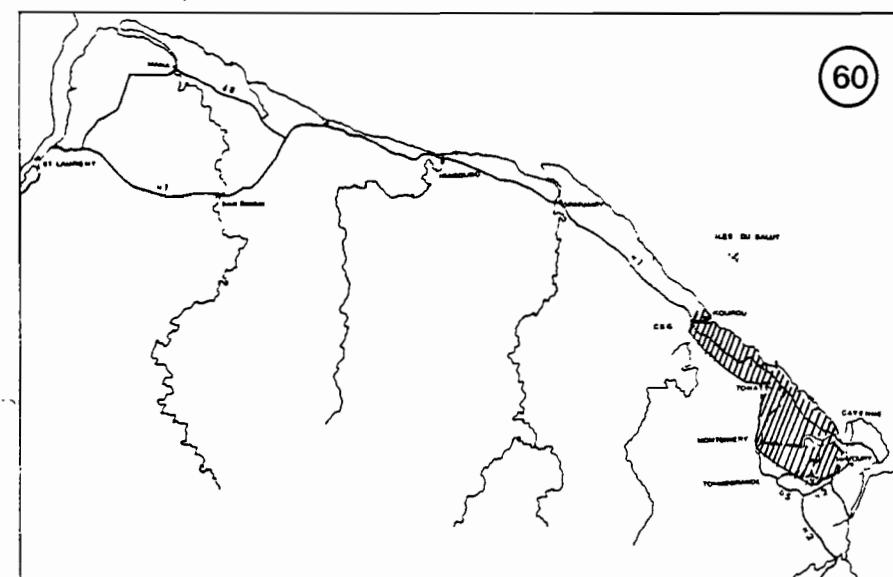
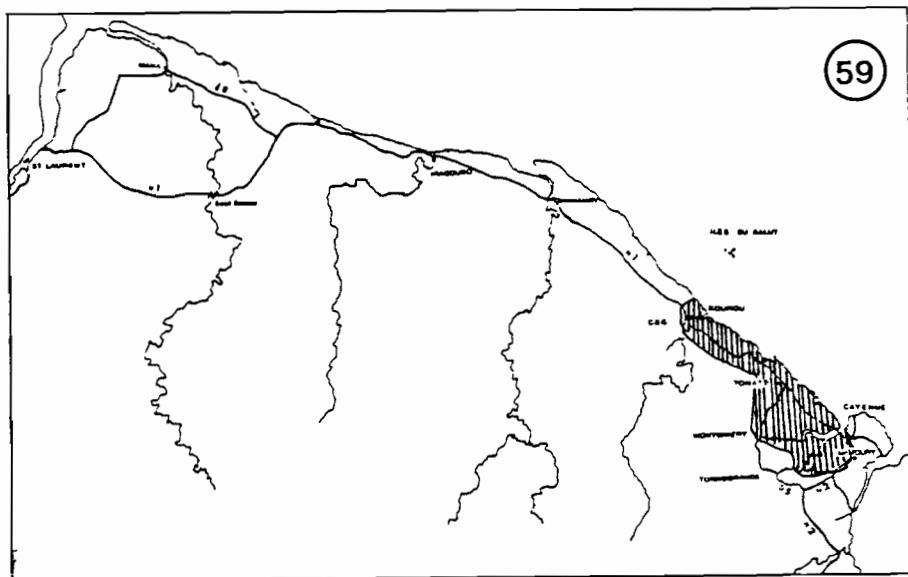


PLANCHE XXIV ET XXV

Fig. 59 à 69: Evolution des populations imaginaires
d'*H. metabus* et de leur répartition géogra-
phique, de Janvier 1985 à Juillet 1987.

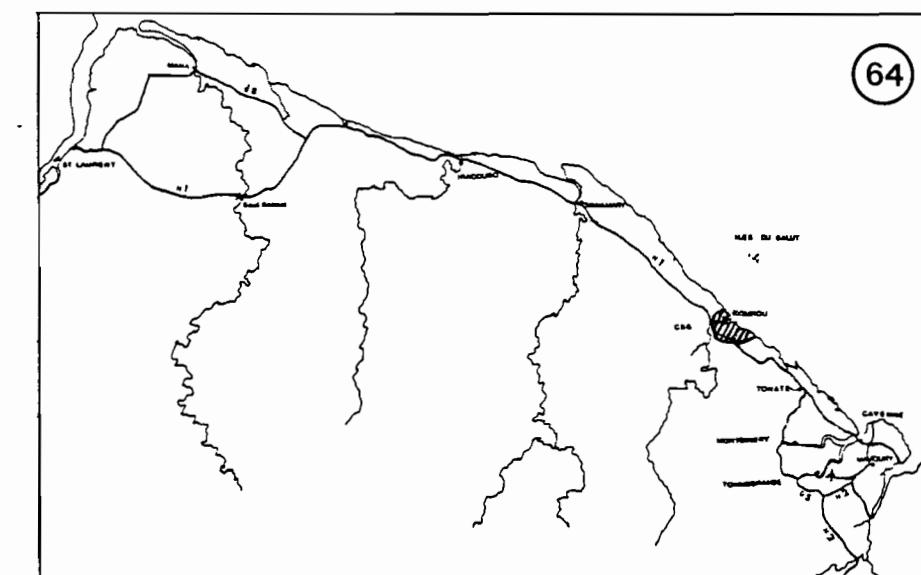
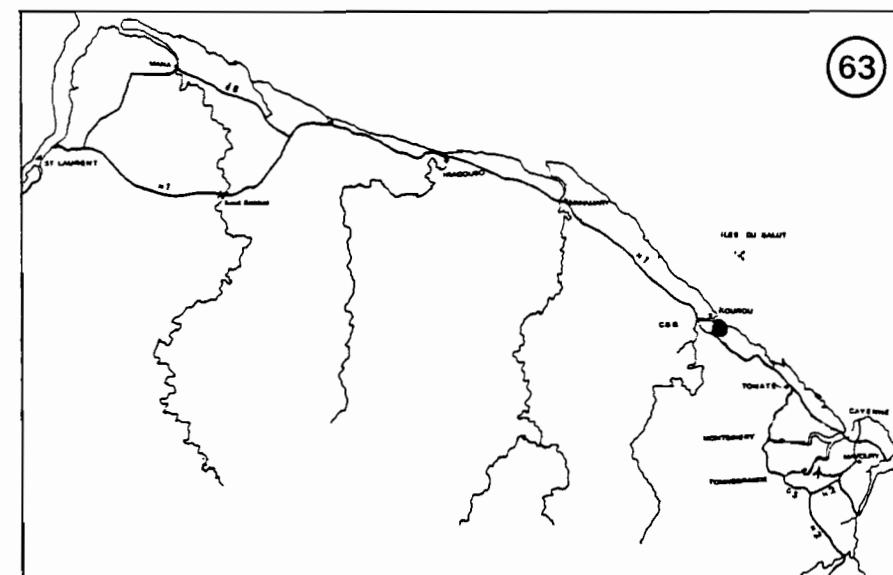
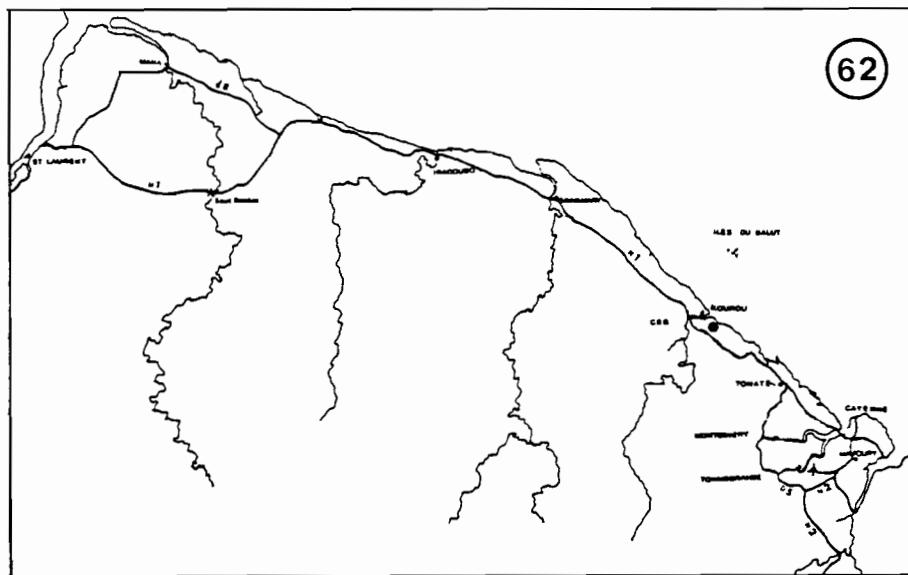


