

# THESE

## DE DOCTEUR-INGENIEUR

présentée à

L'UNIVERSITE PIERRE ET MARIE CURIE (PARIS VI)

Spécialité: ENTOMOLOGIE

par

M<sup>me</sup> NA Bouy Héng née MENG Phuong

pour obtenir

le titre de DOCTEUR-INGENIEUR

---

Etude morphologique et biologique de *Scirpophaga melanoclista*  
(Lep., Pyralidae, Schoenobiinae), un ravageur du riz irrigué en  
Côte d'Ivoire. Morphologie et biologie d'un parasite d'œuf:  
*Telenomus thestor* NIXON (Hym., Scelionidae)

---

soutenue le 26 octobre 1978 devant le jury composé de:

M <sup>me</sup> J. RACCAUD-SCHOELLER	Président
M. J. CARAYON	} Examineurs
M. M. VERDIER	
M. M. ROTH	

## AVANT-PROPOS

Ce travail a été réalisé en Côte d'Ivoire, dans le cadre d'un programme de recherche <sup>confié par le</sup> du Ministère de la Recherche de Côte d'Ivoire, attribué à l'O.R.S.T.O.M. et concernant les insectes <sup>de</sup> prédateurs du riz.

J'exprime ~~ainsi~~ mes vifs remerciements à l'Office de la Recherche Scientifique et Technique Outre-Mer (O.R.S.T.O.M.), au Centre International des Etudiants et Stagiaires (C.I.E.S.) et au Ministère de la Recherche de Côte d'Ivoire, pour leur accueil ainsi que <sup>pour</sup> les facilités qu'<sup>ils</sup> m'ont offertes pour la réalisation de cette thèse.

*Que* Madame J. RACCAUD-SCHOELLER, Professeur à l'Université P. et M. Curie (Paris VI), veuille bien trouver ici l'expression de ma profonde gratitude, d'avoir bien voulu m'accueillir, m'orienter, consacrer un temps précieux pour la correction de ce travail et accepter d'être Président du jury.

Mes sincères remerciements s'adressent à Monsieur J. CARAYON, Professeur à l'Université P. et M. Curie (Paris VI), qui a bien voulu relire mon manuscrit et participer au jury

Mes vifs remerciements s'adressent à Monsieur M. VERDIER, Professeur à l'Université P. et M. Curie (Paris VI), qui a bien voulu participer au jury de cette thèse.

Ma profonde reconnaissance à Monsieur M. ROTH, Directeur de Recherche de l'O.R.S.T.O.M., qui, avec beaucoup de compréhension et de sympathie, a bien voulu consacrer un temps

précieux pour la correction de mon manuscrit, et participer au jury .

Je tiens à remercier Mademoiselle M. COHEN, responsable de la formation à l'O.R.S.T.O.M., d'avoir bien voulu organiser mes études et stages avec compétence et dévouement

Je garde ma plus profonde reconnaissance à Monsieur P. COCHEREAU, Directeur de Recherche de l'O.R.S.T.O.M., Chef du Laboratoire d'Entomologie Agricole à Bouaké (République de Côte d'Ivoire) qui a bien voulu m'accueillir dans son laboratoire, a guidé de très près mon travail en me donnant de précieux conseils avec beaucoup de sympathie, a consacré un temps précieux à corriger ma première rédaction.

Mes remerciements s'adressent à Monsieur M. SHAFFER pour la détermination de la pyrale qui fait l'objet de ce travail.

Je tiens à remercier également les Maîtres Assistants et Assistants de l'Université P. et M. Curie (Paris VI), les Chercheurs de l'O.R.S.T.O.M., les personnels des Services Scientifiques Centraux de l'O.R.S.T.O.M. à Bondy, du Laboratoire de Physiologie des Insectes (Paris VI), du Laboratoire d'Entomologie du Muséum, du Laboratoire d'Entomologie Agricole de Bouaké, et aux amis ,qui ont participé à la réalisation de cette thèse.

Mes affectueux remerciements à mon époux qui n'a cessé de m'encourager et participer à ce travail.

## SOMMAIRE

	Pages
Avant propos	
Introduction .....	1
Chapitre I.- METHODES D'ELEVAGE ET D'ETUDE MORPHOLOGIQUE DE <sup>infectio</sup> <u>S. MELANOCLISTA</u> ET DE <sup>Genus</sup> <u>T. THESTOR</u> NIXON .....	4
1.1 - CONDITIONS D'OBTENTION DES INSECTES .....	4
1.11 - Obtention de la souche de <u>S.melanoclista</u> ..	4
1.12 - Obtention de la souche de <u>T.thestor</u> NIXON.	6
1.2 - CONDITIONS D'ELEVAGE .....	6
1.21 - Elevage de <u>S. melanoclista</u> .....	6
1.22 - Elevage de <u>T. thestor</u> NIXON .....	7
1.3 - METHODES D'ETUDES MORPHOLOGIQUES .....	9
1.4 - DISCUSSIONS .....	10
Chapitre II.- MORPHOLOGIE DE <u>S. MELANOCLISTA</u> .....	12
2.1 - MORPHOLOGIE DES IMAGOS .....	12
2.11 - Morphologie générale .....	12
2.12 - Nervation alaire et genitalia mâle et fe- melle .....	18
2.121 - Description de la nervation alaire..	18

2.122 - Description des genitalia .....	21
2.2 - MORPHOLOGIE DE LA PONTE ET DE L'OEUF .....	24
2.3 - MORPHOLOGIE DE LA LARVE .....	26
2.31 - Morphologie générale .....	26
2.32 - Chétotaxie larvaire .....	28
2.4 - MORPHOLOGIE DE LA NYMPHE .....	37
Chapitre III.- BIOLOGIE DE <u>S. MELANOCLISTA</u> .....	40
3.1 - L'ADULTE ET LA REPRODUCTION AU LABORATOIRE .....	41
3.11 - Période d'activité des imagos d'après les données du piégeage lumineux .....	41
3.12 - Accouplement et période de préoviposition.	44
3.13 - Ponte .....	44
3.131 - Potentialité de ponte .....	45
3.132 - Nombre d'ooplaque(s) et nombre d'oeufs pondus par femelle .....	47
3.133 - Taille de l'ooplaque .....	49
3.134 - Emplacement de l'ooplaque sur sup- ports artificiels et supports natu- rels .....	49
3.135 - Influence de diverses variétés de riz irrigué et de riz pluvial sur le com- portement de ponte des femelles ....	53
3.136 - Influence des stades phénologiques du riz sur le comportement de ponte des femelles .....	54

3.14 - Longévité des imagos .....	55
3.2 - DEVELOPPEMENT DE L'OEUF .....	56
3.21 - Durée d'incubation .....	56
3.22 - Développement embryonnaire de l'oeuf .....	57
3.23 - Effectifs des oeufs stériles, des oeufs fertiles, et du taux de parasitisme, dans les pontes de <u>S.melanoclista</u> au laboratoire	57
3.3 - DEVELOPPEMENT DE LA LARVE .....	63
3.31 - Description de l'éclosion des larves néo- nates .....	63
3.32 - Nombre de stades larvaires, mensuration de la capsule céphalique, et durée du dévelop- pement larvaire .....	64
3.33 - Mortalité larvaire au laboratoire .....	66
3.34 - Ethologie larvaire, symptômes d'attaque et dégâts .....	67
3.35 - Estimation de dégâts d�s à <u>S.melanoclista</u> au laboratoire .....	71
3.4 - DEVELOPPEMENT NYMPHAL .....	72
3.5 - RECHERCHE D'UN MILIEU D'ELEVAGE ARTIFICIEL DE <u>S. MELANOCLISTA</u> .....	74
3.6 - CONCLUSIONS .....	78
Chapitre IV.- MORPHOLOGIE ET BIOLOGIE DE <u>T. THESTOR</u> NIXON .	81
4.1 - MORPHOLOGIE DE <u>T. THESTOR</u> NIXON .....	81

4.11 - Morphologie des imagos .....	82
4.12 - Morphologie de l'oeuf .....	87
4.13 - Morphologie de la larve .....	87
4.14 - Morphologie de la nymphe .....	89
4.2 - BIOLOGIE DE <u>T. THESTOR</u> NIXON .....	90
4.21 - L'adulte et la reproduction au laboratoire	90
4.211 - Accouplement et période de préoviposition .....	90
4.212 - Ponte et potentialité de ponte .....	91
4.213 - Fécondité .....	93
4.214 - Sex-ratio .....	96
4.215 - Longévité des imagos .....	98
4.22 - Développement de l'oeuf à l'imgo chez <u>T. thestor</u> NIXON .....	101
4.221 - Particularités de l'oeuf parasité ..	101
4.222 - Période d'incubation .....	102
4.223 - Développement larvaire .....	102
4.224 - Développement nymphal .....	103
4.225 - Cycle complet de développement de <u>T. thestor</u> .....	104
4.226 - Description de l'émergence des imagos .....	104
4.23 - Fréquence de la phorésie de <u>T. thestor</u> femelles sur les femelles de <u>S. melanoclista</u> capturées au piège lumineux .....	105
4.24 - Pourcentage d'oeufs parasités, par ponte, dans la nature et au laboratoire, et pourcentage moyen résultant de nos observations	106

4.25 - Modalités et succès du parasitisme de <u>T.</u> <u>thestor</u> .....	106
4.26 - Recherches des hôtes secondaires de <u>T.</u> <u>thestor</u> .....	107
4.27 - Conclusions .....	107
CONCLUSIONS GENERALES .....	109
BIBLIOGRAPHIE .....	114-118

## INTRODUCTION

Depuis longtemps, la Côte d'Ivoire est dépendante de l'étranger pour sa consommation en riz et les importations de cette céréale n'ont cessé de progresser. La consommation croît à un rythme accéléré, et l'écart entre la production et la consommation s'accroît donc d'année en année. Le riz prend une place de plus en plus importante dans la ration alimentaire des Ivoiriens, surtout celle des citadins, sans distinction de groupes ethniques. Le développement de la riziculture en Côte d'Ivoire est donc devenu par nécessité une priorité nationale. La riziculture pluviale a été et demeure de loin très importante; mais avec la création de la Société d'Etat pour le Développement de la Riziculture (SODERIZ), en 1970, la riziculture irriguée a connu une progression sans précédent. Ce développement rapide de la riziculture irriguée n'est pas sans poser des problèmes à moyen terme, ~~il s'agit~~ <sup>il s'agit</sup> en particulier ~~des~~ <sup>des</sup> dégâts causés par les Insectes et d'autres ravageurs.