1

2

3

nbr. O / piégeage
à Guatémala

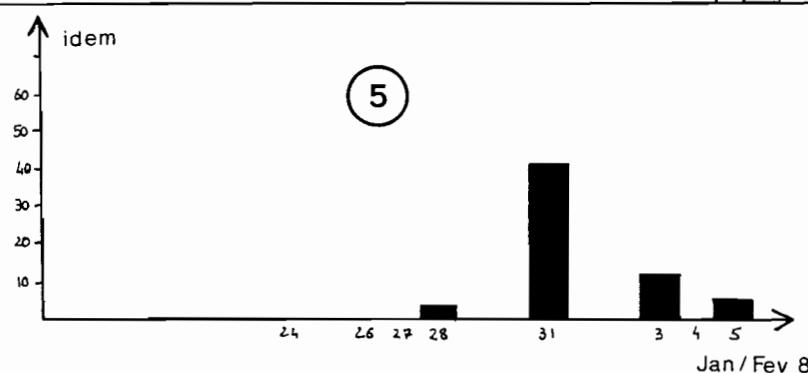
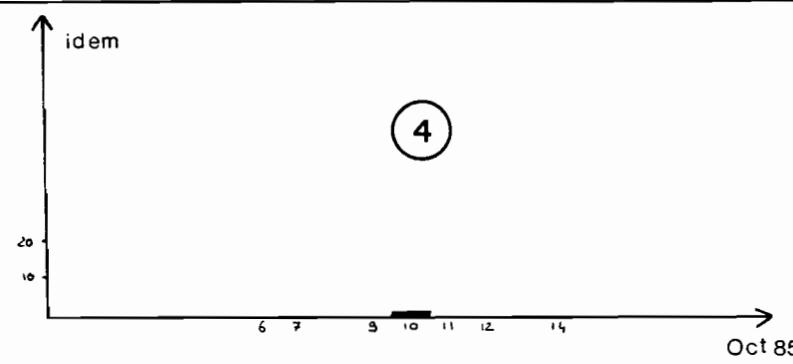


idem

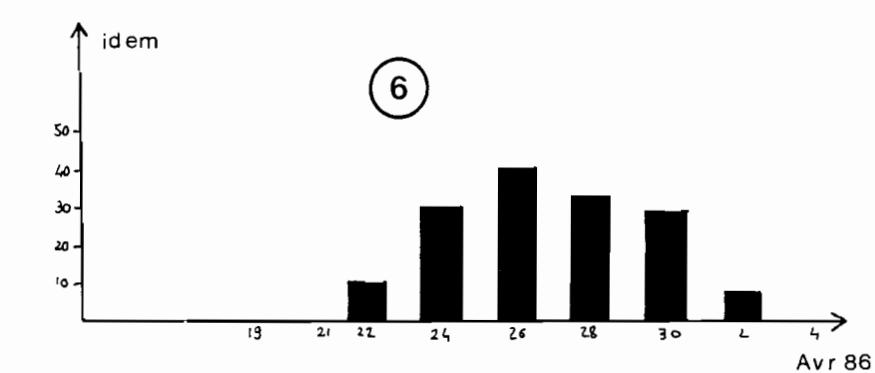
4

5

6



idem



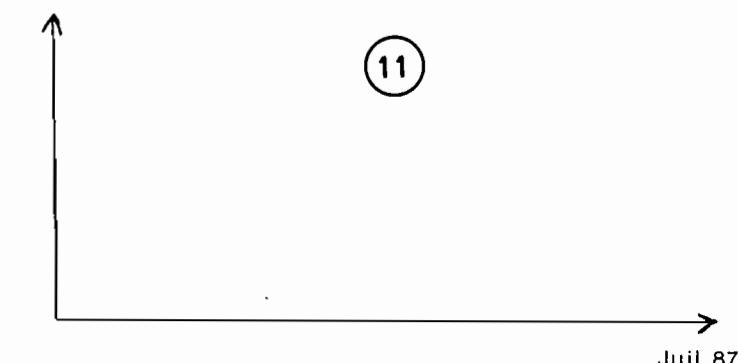
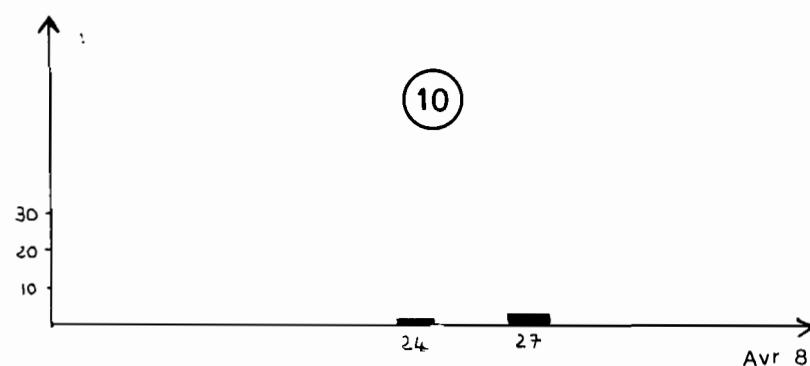
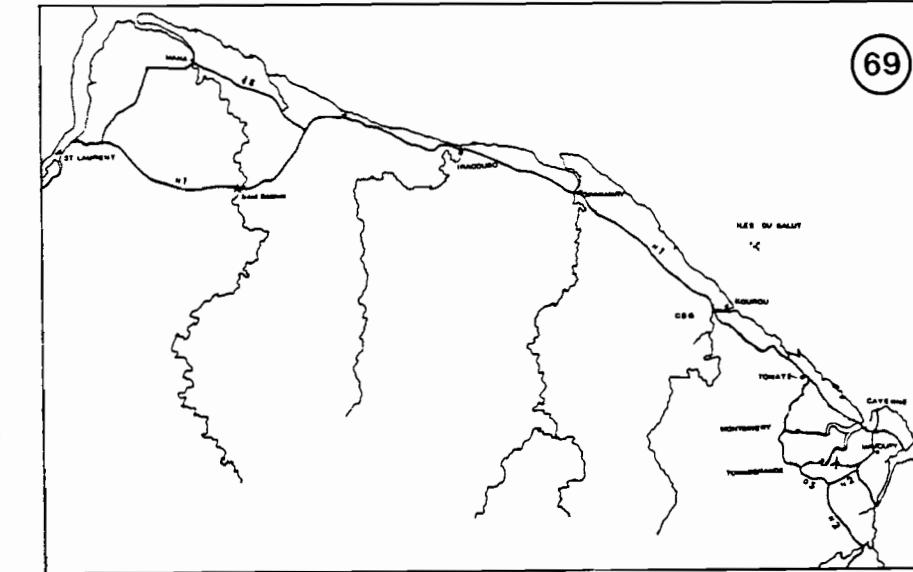
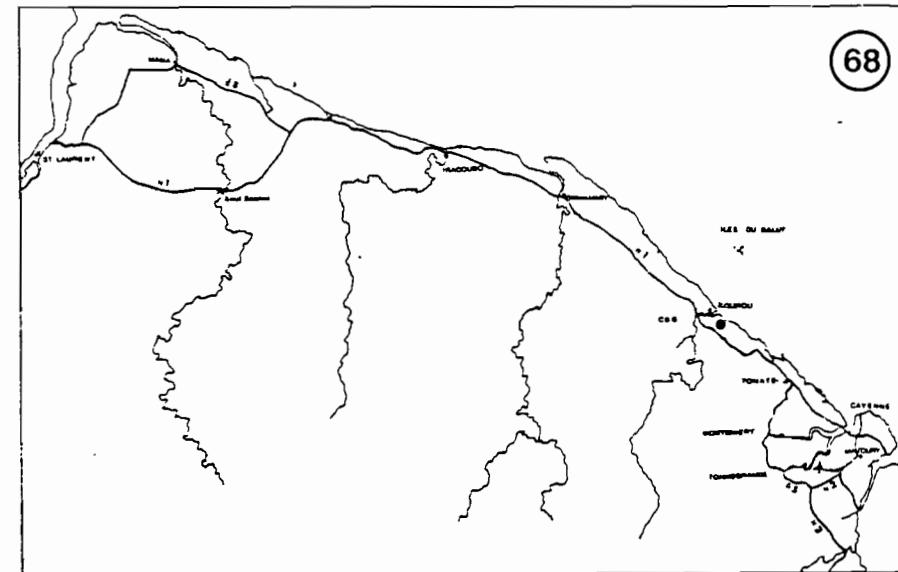
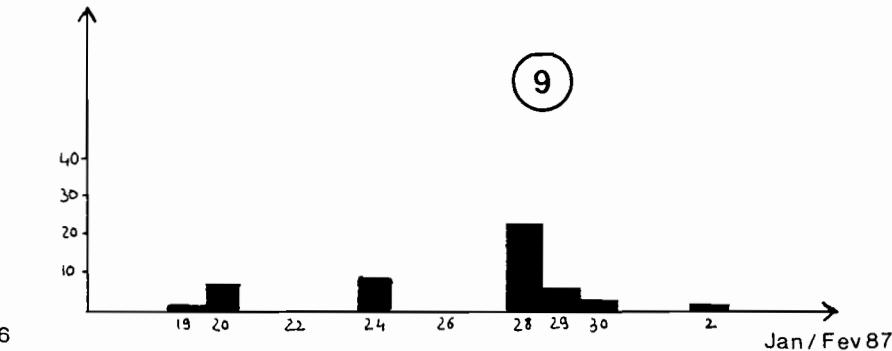
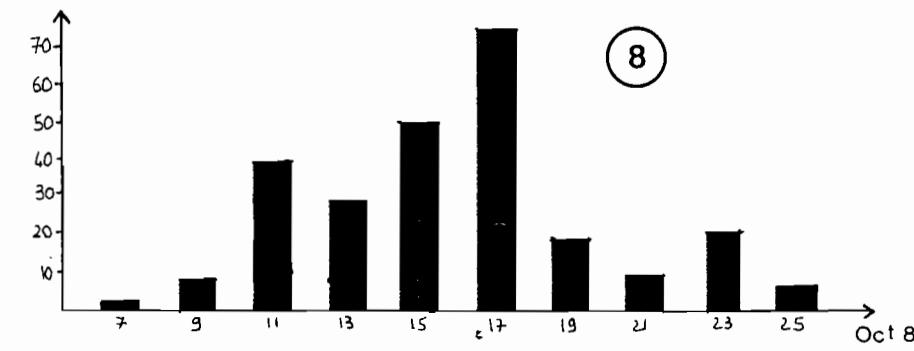
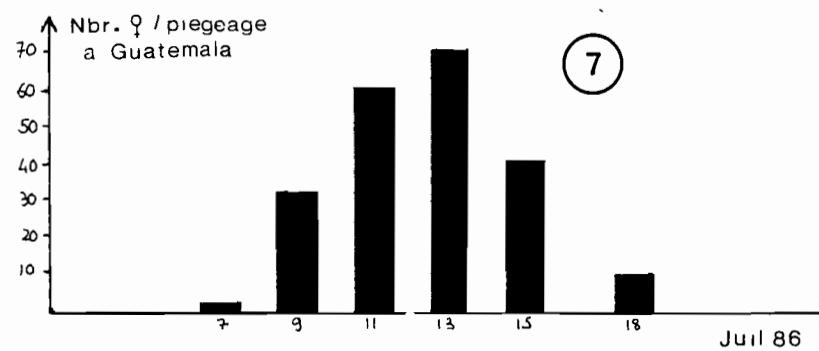
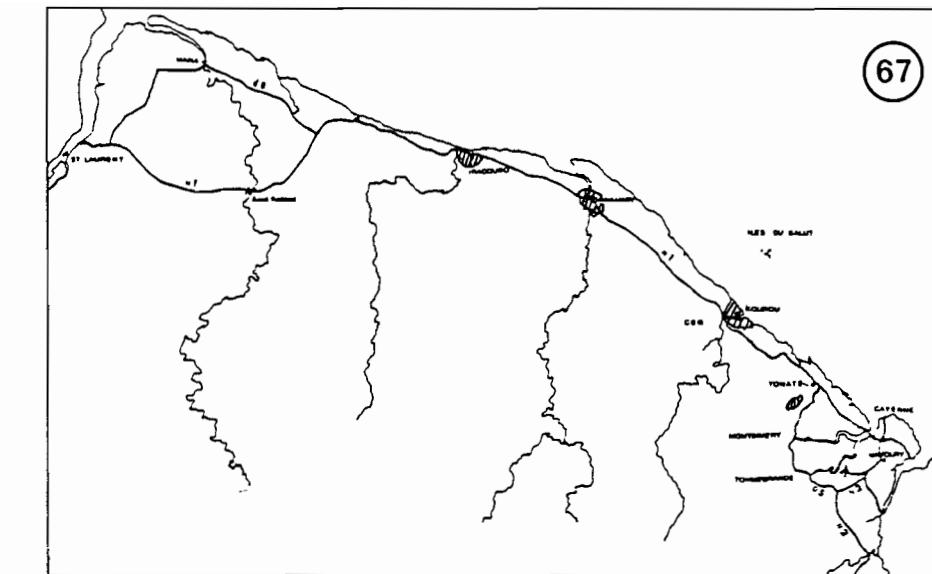
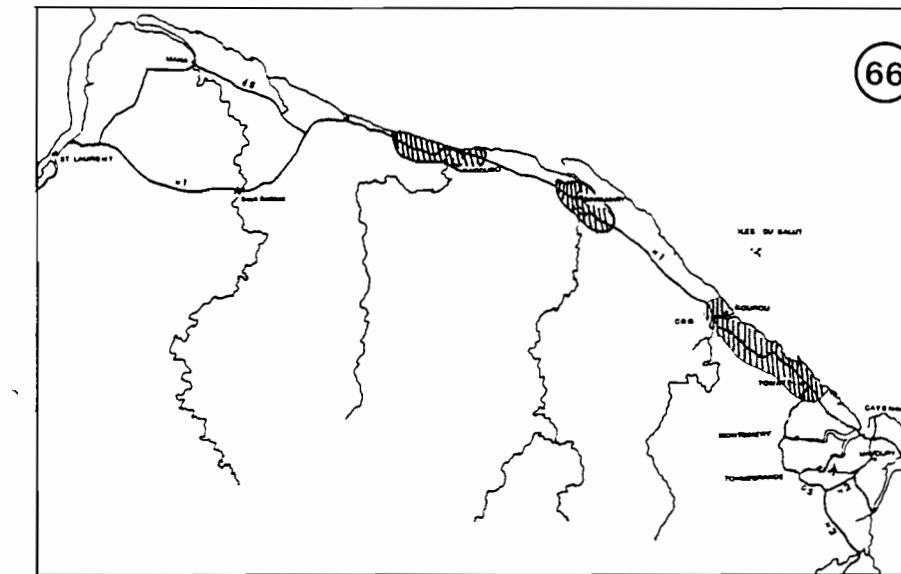
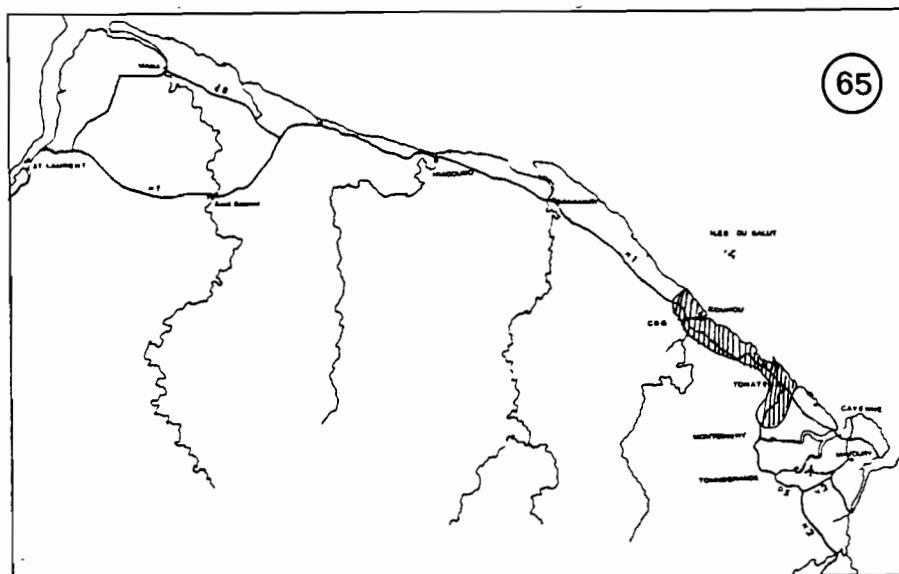


PLANCHE XXVI

Fig. 70: Evolution et corrélation des périodes d'envasement et de désenvasement au niveau de Cayenne et de Kourou, de 1650 à nos jours.
Les traits pleins représentent le déplacement des bancs de vase.
+ = période d'envasement maximum
- = période de désenvasement maximum
(d'après Demarara Coastal Investigation 1962)

Fig. 71: Essai de corrélation entre les périodes d'envasement au niveau de la région Cayenne-Kourou et les pullulations d'*H. metabus*, de 1910 à nos jours.

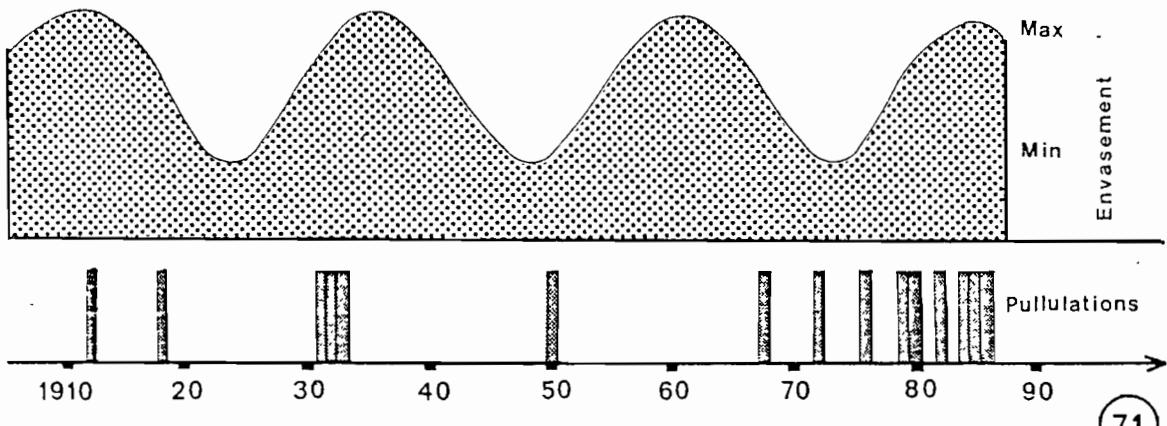
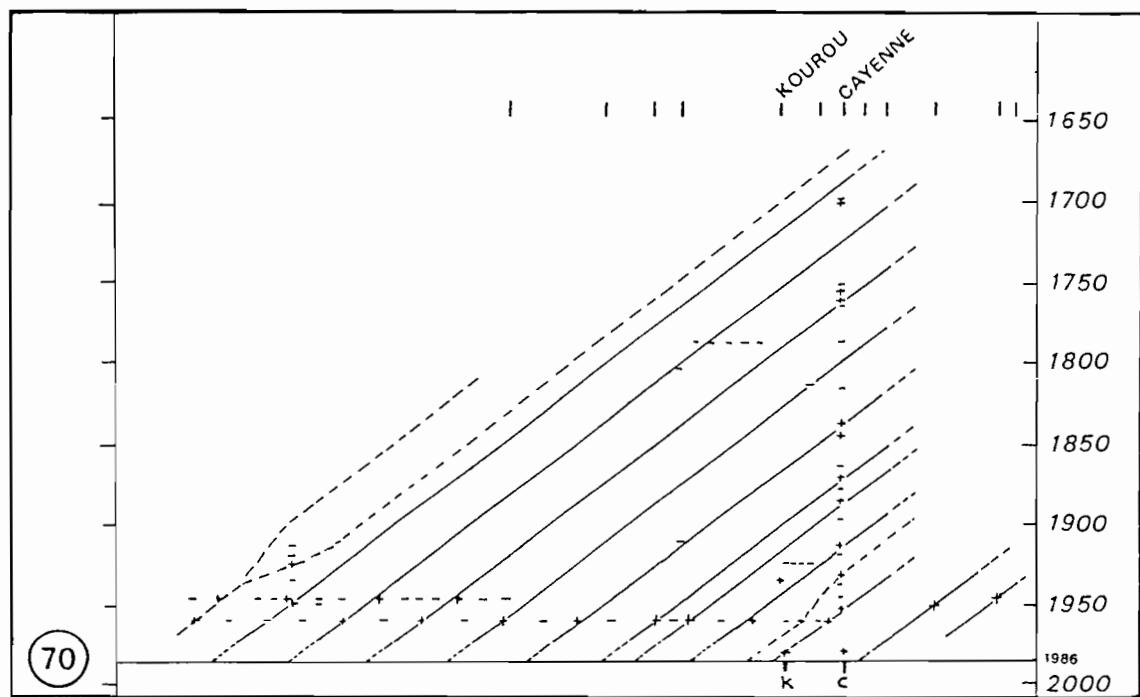