Le présent travail apporte une contribution à l'étude morphologique et biologique d'un ravageur du riz, Scirpophaga melanoclista <sup>DEYRIEK</sup>, et de son parasite d'oeufs ( Telenomus thestor <sup>de 54</sup> ~~NIJON~~ ) qui pourrait éventuellement être utilisé en

lutte biologique.

Scirpophaga melanoclista est la pyrale blanche du riz. Sa répartition géographique connue est : Côte d'Ivoire, Mali, Nigéria, Angola, Cameroun, Sénégal, Zaïre, Madagascar.

Au point de vue systématique, S. melanoclista est un Lépidoptère appartenant à la famille des Pyralidae, à la sous-famille des Schoenobiinae, au genre Scirpophaga et à l'espèce melanoclista.

Cette pyrale n'a guère fait l'objet de travaux hormis quelques descriptions sommaires de M. DESCAMPS (1956) et de J. BRENIERE (1976). Sa biologie fait ici l'objet d'un certain nombre d'expériences.

La recherche d'un milieu d'élevage artificiel pour S. melanoclista nous a conduite à de nombreux essais en partant des milieux de G. GUENNELON, de S. POITOUT et R. BUES, de DELOBEL et celui de M. AKHTAR et A. WAHID pour Scirpophaga nivella, sur canne à sucre.

Telenomus thestor NIXON, Hyménoptère de la famille des Scelionidae, est un parasite des oeufs de S. melanoclista. Ce parasite a éclos en Côte d'Ivoire d'oeufs de S. melanoclista récoltés en diverses localités. RISBEC (1950) a récolté et étudié l'espèce au Sénégal (M' Bambey) provenant d'oeufs d'Am-sacta moloneyi DRC (Lep., Arctiidae). Il a signalé que T. thestor a été décrit en Ouganda comme parasite de divers Lépidoptères indéterminés; une série provenait d'oeufs d'un Lymantriidae, Spalgis lemolae H. DRUDE sur caféier. Ce parasite a été récolté également à Abengourou en zone de forêt, d'oeufs in-

Date des  
références  
en li. parenthe

références  
(1975?)

(1973?)  
(1977?)

(1970?)

déterminés, pondus sur taro. L'espèce semble ainsi très polyphage.

Sur ponte de S.melanoclista, T. thestor est capable de parasiter 50% des oeufs, il détruit ainsi à lui seul la moitié des populations. Aussi pourrait-il constituer une arme efficace dans un programme de lutte biologique contre le genre Scirpophaga, en Asie, où il ne semble pas exister.

## CHAPITRE I

### METHODES D'ELEVAGE ET D'ETUDE MORPHOLOGIQUE DE SCIRPOPHAGA MELANOCLISTA ET DE TELENOMUS THESTOR NIXON

#### 1.1- CONDITIONS D'OBTENTION DES INSECTES

##### 1.11- Obtention de la souche de S.melanoclista

La souche de S.melanoclista est obtenue soit à partir des pontes récoltées dans les rizières, soit à partir des femelles capturées au piège lumineux, dans la nature, à proximité des rizières. Il existe un dimorphisme sexuel permettant de distinguer les adultes des deux sexes: la femelle est en général plus grande que le mâle, elle présente une touffe de pails pygidiaux qui sont absents chez le mâle, la face inférieure des ailes est blanche chez la femelle et brun gris chez le mâle. Les femelles ainsi obtenues sont mises en bonnette de ponte (Fig.:1) d'un diamètre de 10 cm et d'une hauteur de 16 cm, contenant une bande de papier cannelé servant de support de ponte et un flacon muni d'un tampon de coton imbibé d'eau sucrée à 10%. Les femelles déposent leurs oeufs en général dans les creux du papier cannelé; il arrive que la ponte soit collée, soit sur la face plane du papier cannelé, soit directement sur la boîte de ponte en plastique.

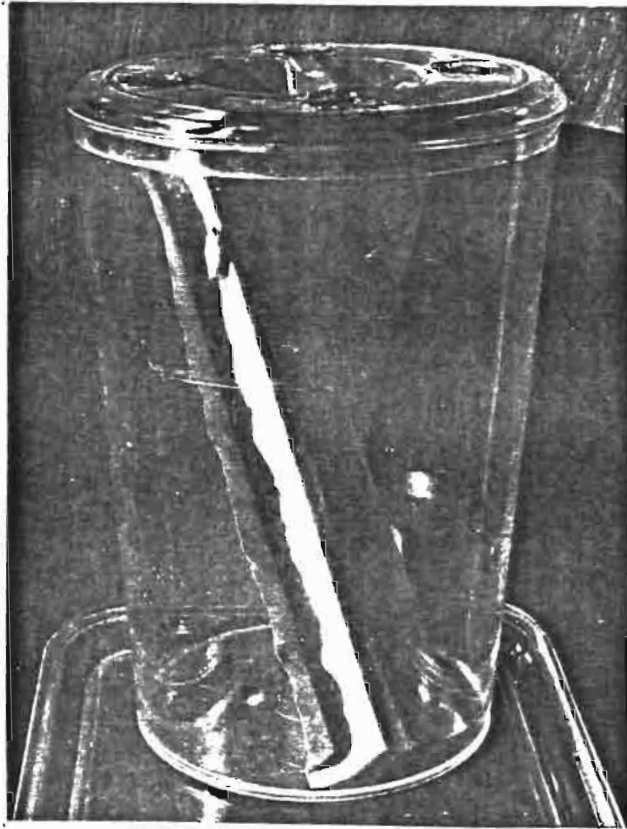


Fig.1 : Bonnette de  
ponte

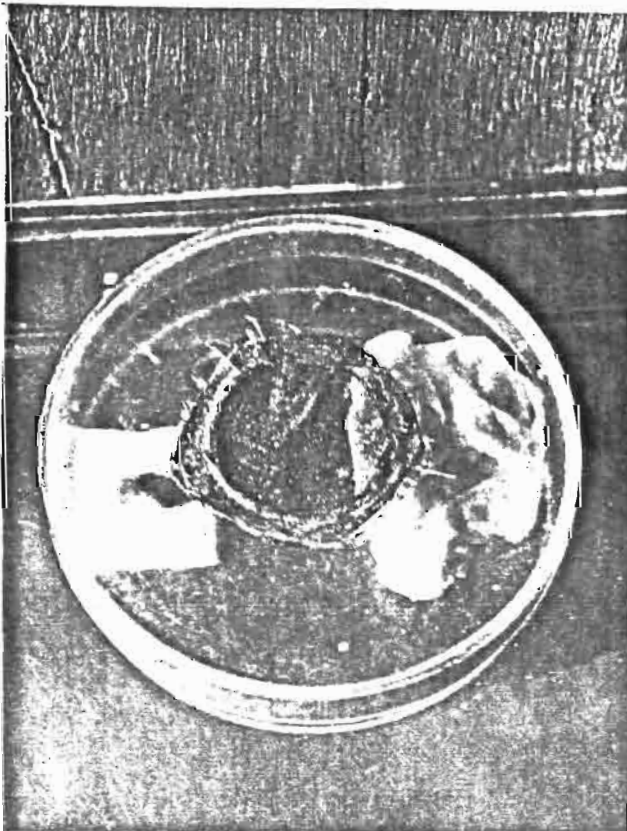


Fig.2 : Boîte d'incu-  
bation

1.12- Obtention de la souche de T. thestor NIXON

T.thestor NIXON est un parasite d'oeufs, phorétique, de S.melanoclista. Ainsi nous pouvons obtenir T.thestor soit en récoltant dans les rizières les pontes de S.melanoclista comportant des oeufs déjà parasités, soit en capturant au piège lumineux les femelles de S.melanoclista qui hébergent souvent des femelles de T.thestor; ce phénomène de phorésie est fréquent chez les Scélionides (BERNARD, 1951 in Grassé). Il existe un dimorphisme sexuel chez les adultes du parasite : la femelle est de coloration plus sombre que le mâle, son abdomen est plus allongé, ses antennes ont onze articles au lieu de douze, chez le mâle.

1.2- CONDITIONS D'ELEVAGE

1.21- Elevage de S.melanoclista

Les pontes obtenues à partir des femelles capturées au piège lumineux ou celles récoltées directement dans les rizières, sont mises dans une boîte (diamètre: 5 cm, hauteur: 1,5 cm) grillagée, contenant un tampon d'ouate imbibée d'eau (Fig.:2). Dans les conditions ambiantes de température (moyenne maximale: 28°C, moyenne minimale: 22°C) et d'hygrométrie (de 85 à 95%), la période d'incubation est de 8 à 9 jours.

L'élevage des larves est conduit uniquement sur les plantules du riz, car aucun milieu d'élevage artificiel n'a donné satisfaction. Les plantules de riz sont repiquées par poquet de trois tiges, espacé les uns des autres (de 90 cm, <sup>? ou 9 cm?</sup>) dans les bacs en plastique (dimensions: 60 cm x 40 cm x 20 cm)

ou dans les pots en terre cuite de 20 cm de diamètre. Ces bacs de riz sont mis chacun dans une enceinte grillagée ( Fig.: 3), et le tout est placé en plein air; la température moyenne maximale est de 30° C, celle minimale de 20° C et l'hygrométrie varie de 70 à 90 %.

Les larves néonates sont déposées sur les feuilles de riz. Selon le but de chaque expérience, nous plaçons de 2 à 5 larves par touffe de riz; le stade phénologique de la plante est alors précisé.

Pour étudier le comportement de ponte des femelles de S.melanoclista, celles-ci sont libérées dans une enceinte grillagée contenant des pots de riz de différentes variétés ou à différents stades phénologiques (Fig.: 4).

#### 1.22- Elevage de T.thestor ~~NIXON~~

Les pontes de S.melanoclista parasitées sont mises dans des boîtes (Fig.:2) contenant un tampon d'ouate imbibée d'eau. Dans les conditions connues de température (moyenne maximale: 28° C ,moyenne minimale: 22° C) et d'hygrométrie de 85 à 95% . L'émergence des parasites adultes a lieu 12 ou 13 jours après la ponte; il y a donc un décalage de quatre jours par rapport à l'incubation des larves de S.melanoclista.