PLANCHE XXVII

Fig. 72: Essai de corrélation entre les variations de la pluviométrie sur la ville de Kourou et les pullulations d'*H. metabus* de 1975 à nos jours

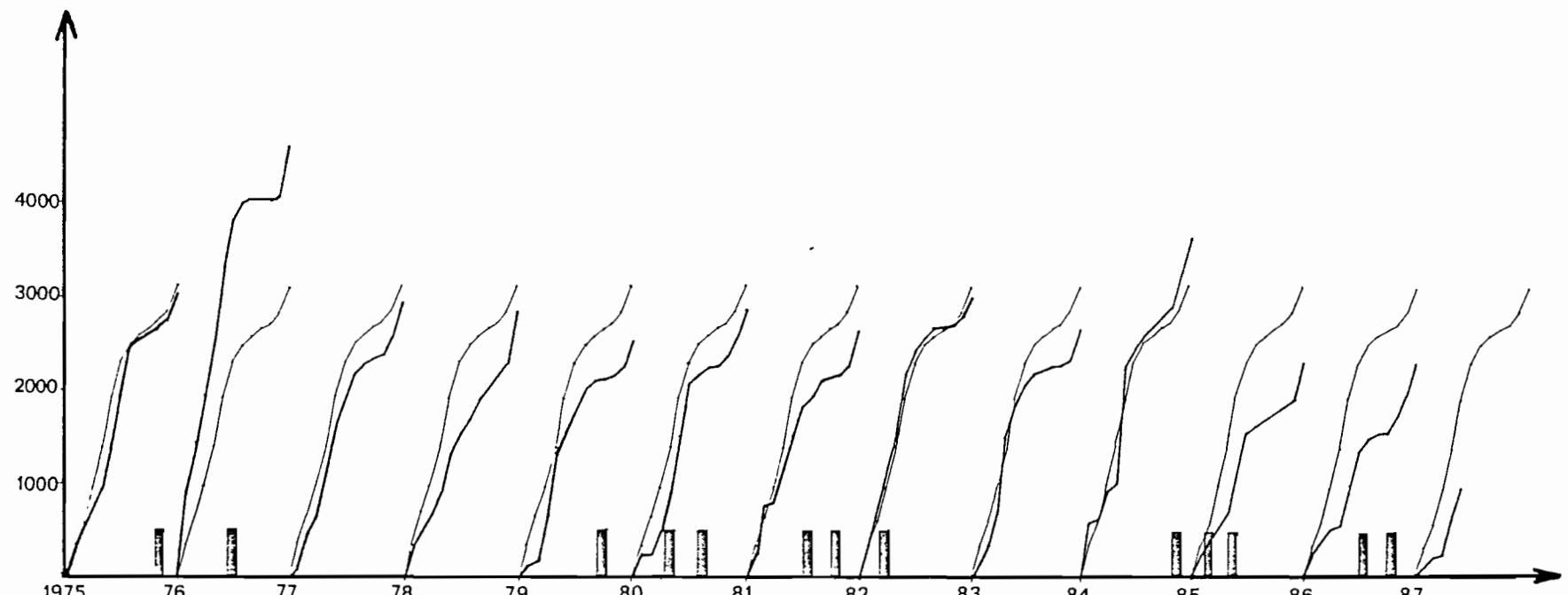


PLANCHE XXVIII

Fig. 73: Evolution de la mortalité larvaire chez des populations de chenilles ramassées dans la nature et mises en élevage.

Les diagrammes circulaires représentent la part prise par les différents facteurs biotiques de régulation au niveau des cadavres de chenilles relevés dans la nature.

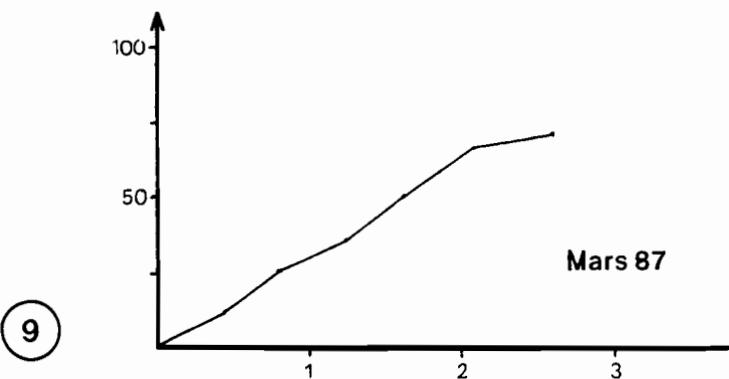
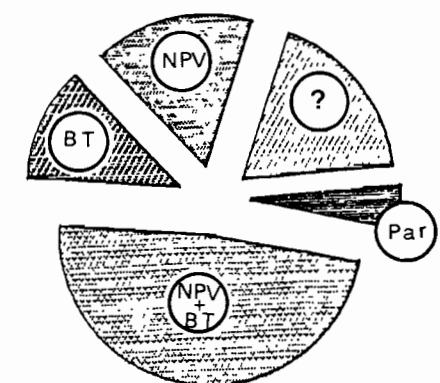
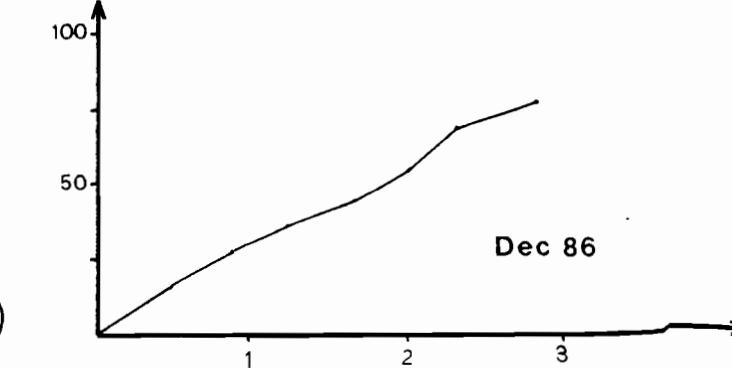
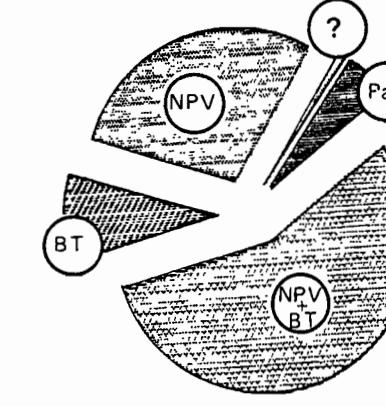
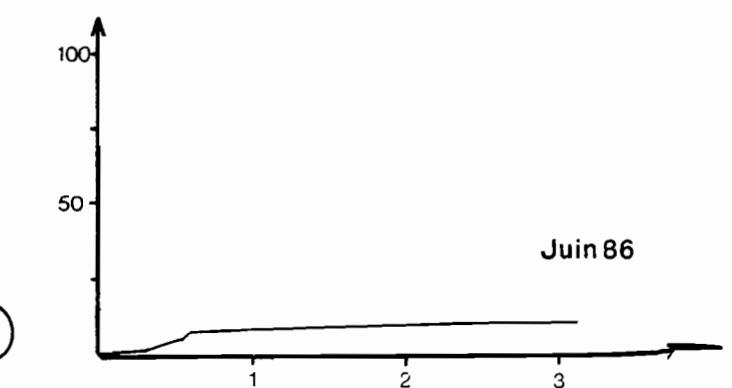
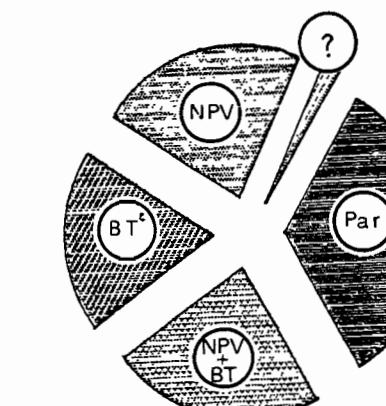
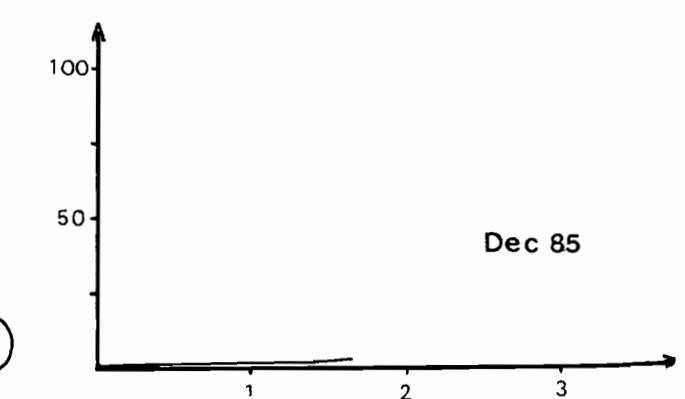
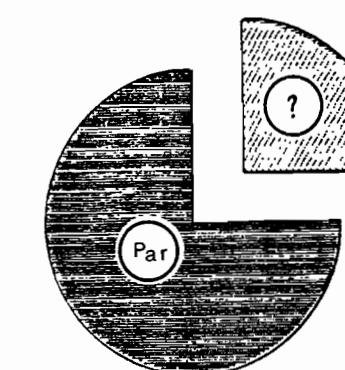
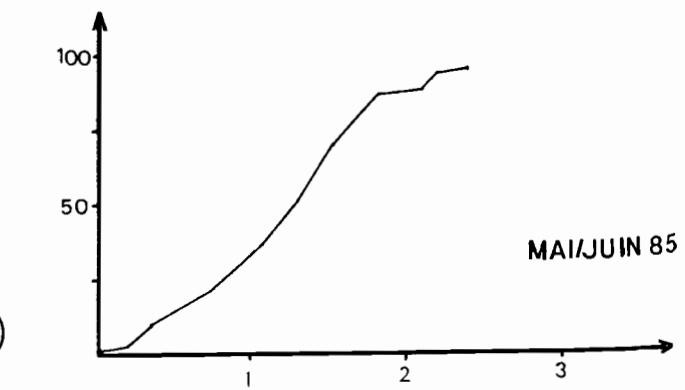
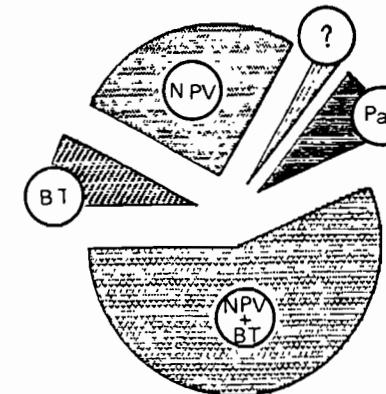
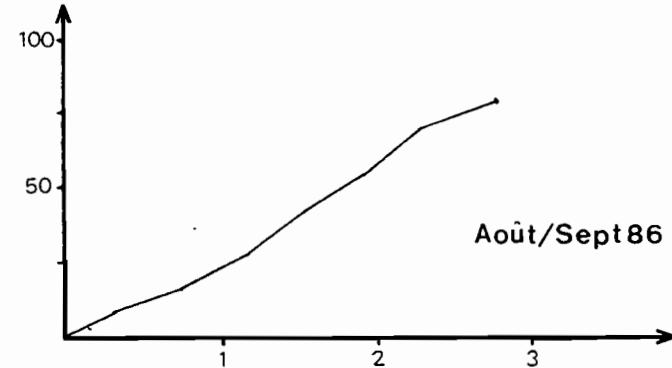
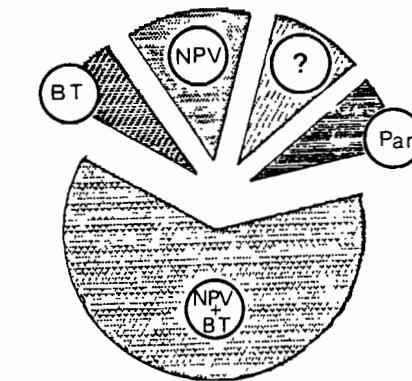
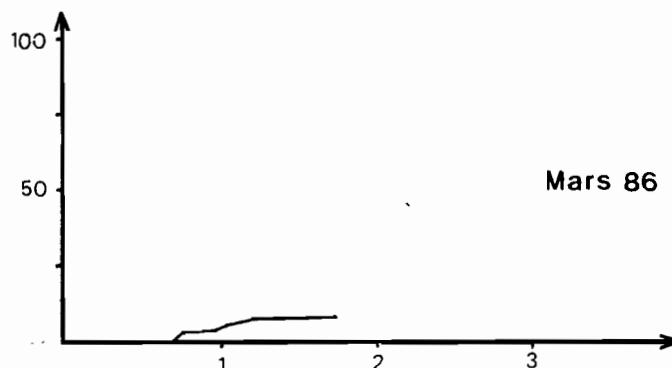
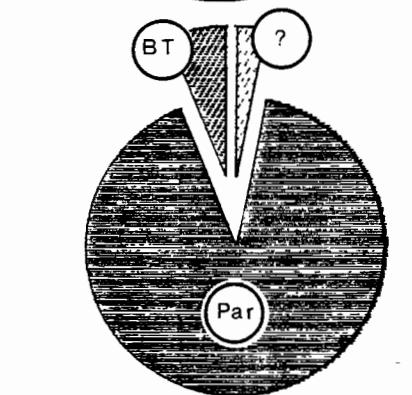
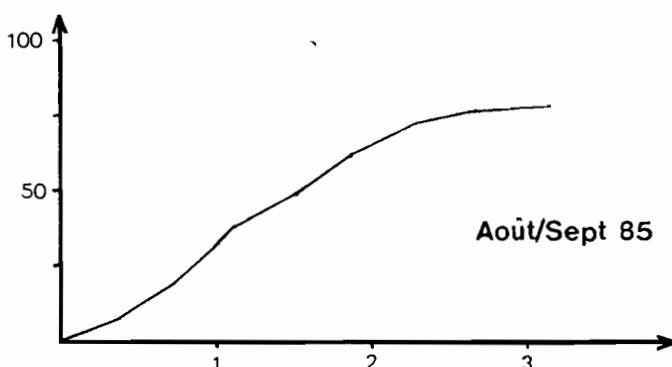
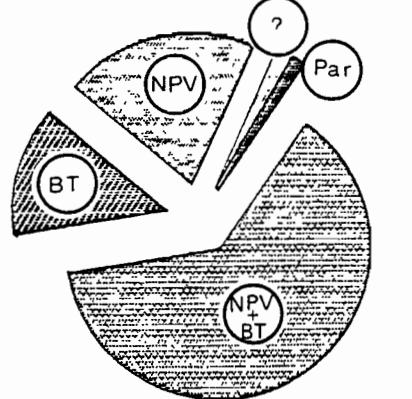
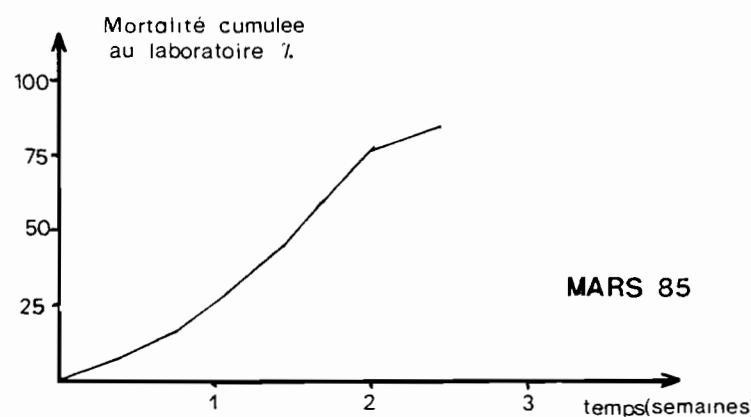
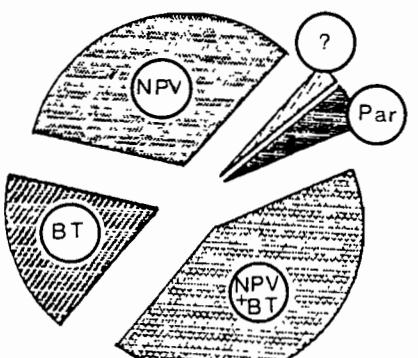
NPV = Virus de la polyédrose nucléaire

BT = *B. thuringiensis*

NPV+BT= Les deux microorganismes sont trouvés ensemble dans la chenille.

PAR = Parasites

? = Mortalités non déterminées



73

PLANCHE XXIX

Fig. 74 à 76: Sensibilité des larves d'*H. metabus* à différentes doses de NPV.