Les adultes de T.thestor sont nourris d'eau miellée à 10% , imbibant un petit tampon d'ouate. Il sont soit isolés avant ou après l'accouplement, soit groupés et mis ensuite dans les boîtes cubiques de 2 cm d'arête (Fig.:5) suivant le but de chaque expérience.

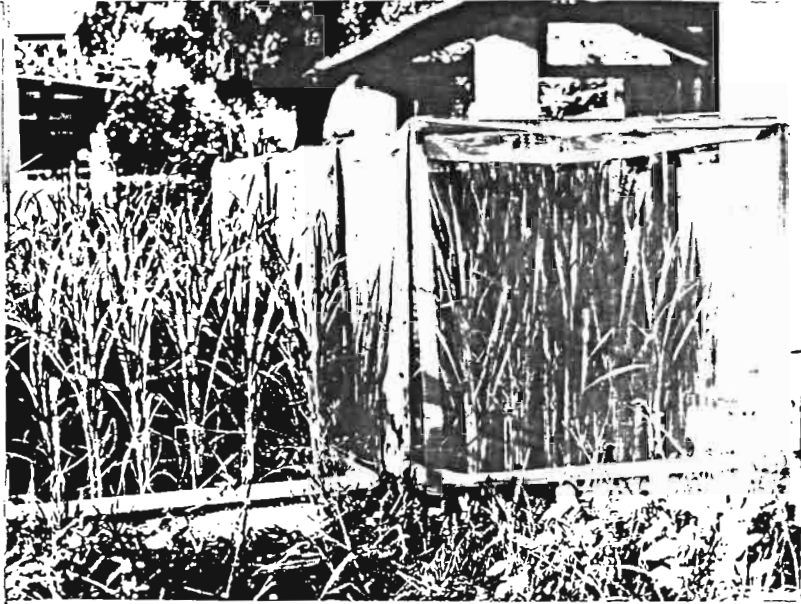


Fig.3 : Bacs de riz

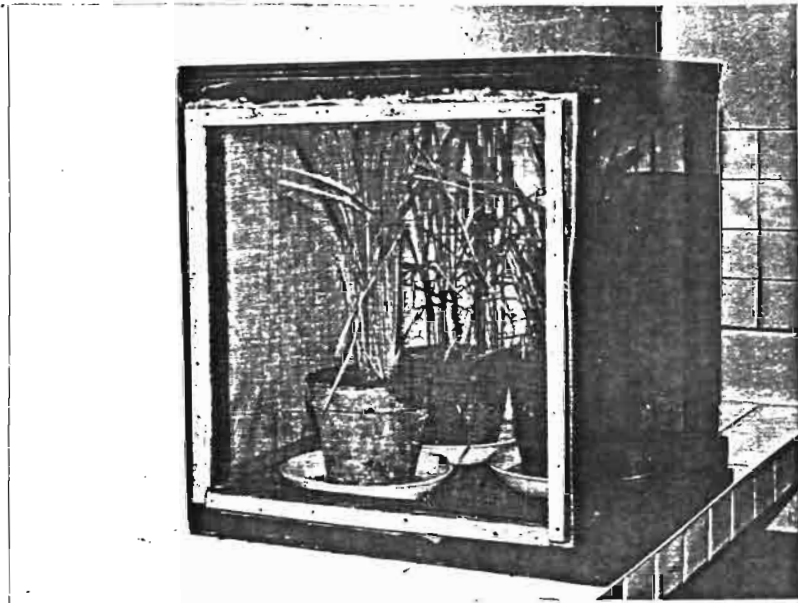


Fig.4 : Enceinte grillagée contenant des pots de riz

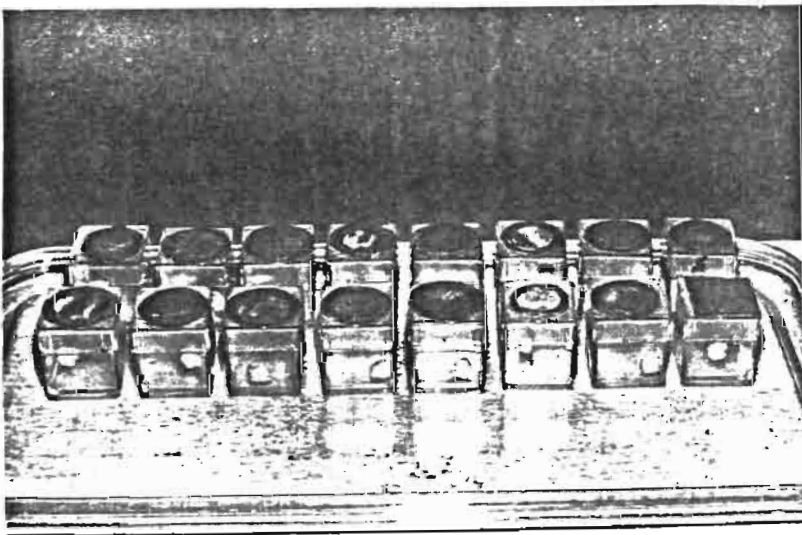


Fig.5 : Boîte d'élevage de T.thestor

### 1.3- METHODES D'ETUDES MORPHOLOGIQUES

La description de la morphologie de l'adulte, de la larve, de la nymphe de S.melanoclista, et celle de l'adulte, de la nymphe de T.thestor sont faites sous loupe binoculaire sans préparation préalable.

Pour l'étude de la nervation alaire, les ailes sont détachées à leur base, puis posées sur une lame de verre pour enlever les écailles avec un pinceau souple et un peu de benzène. On monte ensuite les ailes préparées entre lame et lamelle. Les ailes postérieures sont repliées et fragiles; avant d'enlever les écailles, il vaut mieux les étaler soigneusement dans l'alcool à 95° afin de les empêcher de se replier à nouveau.

Pour étudier les genitalia, l'extrémité de l'abdomen est sectionnée au niveau du 7ème segment, puis placée dans la potasse à 10% et chauffée à feu doux jusqu'au moment où le tégument devient transparent. Après rinçage à l'eau distillée, on extrait les genitalia puis on les colore au noir chlorazol, selon la technique de J.CARAYON (1969).

Pour l'étude de la chétotaxie larvaire, les organes internes de la larve sont enlevés par une fente longitudinale pratiquée au milieu de la face ventrale depuis le prothorax jusqu'à l'extrémité de l'abdomen de la chenille; cette dernière est soumise ensuite <sup>à l'usage de la</sup> au potassage à froid et à la coloration au noir chlorazol.

Pour l'étude de la morphologie de l'oeuf et des larves des différents stades de T.thestor, nous avons procédé

comme suit: après avoir été prélevé dans l'oeuf-hôte, l'oeuf de T.thestor est coloré directement dans le noir chlorazol et monté entre lame et lamelle; de même après avoir été prélevées de l'oeuf-hôte, les larves de T.thestor, des différents stades, sont écrasées entre lame et lamelle avant d'être potassées à froid et colorées au noir chlorazol. L'étude de la chétotaxie larvaire de S.melanoclista et de la morphologie de l'oeuf et des larves des différents stades de T.thestor est faite au microscope.

#### 1.4- DISCUSSIONS

L'obtention de la souche de S.melanoclista par piégeage lumineux nous a donné entière satisfaction. Nous avons aussi essayé d'obtenir des larves dans la nature par dissection des tiges de riz; cette méthode est moins satisfaisante, car les larves âgées privées de leur fourreau protecteur ont des difficultés pour pénétrer dans une nouvelle tige de riz.

L'obtention de la souche de T.thestor par l'intermédiaire des femelles de S.melanoclista capturées au piège lumineux, ou à partir des pontes récoltées dans les rizières, ne pose pas de problème particulier.

Les conditions d'élevage sont les conditions ambiantes de température et d'hygrométrie; en effet le fonctionnement des cellules d'élevage ne fut pas satisfaisant, ce qui a limité certaines de nos expériences sur l'influence de la température et de l'hygrométrie sur la biologie de ces insectes.

Nos recherches d'un milieu d'élevage artificiel efficace n'ont pas abouti, ce qui nous a obligé à conduire nos élevages uniquement sur riz; il a été alors difficile, dans ces conditions, de déterminer avec certitude le nombre exact des stades larvaires, la durée de chaque stade et le taux de mortalité larvaire.

## CHAPITRE II

### MORPHOLOGIE DE SCIRPOPHAGA MELANOCLISTA

C'est un Lépidoptère appartenant à la famille des Pyralidae et à la sous famille des Schoenobiinae

#### 2.1- MORPHOLOGIE DES IMAGOS

##### 2.11- MORPHOLOGIE GENERALE (Fig.: 6 et 7)

Papillon blanc satiné, aux ailes repliées en toit au repos. Des écailles brun-gris satiné parsèment la face inférieure des ailes chez le mâle. Palpes labiaux grêles, redressés; yeux volumineux.