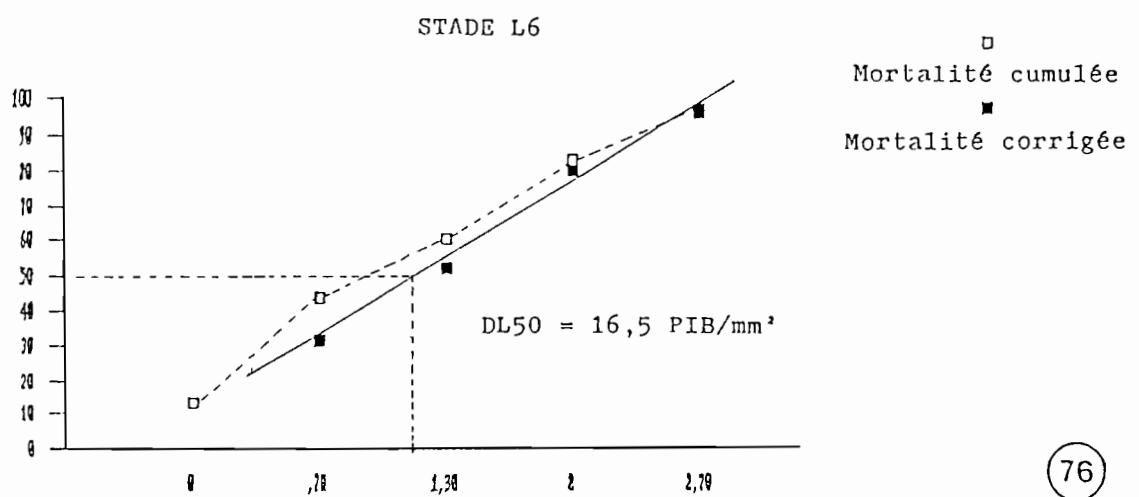
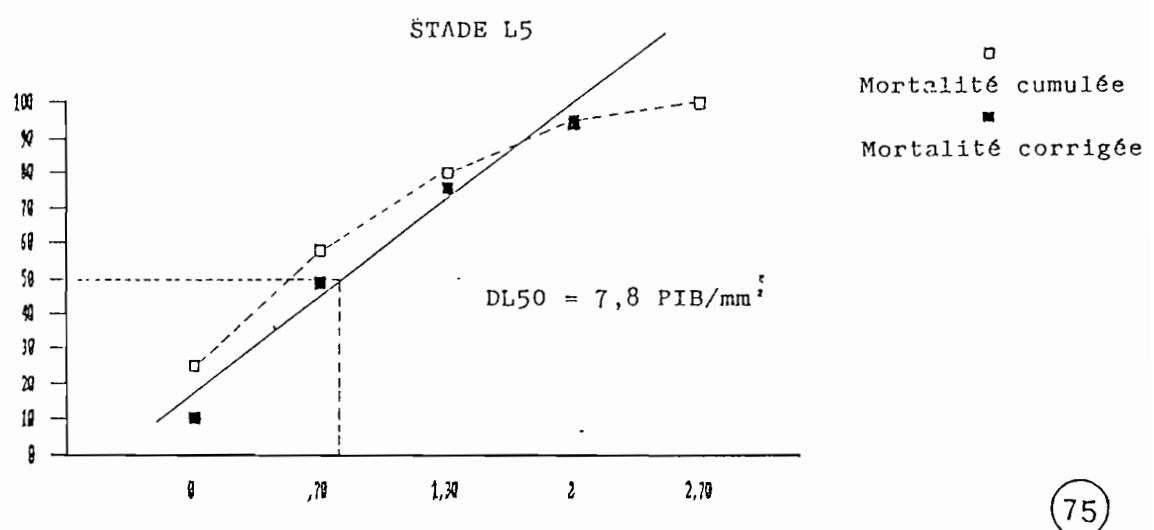
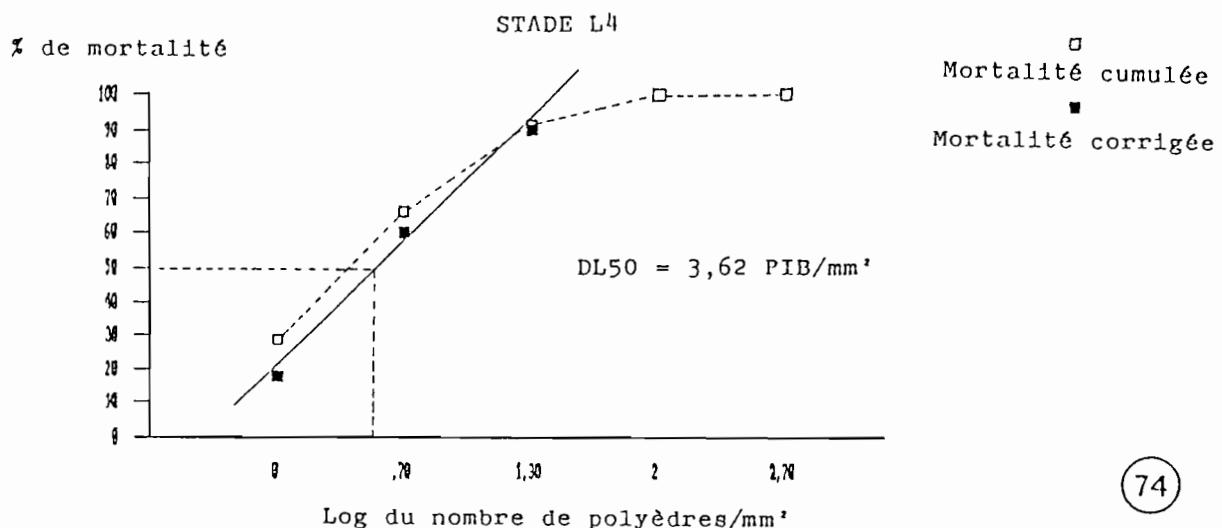
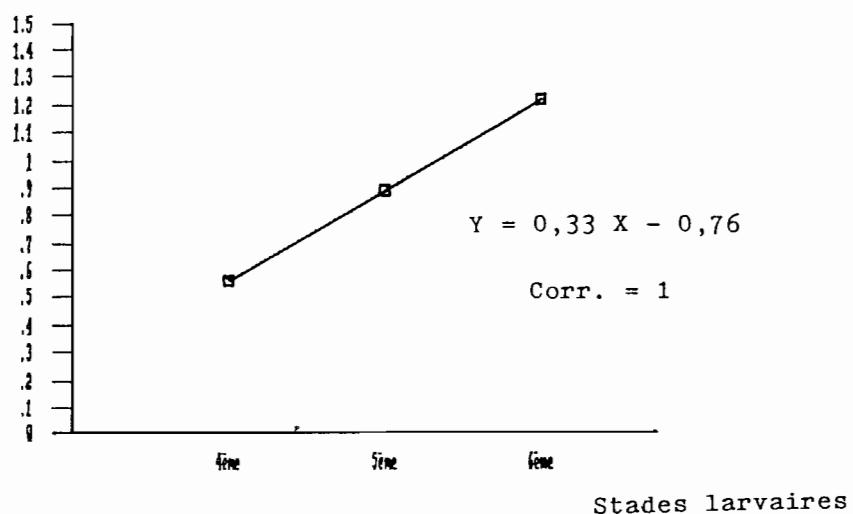


PLANCHE XXX

Fig. 76 bis: Evolution de la DL50 en fonction du stade larvaire.

Log. d150



76
bis

PLANCHE XXXI

Fig. 77 à 79: Sensibilité des chenilles d'*H. metabus* à différentes doses de spores de *B. thuringiensis* var *Israelensis* sérotype

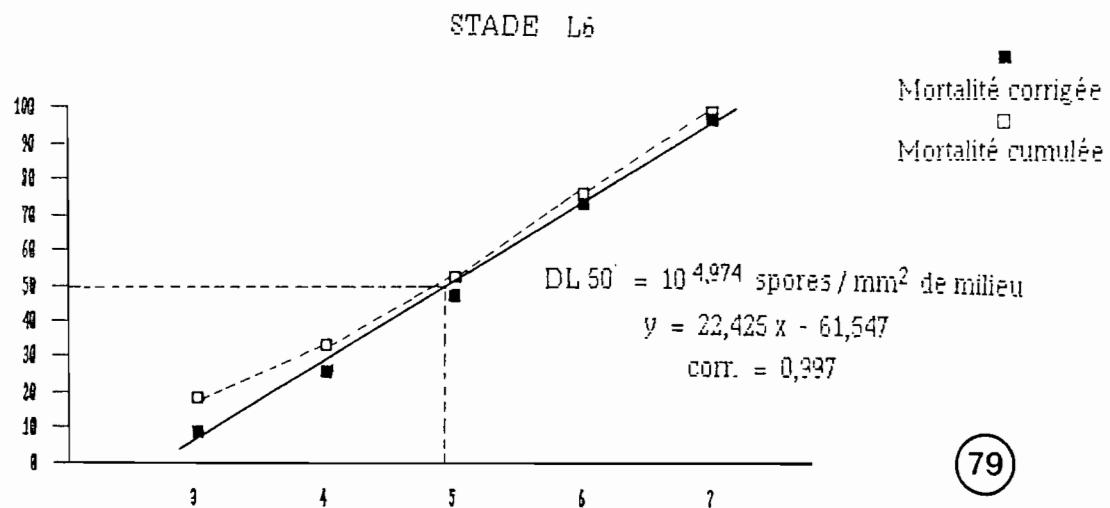
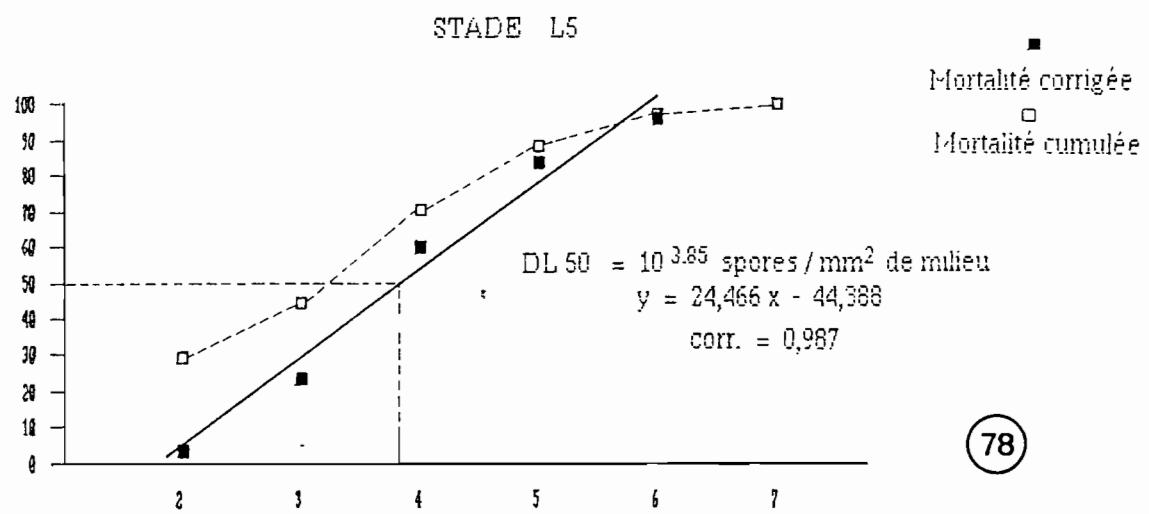
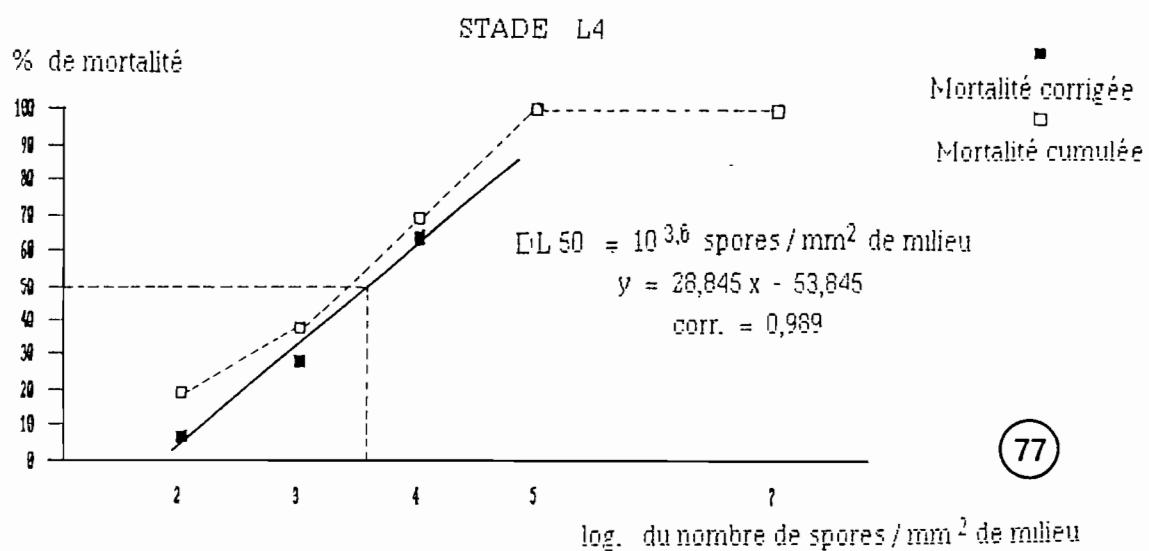