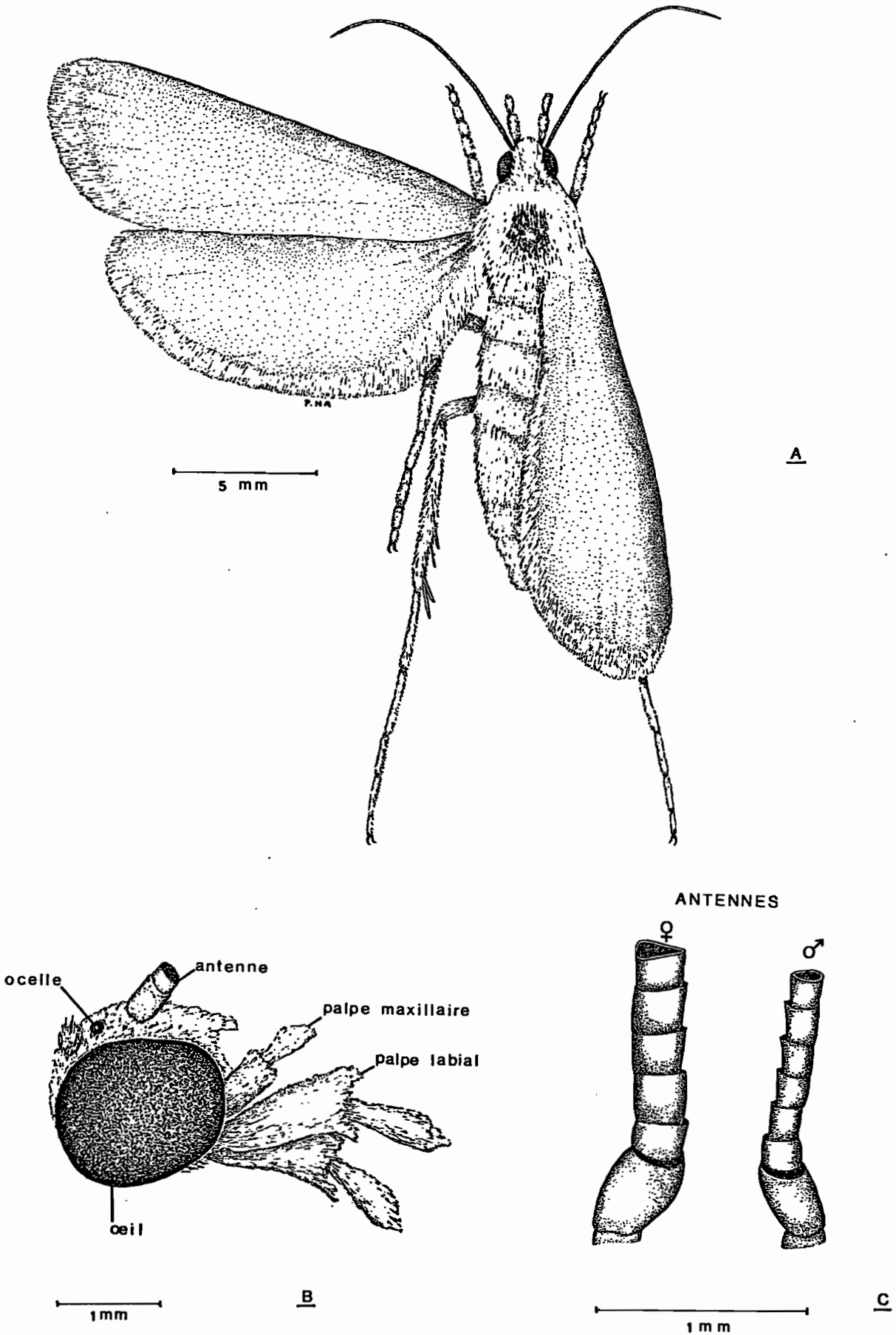
Envergure du mâle: 20 à 24 mm; de la femelle: 24 à 34 mm

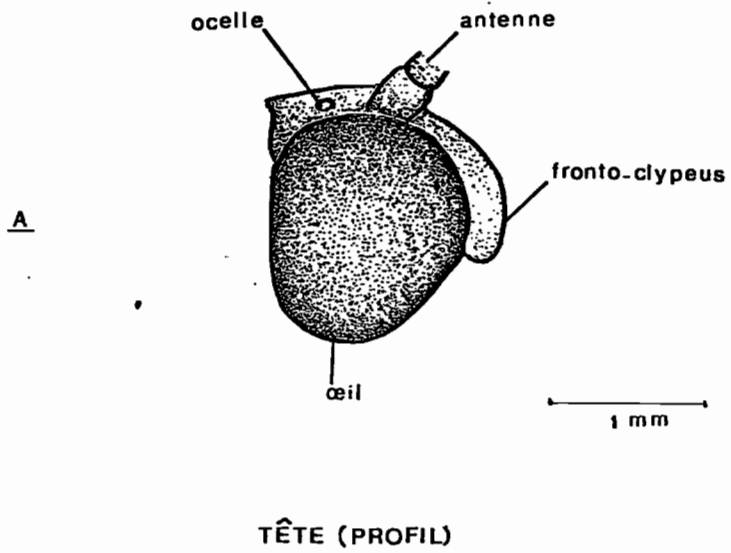
Longueur du mâle: 11 à 13 mm; de la femelle: 13 à 18 mm

##### Tête (Fig.: 6B et 7A)

Epicrâne proéminent. Fronto-clypéus très proéminent, son bord antérieur arrondi. De profil, l'épicrâne est séparé du fronto-clypéus par une légère dépression. Yeux volumineux occupant presque entièrement les côtés de la tête. Antennes sétiformes, pourvues de soies et recouvertes d'écailles blanc

Fig.6 : S. melanoclista mâle





EXTREMITÉ DES ABDOMENS

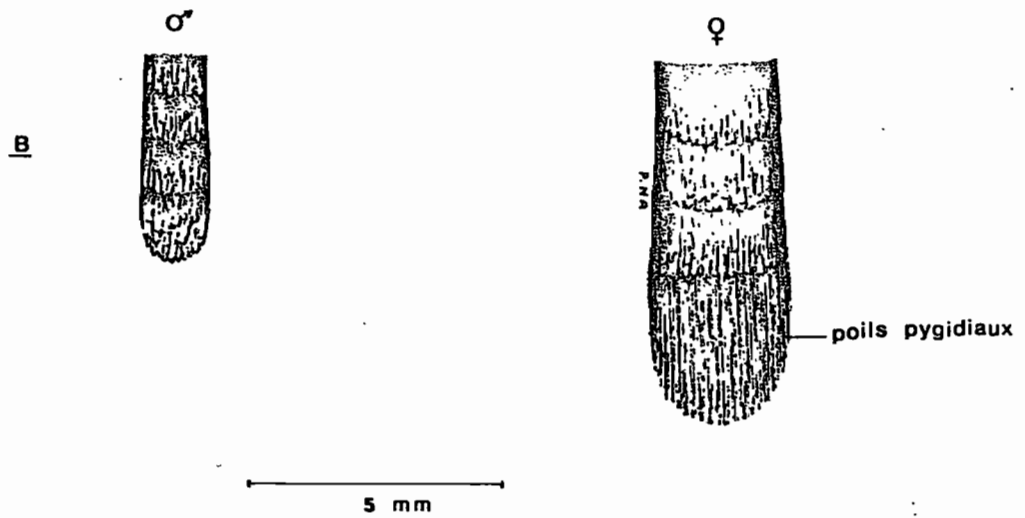


Fig.7 : Tête et extrémité des abdomens

satiné. Deux ocelles latéraux situés sur le vertex en arrière de la base des antennes. Deux saillies sétigères subcirculaires situées en arrière des ocelles portent de petites écailles dressées et disposées de manière à former, autour de chacune des soies, une sorte de manchon cylindrique. Les palpes labiaux sont beaucoup plus grands que les palpes maxillaires.

Thorax:

Thorax blanc, écailles petites et clairsemées à la partie médiane, s'enlevant facilement et découvrant une zone noire, lisse, plus ou moins étendue.

Ailes:

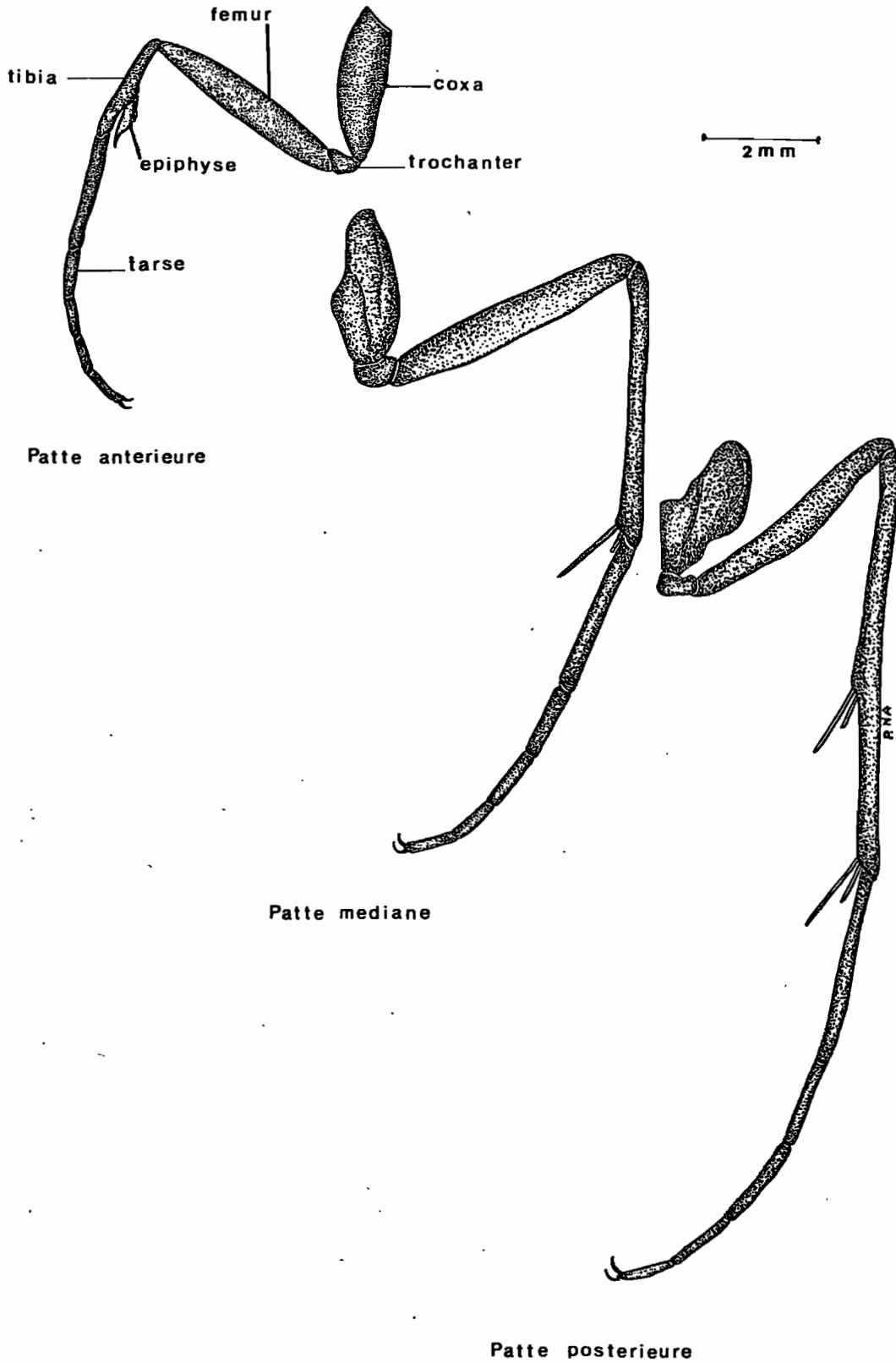
Ailes subtriangulaires, sans dessin, couvertes d'écailles blanc satiné à la face supérieure (et brun-gris satiné à la face inférieure chez le mâle seulement). Cette couleur est moins marquée sur les ailes postérieures. Franges de longueur moyenne, assez denses, se détachant facilement. Frein simple chez le mâle et double chez la femelle. Rétinacle, formé par un groupe de fines et longues écailles, situées au voisinage du bord postérieur de la cellule discoïdale des ailes antérieures.

Pattes (Fig.: 8)

Pattes blanches, très rapprochées à leur base, tarsi et éperons légèrement gris brun. Cette couleur est plus marquée sur les pattes antérieures que sur les pattes médianes et postérieures.

Pattes antérieures: Coxa grosse, légèrement plus courte

Fig.8 : Les pattes



que le fémur. Tibia court, égal à la moitié du fémur et aux deux tiers du premier article tarsale. Ce dernier est presque trois fois plus long que les quatre derniers articles qui sont subégaux. Epiphyse inféro-interne pointue, longue et poilue, partant du milieu du tibia et dépassant ce dernier. Chez le mâle, la face ventrale des pattes antérieures est recouverte d'écailles brun gris satiné, tandis que leur face dorsale est recouverte d'écailles blanc satiné. Chez la femelle, seulement la partie inféro externe du fémur, la face ventrale du tibia et du tarse sont recouvertes d'écailles brun gris satiné.

Pattes médianes : Coxa élargie. Fémur aussi long que le tibia. Tibia portant une paire d'éperons à son extrémité distale. Ces deux éperons sont de longueurs inégales, l'interne étant le plus long. Le premier article tarsal est deux fois plus long que les quatre derniers qui sont subégaux. Les pattes médianes sont couvertes d'écailles blanc satiné à l'exception de quelques écailles brunes sur le tarse et les éperons.

Pattes postérieures : Coxa élargie. Le tibia est une fois et demi plus long que le fémur et le premier article tarsal. Ce dernier est deux fois plus long que les quatre derniers articles tarsaux, subégaux. Le tibia porte deux paires d'éperons dont l'une est terminale et l'autre placée au tiers distal. Les deux éperons d'une même paire sont de longueurs inégales, l'interne étant le plus long. Les pattes postérieures sont couvertes d'écailles blanc satiné; à l'exception de quelques écailles brun gris sur le tarse et les éperons de la femelle.

Abdomen (Fig.:7 B)

Abdomen cylindrique, de coloration légèrement brunâtre, avec quelques écailles jaunes à la face dorsale des premiers segments. Chez la femelle, à l'extrémité postérieure, se trouve une touffe de poils pygidiaux détachés au moment de la ponte, pour couvrir les oeufs. Chez le mâle, l'extrémité de l'abdomen est couvert uniquement d'écailles.

2.12- NERVATION ALAIRE ET GENITALIA MALE ET FEMELLE

L'étude de la nervation alaire, et celle de l'armature génitale des Lépidoptères sont utilisées en systématique. Selon BOURGOGNE (1951) in Grassé, l'étude des genitalia mâles prend une place de plus en plus grande en systématique. A l'intérieur de l'ordre, la variabilité des pièces de cette armature est considérable, et leurs caractères, relativement très constants dans une même unité spécifique, ont une valeur de premier ordre pour la définition des espèces; on les utilise également pour préciser les limites des groupes.

2.121- Description de la nervation alaire

2.1211- Ailes antérieures (Fig.:9A)

Elles sont presque trois fois plus longues que larges.

- La sous-costale (Sc), ou seconde nervure de l'aile, est libre et atteint le bord antérieur de l'aile.
- La cellule discoïdale, grande, allongée, fermée, occupe la portion médiane de l'aile, il en part la plupart des nervures marginales, les radiales (R), les médianes (M) et les

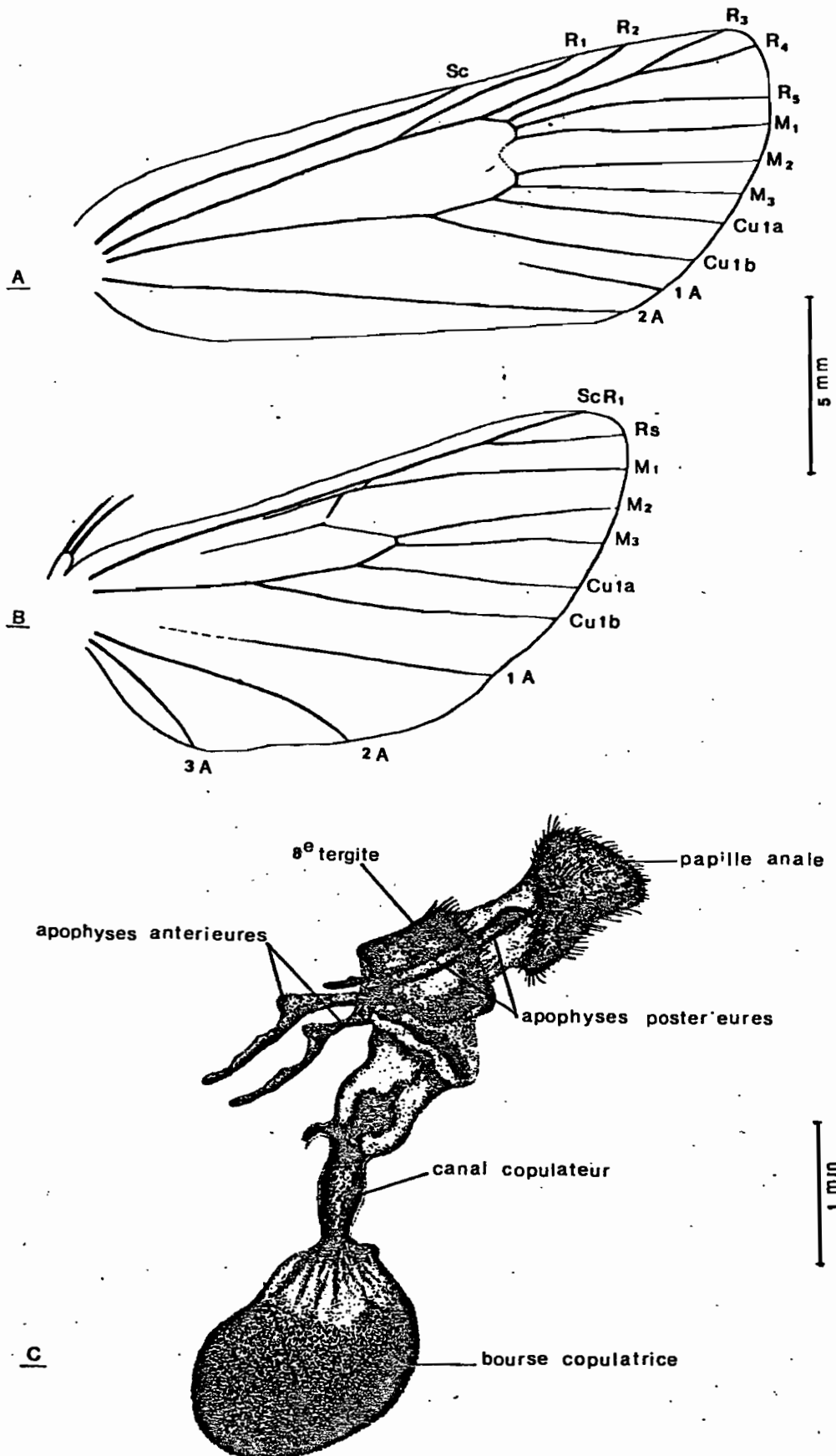


Fig.9 : Nervation alaire et genitalia femelle

cubitales (Cu).

- La radiale (R), ou troisième nervure et son secteur radial comportent cinq branches:  $R_1$ ,  $R_2$ ,  $R_3$ ,  $R_4$ ,  $R_5$ .  $R_1$  part du bord antérieur de la cellule et atteint le bord antérieur de l'aile;  $R_2$  et  $R_5$  sont libres et atteignent l'apex de l'aile;  $R_3$  et  $R_4$  sont tigées et atteignent aussi l'apex de l'aile.
- La médiane (M) ou quatrième nervure, comporte trois branches:  $M_1$ ,  $M_2$ ,  $M_3$ .
- La cubitale (Cu) ou cinquième nervure, forme la fourche classique: Cu1a et Cu1b.
- Les anales (A) sont au nombre de deux (1A et 2A), la base de 1A étant évanescence.

#### 2.1212- Ailes postérieures (Fig.:9B)

Les ailes postérieures sont deux fois plus longues que larges. A la base et au bord antérieur de l'aile existe un dispositif de couplage des ailes comportant un frein chez le mâle et deux freins chez la femelle. TRAN VINH LIEM (1977) a observé trois freins chez la femelle. Ce caractère est sujet à une faible variation: sur 50 femelles observées, deux femelles seulement possèdent trois freins. On observe que:

- Sc et  $R_1$  sont confluentes et atteignent ensemble le bord antérieur de l'aile.
- Le secteur radial (SR) branché sur la Sc $R_1$ , atteint l'apex de l'aile.
- La médiane est formée de trois branches libres:  $M_1$ ,  $M_2$ ,  $M_3$ .
- La cubitale se compose de deux branches habituelles: Cu1a

et Cu1b.

- Les anales sont au nombre de trois, 1A étant évanescence à la base comme dans l'aile antérieure.

## 2.122- Description des genitalia

### 2.1221- Genitalia mâles (Fig.: 10)

Le genitalia mâle est constitué de plusieurs pièces dont la nomenclature peut varier d'un auteur à l'autre (les auteurs anglosaxons utilisent parfois des termes différents).

Le 9 ème tergite abdominal est appelé tegument; de forme trapézoïdale, il se compose de trois sclérites dont le médian est triangulaire et les latéraux trapézoïdaux.

Deux grands appendices latéraux mobiles, sclérifiés, portent de nombreuses soies: ce sont des valves, articulées sur le bord postérieur du tegument. A la base s'articulent deux valvules portant une tache centrale et de nombreuses longues soies basales.

Le 9 ème sternite est appelé vinculum ou cingula, il forme en avant des valves un anneau incomplet dont le diamètre égale la largeur de la base des valves. Il présente dans sa partie inférieure une protubérance (apophyse) appelée sacculus, légèrement sclérifiée.