PLANCHE XXXII

Fig. 80 à 82: Sensibilité des chenilles d'*H. metabus*
à différentes doses de spores de *B. thuringiensis* var Kurstaki sérotype H3a3b.

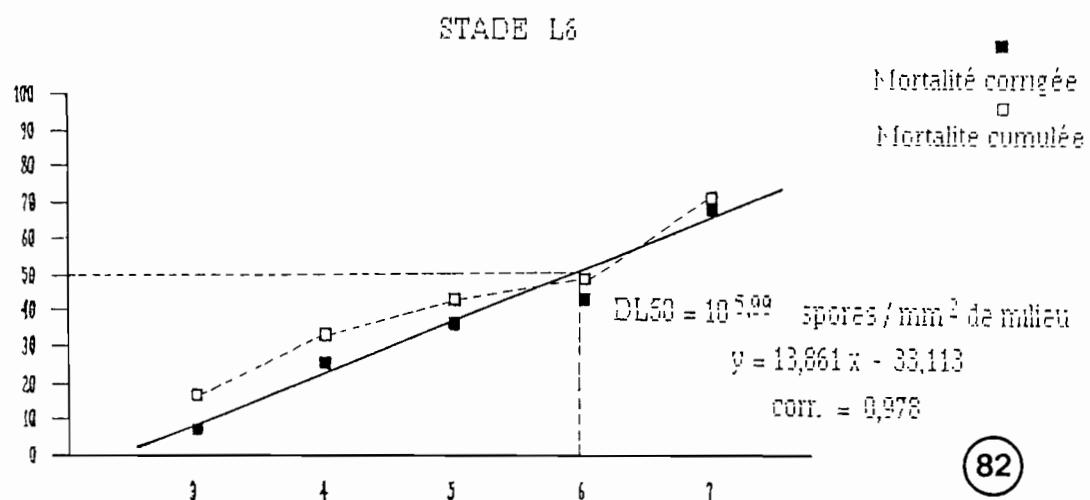
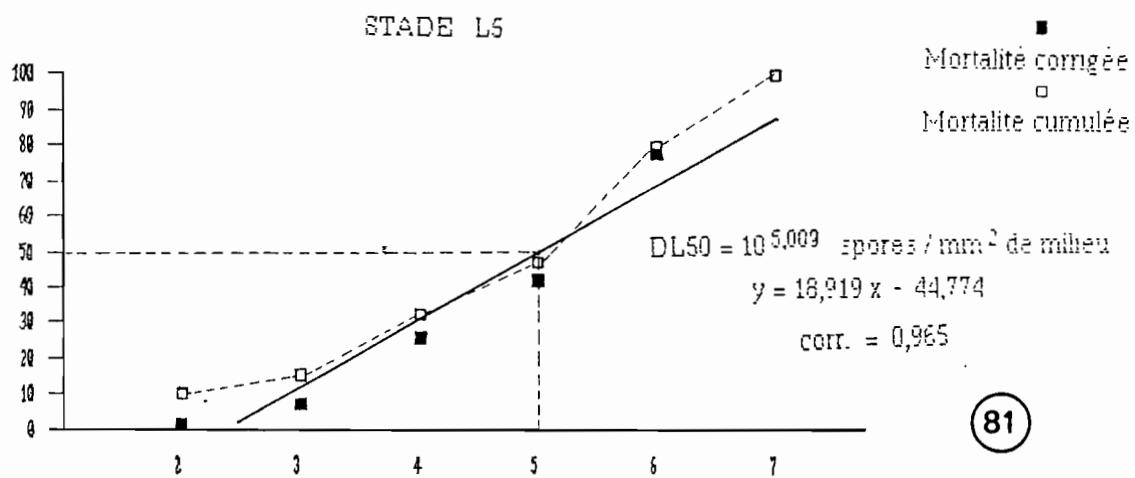
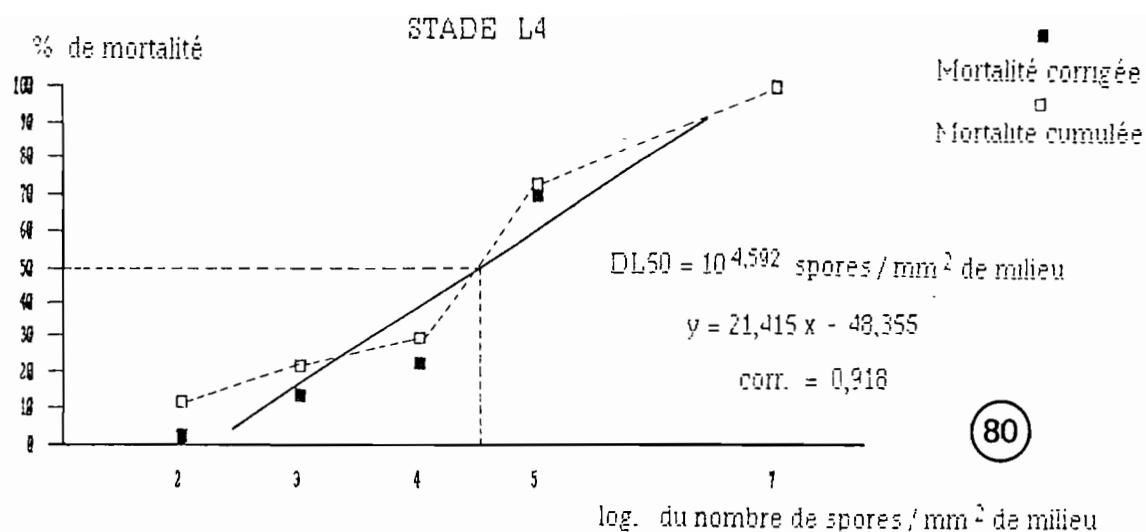


PLANCHE XXXIII

Fig. 83: Test de l'efficacité de *B. thuringiensis* H3a3b en épandages aériens. Plan de traitement au niveau de la mangrove de Guatémala et de la ville de Kourou.