Le 10ème tergite est appelé l'uncus. Il est formé d'une seule pièce, glabre, droite et légèrement recourbée à son extrémité.

Le 10 ème sternite est appelé gnathos; face à l'uncus.

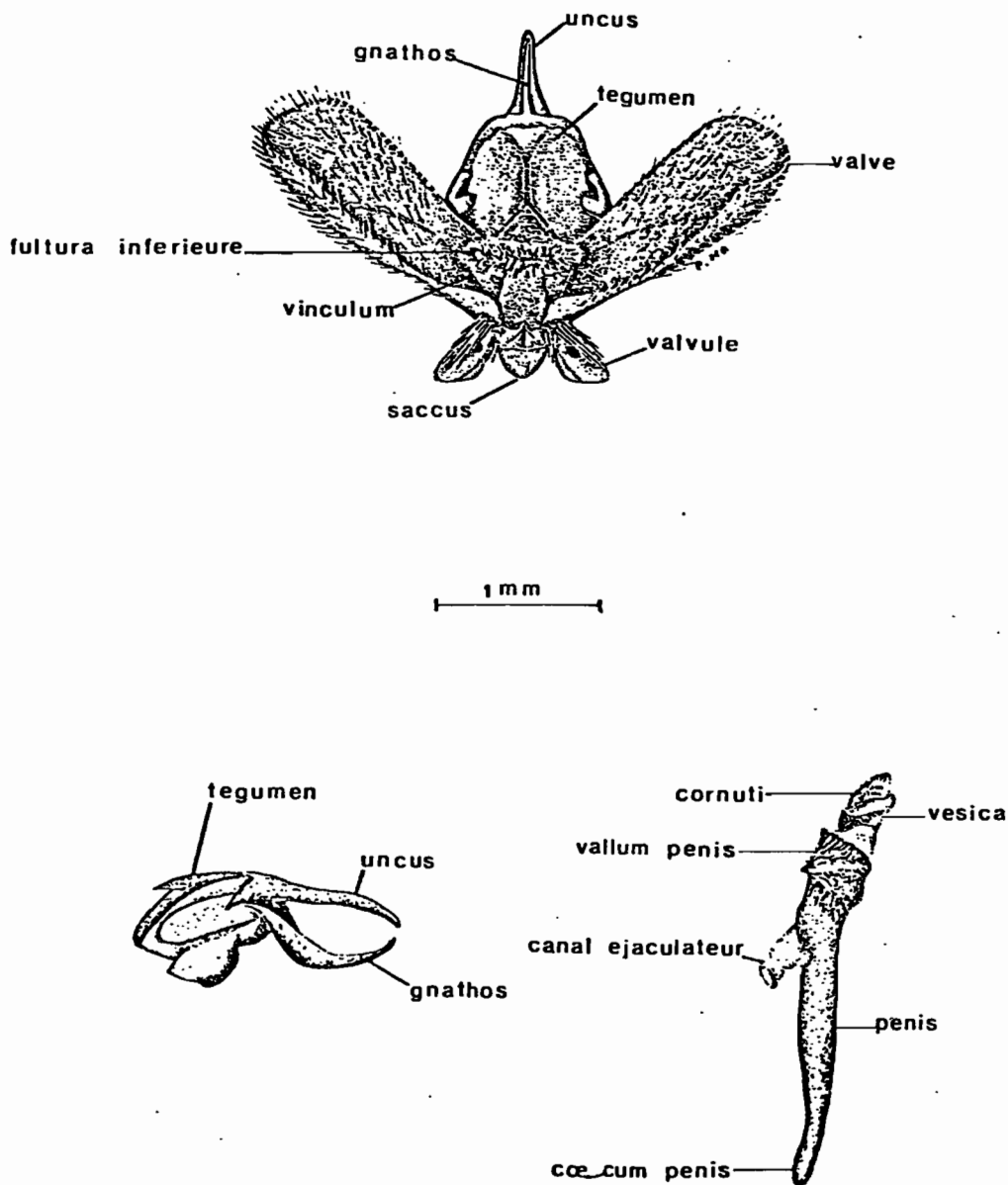


Fig.10 : Genitalia mâle

il forme avec ce dernier une sorte de pince articulée. Il est aussi long mais plus recourbé que l'uncus.

La membrane reliant les 9<sup>ème</sup> et 10<sup>ème</sup> segments abdominaux peut porter trois noms: diaphragme sclérifié (Grassé), fultura inférieure (Grassé, Bleszynski) ou juxta (auteurs britanniques). Elle est très sclérifiée et munie de nombreuses épines pointues appelées cornuti.

Le pénis ou aedeagus est régulièrement sclérifié et légèrement moins long que la distance séparant l'extrémité des valves de la base des saccus; il présente un canal éjaculateur et un renflement basal que l'on appelle coecum penis. Le tégument du diaphragme sclérifié s'invagine autour du pénis en formant un bourrelet circulaire appelé vallum penis qui possède de longs cornuti. Le pénis est évaginable dans un tube membraneux appelé vesica ou endophallus (Snodgrass) qui possède de fins cornuti à son extrémité, et un large sclérite et des petites taches sclérifiées, irrégulières sur la paroi.

#### 2.1222- Genitalia femelles (Fig.:9C)

Au milieu du 9<sup>ème</sup> tergite abdominal, on observe deux plaques sclérifiées, appelées papilles anales. Elles sont triangulaires, et entièrement recouvertes de longs poils.

Le 8<sup>ème</sup> tergite abdominal, peu sclérifié, ne possède des poils qu'au bord postérieur, d'où partent deux longues tiges fines, appelées apophyses antérieures, légèrement recourbées et élargies en leur milieu, deux fois plus longues que le 8<sup>ème</sup> tergite abdominal. Les apophyses postérieures,

droites, plus fines et aussi longues que les précédentes, partent du bord antérieur des papilles anales.

Le canal copulateur est long, sclérifié; il se renfle en cloche à sa partie terminale. La bourse copulatrice est dépourvue de signum et bien distincte du canal copulateur; elle est arrondie et sclérifiée avec de petites punctuations régulièrement réparties sur toute la paroi, sauf sur la portion supérieure.

## 2.2- MORPHOLOGIE DE LA PONTE ET DE L'OEUF (Fig.:11)

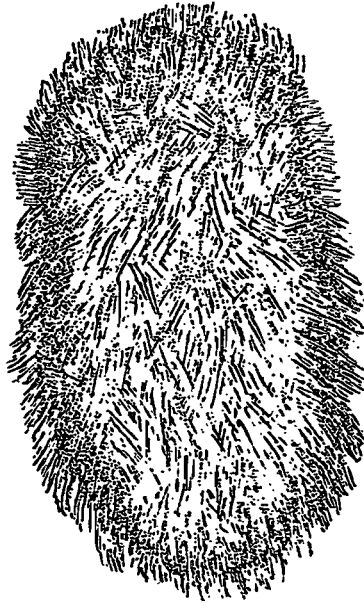
### - PONTE :

Elle se présente sous forme d'un amas duveteux brun clair, collé soit sur la face supérieure, soit sur la face inférieure de la feuille de riz. Ces amas compacts peuvent atteindre une dimension de 18mm de long et 5mm de large. Leurs dimensions moyennes sont pour la longueur: 10mm, la largeur: 4mm et l'épaisseur: 2mm. Au Cameroun, DESCAMPS (1956) a observé des pontes de 30 à 40 cm de longueur. La plus grande ponte que nous ayons observé, comportait jusqu'à 191 oeufs; le plus fréquemment, les pontes sont constituées, en moyenne, d'une centaine d'oeufs. Les oeufs sont imbriqués et disposés, en général, sur deux ou trois épaisseurs, au sein d'un amas de poils.

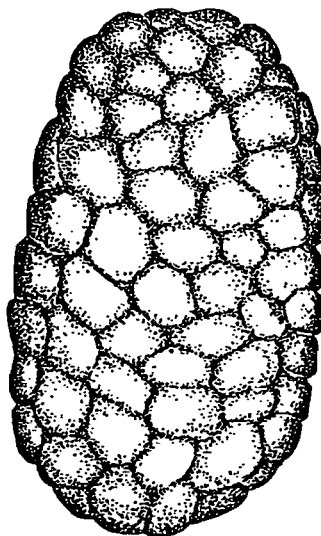
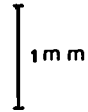
### - OEUF :

Il est en forme de lentille biconvexe. Dimensions : diamètre, 0,8mm à 1mm ; épaisseur, 0,3mm à 0,4mm. A la ponte, la coloration est légèrement jaune clair; elle devient par

Fig.11 : Ponte de S. melanoclista



Ponte avec poils pygidiaux



Même ponte sans poils pygidiaux

la suite grisâtre à l'approche de l'éclosion. Le chorion est dépourvu d'ornementations.

### 2.3- MORPHOLOGIE DE LA LARVE

#### 2.31- MORPHOLOGIE GENERALE(Fig.: 12)

Les chenilles néonates sont de coloration gris foncé devenant ensuite ocre ter<sup>me</sup>; elles sont couvertes de courtes spinules tapissant uniformément tout le tégument. Le vaisseau dorsal est visible par tra<sup>n</sup>sparence et forme une ligne foncée longitudinale et médio-dorsale.

La tête est globuleuse, orthognathe, roux testacé clair. Le labre est roux, les mandibules brunes à cinq dents distinctes dont les trois inférieures sont pointues; les antennes et les palpes sont blanchâtres. Il y a cinq stemmates, disposés en arc de cercle et un sixième situé légèrement en avant.

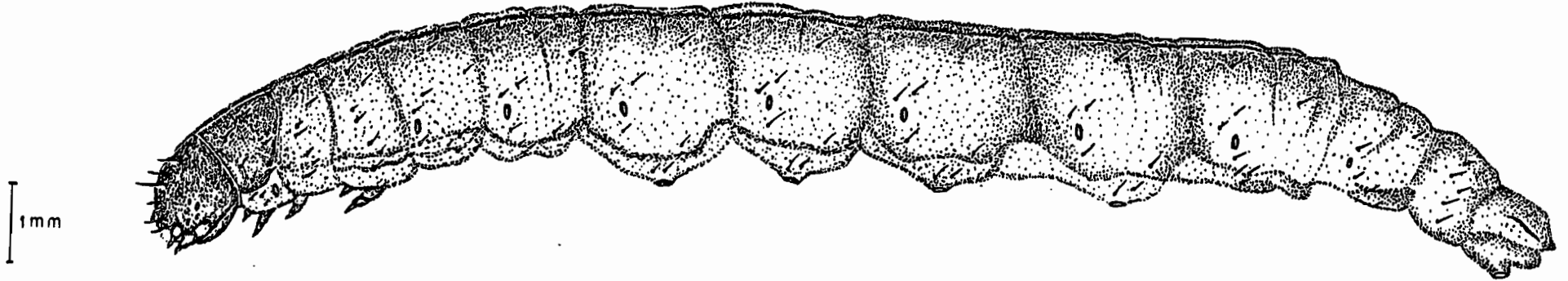
La plaque prothoracique est de même coloration que la tête, occupant dorsalement toute la longueur du prothorax; elle est divisée par une ligne médiane.

Le stigmate prothoracique est légèrement plus grand que les stigmates abdominaux. Il sont tous ovales et de coloration roux testacé.

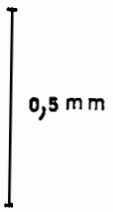
L'écusson anal n'est pas sclérifié et porte deux lignes longitudinales brunes caractéristiques, bien visibles chez la jeune chenille.

Les fausses pattes abdominales sont du type coronate;

FIG.12 : CHENILLE DE S. MELANOCLISTA



- 27 -



FAUSSE PATTE ABDOMINALE



FAUSSE PATTE ANALE

et les anales sont du type semi-coronate, ouvertes vers l'extrémité postérieure. Toutes portent une seule rangée de crochets inégaux, courbés vers l'extérieur.

## 2.32- CHETOTAXIE LARVAIRE (Fig.:13)

Le tégument larvaire porte toujours un certain nombre de soies sensorielles, dont la distribution, sur la tête et les segments, est de plus en plus utilisée en systématique.

Selon BOURGOGNE (1951) in Grassé, on distingue chez les chenilles 3 sortes de soies:

1- Les soies primaires, en nombre limité, qui sont présentes au 1<sup>er</sup> stade larvaire dans toutes les familles, des plus primitives aux plus évoluées ( exception faite des Micropterygidae...insectes classés, d'ailleurs, par certains auteurs, hors des Lépidoptères !);

2- Les soies subprimaires, très peu nombreuses, qui n'apparaissent qu'à l'un des stades suivants, et qui occupent, comme les précédentes, des emplacements déterminés;

3- Les soies secondaires ou poils, en nombre variable, parfois très nombreuses, et sans emplacements définis.

Les soies primaires et subprimaires, seules utilisées dans les travaux de chétotaxie, ont été désignées, suivant les auteurs, par des lettres, grecques ou latines, par des chiffres, ou les deux ensemble.

Pour l'étude de la chétotaxie des larves de S.mela-

noclista, nous utilisons des chenilles de 5<sup>ème</sup> stade, pour avoir à la fois des soies primaires et subprimaires; et nous adoptons le système de désignation de HINTON (1946) qui utilise à la fois les lettres et les chiffres, c'est le système le plus récent.

2.321- Chétotaxie de la tête:

La capsule céphalique porte vingt deux paires de soies, parmi lesquelles il y a dix sept paires de soies longues et cinq paires de soies courtes.

- Soies longues :

- Groupe adfrontal ( $af_1$ ,  $af_2$ ) situé sur le sclérite adfrontal. Entre  $af_1$  et  $af_2$ , il existe des organes campaniformes.

- Groupe frontal ( $f_1$ ) situé sur le clypeus; les organes campaniformes se trouvent à la partie inférieure et médiane du clypeus.

- Groupe antéclypéal ( $c_1$ ,  $c_2$ ) situé sur l'anteclypeus.

- Groupe antérieur ( $a_1$ ,  $a_2$ ,  $a_3$ ) situé sur la joue; un organe campaniforme se trouve entre  $a_2$  et  $p_1$ .

- Groupe oculaire ( $o_1$ ,  $o_2$ ,  $o_3$ ) situé sur la joue et la post joue.

- Groupe suboculaire ( $so_1$ ,  $so_2$ ,  $so_3$ ) situé sur la post joue; un organe campaniforme se trouve entre  $so_2$  et  $so_3$ .

- Groupe latéral ( $L_1$ ) et groupe postérieur ( $p_1$ ,  $p_2$ ), situés sur l'épicrâne; il y existe trois organes campaniformes: un au dessus de  $L_1$ , un entre  $L_1$  et  $p_1$ , et un troisième

Fig.13 : Chétotaxie larvaire de S. melanoclista

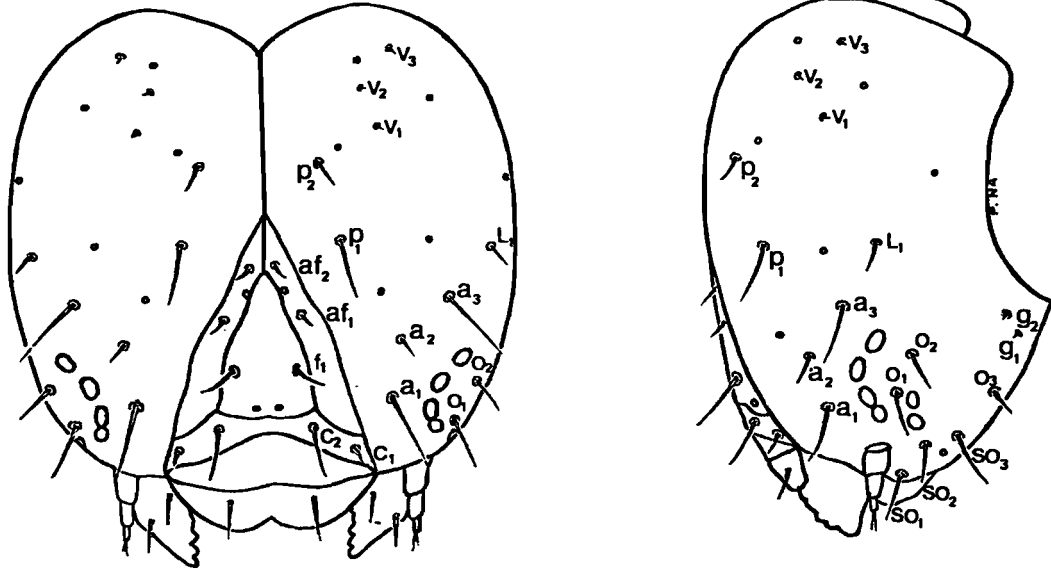


FIG: Tête

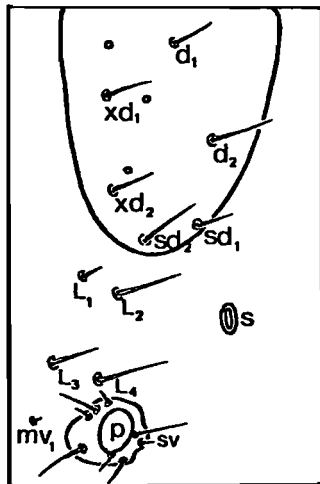


FIG: Prothorax

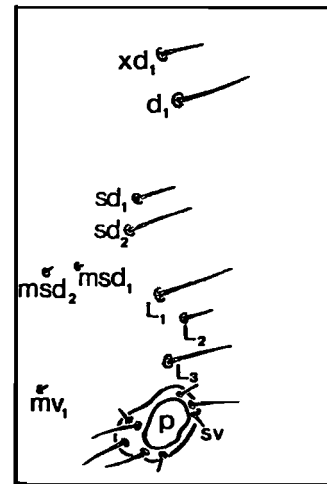
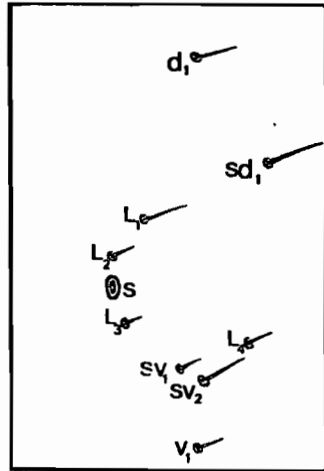
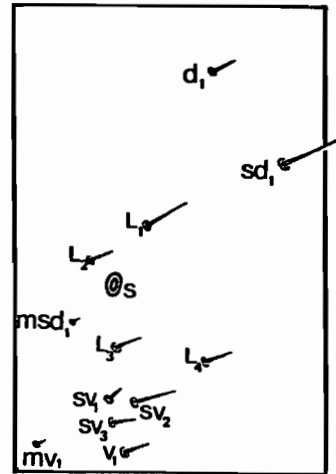


FIG: Mesothorax

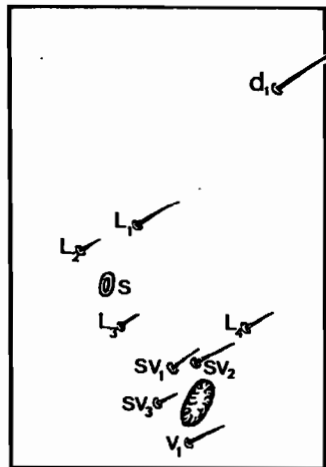
Segments abdominaux



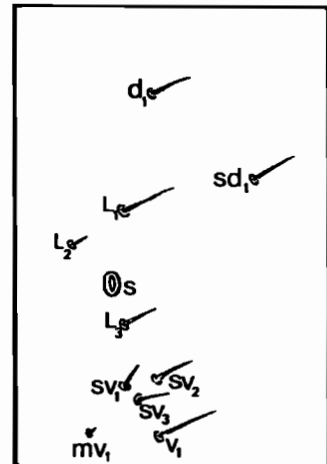
1<sup>er</sup> seg



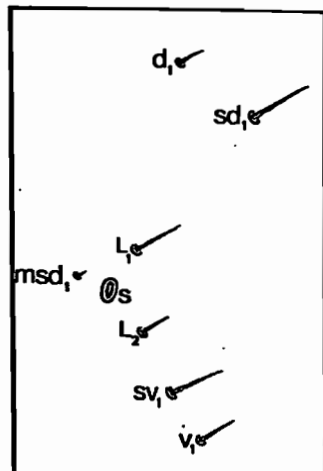
2<sup>e</sup> seg



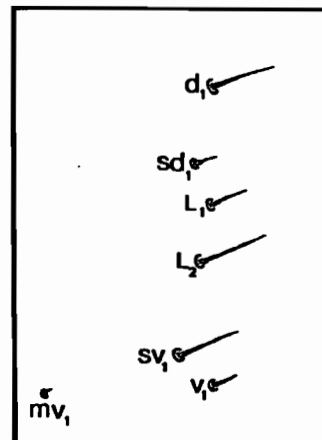
3<sup>e</sup> seg



7<sup>e</sup> seg



8<sup>e</sup> seg



9<sup>e</sup> seg

au dessus de  $p_2$  .