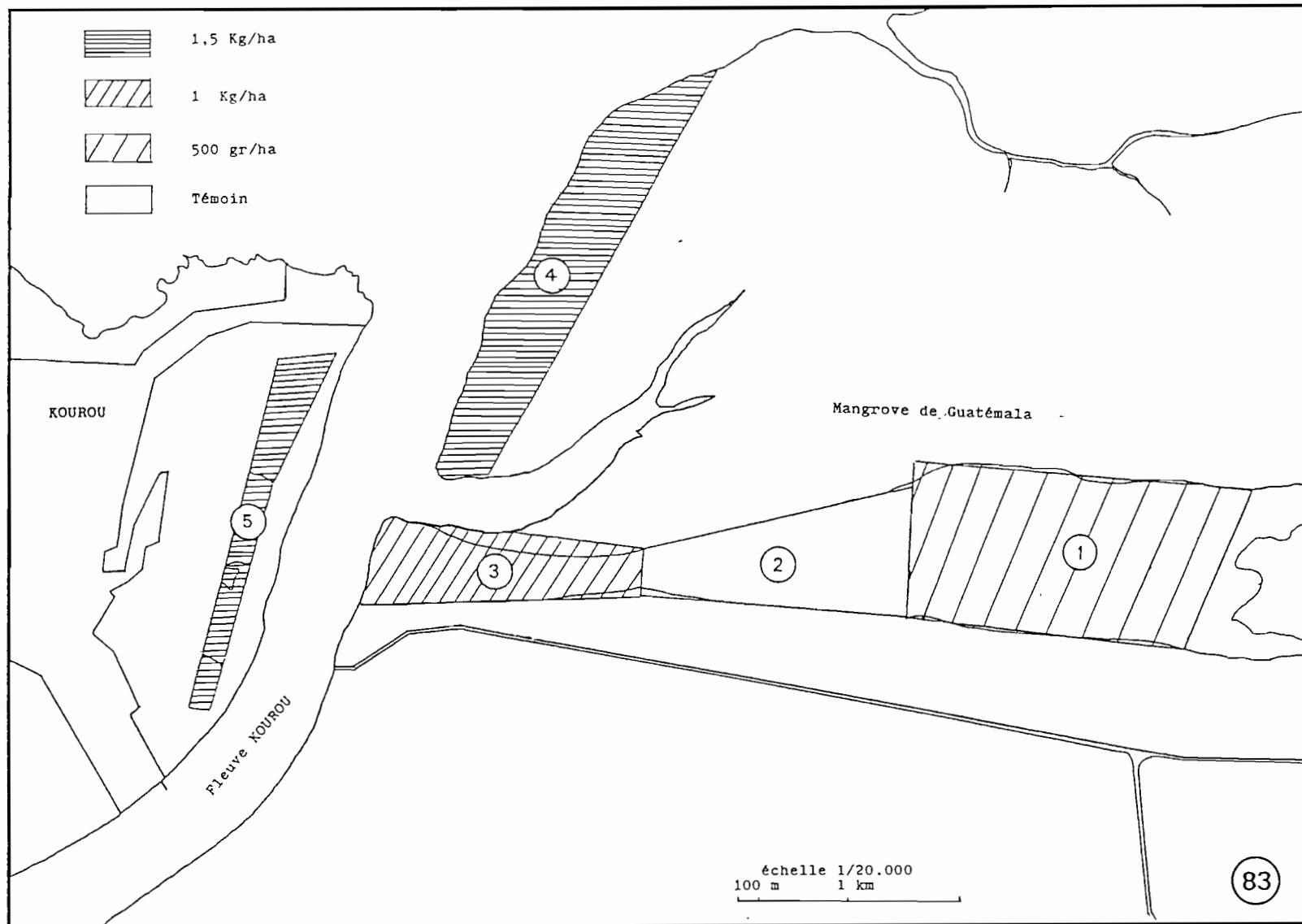


PLANCHE XXXIV

Fig. 84: U.L.M. utilisé pour l'épandage de *B. thuringiensis* H3a3b.

Fig. 85 et 86: Epandage de la solution de B.T. sur la mangrove.

Détail d'une feuille de palétuvier rouge ramassée au ras du sol et portant des taches de suspension bactérienne.



84



85

86

PLANCHE XXXV

Fig. 87: Avion "Truck-Commander" utilisé dans les traitements aériens par insecticides chimiques.

Fig. 88: Détail du système d'épandage "Microner".

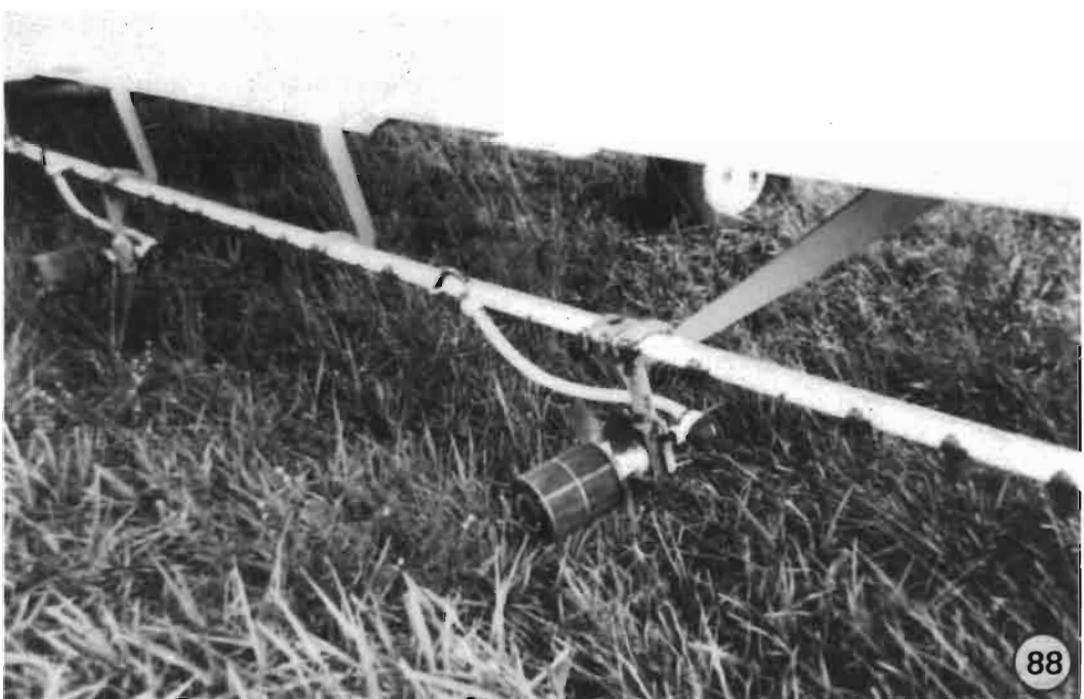
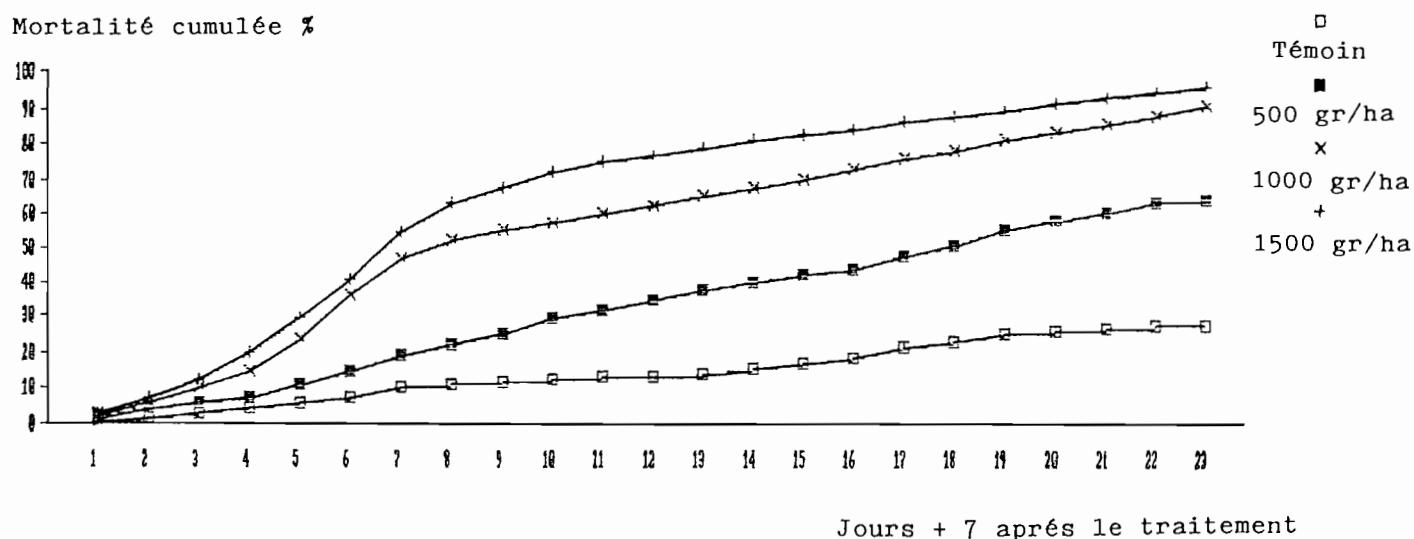


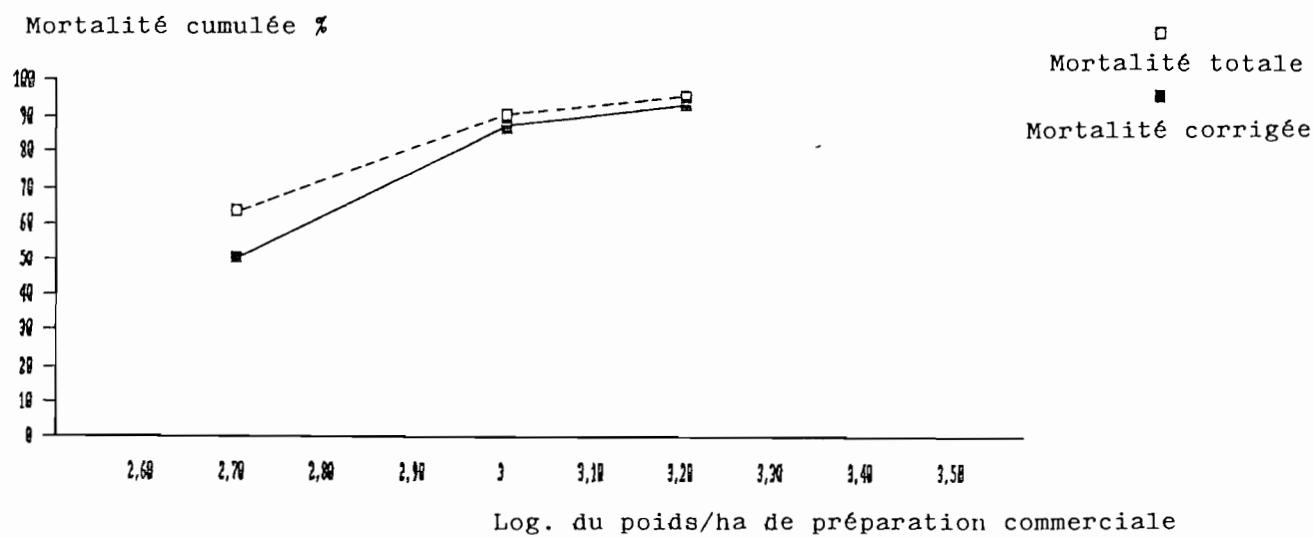
PLANCHE XXXVI

Fig. 89: Sensibilité des chenilles d'*H. metabus* au traitement aérien par différentes doses de *B. thuringiensis* H3a3b.

Fig. 90: Evolution de la mortalité en fonction de la concentration de la suspension bactérienne.



89



90

PLANCHE XXXVII

Fig. 91: Piège lumineux utilisé dans la lutte anti-imaginale.

Fig. 92: Piège automatique de type "ELLISCO" utilisé dans le système d'avertissement pour suivre les populations imaginaires.