- Soies courtes ou soies microscopiques:

- Groupe vertical ( $v_1, v_2, v_3$ ) situé sur l'épicrâne; il existe deux organes campaniformes: un entre  $v_1$  et  $v_3$ , et un autre entre  $v_2$  et  $v_3$ .

- Groupe géral ( $g_1, g_2$ ) situé sur la post joue.

### 2.322- Chétotaxie des segments:

La chétotaxie des segments se compose aussi de soies longues et de soies microscopiques; ces dernières sont localisées au voisinage des bords antérieurs et postérieurs des segments, c'est-à-dire sur les parties qui se trouvent en contact avec un segment voisin. La chétotaxie des segments chez la larve de S.melanoclista est particulièrement difficile à observer, ceci est dû à l'absence des plaques scléifiées au niveau de la racine des soies.

- Prothorax:

- Soies longues:

- Groupe antéro-dorsal ( $xd_1, xd_2$ ), situé à la partie antérieure de la plaque prothoracique.

- Groupe dorsal ( $d_1, d_2$ ), situé à la partie postérieure de la plaque prothoracique.

- Groupe subdorsal ( $sd_1, sd_2$ ), situé à la base de la plaque prothoracique.

- Groupe latéral ( $L_1, L_2, L_3, L_4$ ), situé à la par-

tié antérieure du stigmate.

- Groupe subventral (sv) se composant de 8 soies situées autour de la patte prothoracique.

- Les soies ventrales sont absentes.

- Soies microscopiques:

Il n'existe qu'une seule soie microscopique faisant partie du groupe ventral ( $mv_1$ ), située en avant de la patte prothoracique.

Sur la plaque prothoracique il existe trois organes campaniformes se localisant à la partie antérieure.

- Mésothorax:

- Soies longues:

- Groupe antéro-dorsal ( $xd_1$ ) et groupe dorsal ( $d_1$ ), se composant chacun d'une seule soie.

- Groupe subdorsal ( $sd_1, sd_2$ ) se composant de deux soies.

- Groupe latéral ( $L_1, L_2, L_3$ ) à trois soies, se localisant au dessus de la patte mésothoracique.

- Groupe subventral (sv) se composant de huit soies, situées autour de la patte thoracique.

- Soies microscopiques:

- Groupe subdorsal ( $msd_1, msd_2$ ) situé en avant et au dessus du groupe latéral.

- Groupe ventral ( $mv_1$ ), situé en avant de la patte mésothoracique.

- Métathorax:

La chétotaxie est la même que celle du mésothorax.

- 1<sup>er</sup> segment abdominal:

- Soies longues:

- Groupe dorsal ( $d_1$ ) et groupe subdorsal ( $sd_1$ ) se composant chacun d'une seule soie.

- Groupe latéral ( $L_1, L_2, L_3, L_4$ ) à quatre soies, réparties comme suit: deux au dessus et deux au dessous du stigmate.

- Groupe subventral ( $sv_1, sv_2$ ) et groupe ventral ( $v_1$ ) se localisant au milieu du segment.

- Soies microscopiques:

Il n'y a pas de soies microscopiques sur ce premier segment.

- 2<sup>ème</sup> segment abdominal:

- Soies longues:

- Groupe dorsal ( $d_1$ ) et groupe subdorsal ( $sd_1$ ) se composant chacun d'une seule soie.

- Groupe latéral ( $L_1, L_2, L_3, L_4$ ) à quatre soies, se localisant deux au dessus et deux au dessous du stigmate.

- Groupe subventral ( $sv_1, sv_2, sv_3$ ) à trois soies, groupées, se localisant dans le milieu antérieur du segment.

- Groupe ventral ( $v_1$ ) à une seule soie, se trouvant au dessous du groupe subventral.

- Soies microscopiques:

- Groupe subdorsal ( $msd_1$ ) se trouvant en dessous du stigmate et proche du bord antérieur.

- Groupe ventral ( $mv_1$ ) situé très proche du bord antérieur du segment.

- 3<sup>ème</sup> segment abdominal:

La chétotaxie du troisième segment est la même que celle des 4<sup>ème</sup>, 5<sup>ème</sup> et 6<sup>ème</sup> segments.

- Soies longues:

- Groupe dorsal ( $d_1$ ) à une seule soie, se localisant près du bord postérieur du segment.

- Groupe subdorsal est absent.

- Groupe latéral ( $L_1, L_2, L_3, L_4$ ) à quatre soies, réparties ainsi: deux au dessus et deux au dessous du stigmate.

- Groupe subventral ( $sv_1, sv_2, sv_3$ ) à trois soies, situées dans la partie antérieure de la fausse patte.

- Groupe ventral ( $v_1$ ) à une seule soie, située en dessous de la fausse patte.

- Soies microscopiques:

Il n'existe pas de soies microscopiques sur les segments 3, 4, 5 et 6 .

- 7<sup>ème</sup> segment abdominal:

- Soies longues:

- Groupe dorsal ( $d_1$ ) et groupe subdorsal ( $sd_1$ ), se

composant chacun d'une seule soie.

- Groupe latéral ( $L_1, L_2, L_3$ ) à trois soies, deux au dessus et une au dessous du stigate.

- Groupe subventral ( $sv_1, sv_2, sv_3$ ) à trois soies groupées, près du milieu antérieur du segment

- Groupe ventral ( $v_1$ ), à une seule soie, se trouvant en dessous du groupe subventral.

- Soies microscopiques:

- Groupe ventral ( $mv_1$ ), situé proche du bord antérieur du segment.

- 8<sup>ème</sup> segment abdominal:

- Soies longues:

- Groupe dorsal ( $d_1$ ) et subdorsal ( $sd_1$ ), se composant chacun d'une seule soie.

- Groupe latéral ( $L_1, L_2$ ) à deux soies, se localisant une au dessus et une au dessous du stigate.

- Groupe subventral ( $sv_1$ ) et groupe ventral ( $v_1$ ) se composant chacun d'une seule soie, situé près du milieu du segment.

- Soies microscopiques:

- Groupe subdorsal ( $msd_1$ ), situé en avant du stigate.

- 9<sup>ème</sup> segment abdominal:

- Soies longues:

- Groupe dorsal ( $d_1$ ) et groupe subdorsal ( $sd_1$ ) se

composant chacun d'une seule soie située près du milieu du segment.

- Groupe latéral ( $L_1$ ,  $L_2$ ) à deux soies, se trouvant près du milieu du segment.

-Groupe subventral ( $sv_1$ ) et groupe ventral ( $v_1$ ) se trouvant aussi au milieu du segment.

- Soies microscopiques:

- Groupe ventral ( $mv_1$ ), situé très près du bord antérieur du segment.

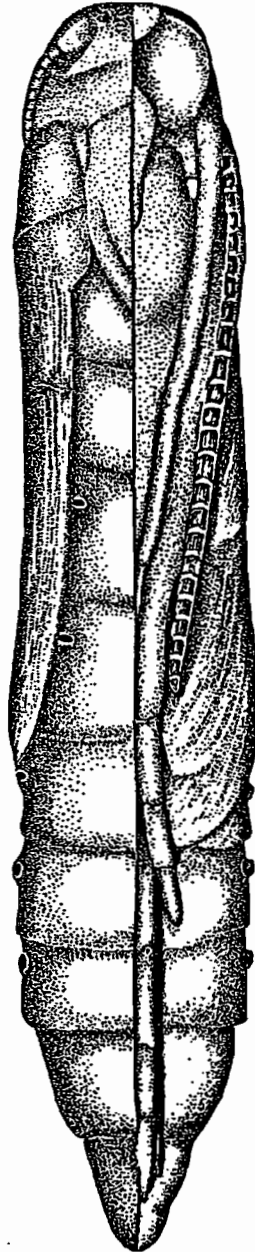
#### 2.4- MORPHOLOGIE DE LA NYMPHE (Fig.:14)

La chrysalide est d'un blanc jaunâtre clair, légèrement transparente, elle devient ivoire nacré au 5<sup>ème</sup> jour puis vire au blanc nacré légèrement brunâtre. Les yeux sont visibles dès le 3<sup>ème</sup> jour grâce à leur couleur brunâtre.

Les lignes intersegmentaires et les ébauches des membres sont bien marquées. Celles des ailes dépassent le milieu du corps, elles sont traversées de petites nervures nacrées. Chez la femelle, les ébauches des pattes postérieures dépassent l'extrémité des ébauches alaires mais n'atteignent que les deux tiers du corps. C'est le niveau qu'atteignent également les ébauches des pattes intermédiaires, chez le mâle; celles des pattes postérieures atteignent l'extrémité de l'abdomen.

Le stigmate thoracique forme, derrière la base de l'ébauche antennaire, une cavité en forme de triangle rectangle,

Fig.14 : Nymphe de S. melanoclista



1 mm

Vue dorsale

Vue ventrale

♂

l'angle droit dirigé vers l'oeil.

Les stigmates abdominaux sont portés par de petits mammelons de coloration crème, entourés, pour ce qui concerne les premiers segments, d'une petite aire striée.

La partie terminale de la nymphe est effilée, arrondie, sans crochets; la cicatrice anale est linéaire.

La chrysalide femelle est d'une taille supérieure à celle du mâle, ce qui, considérant également, la longueur des ébauches des pattes postérieures, permet de les distinguer facilement.

Mâle : longueur 11 à 13mm, diamètre 2mm

Femelle : longueur 13 à 17mm, diamètre 2,5mm

BRENIERE (1976) indique une taille bien supérieure à celles que nous avons observées : 20 à 22mm et ne signale pas le dimorphisme sexuel; de même DESCAMPS (1956), qui signale cependant des valeurs plus faibles et plus proches des valeurs moyennes que nous avons pu mesurer: 15 à 20mm.

### CHAPITRE III

#### BIOLOGIE DE SCIRPOPHAGA MELANOCLISTA

Les adultes de S.melanoclista sont des petits papillons blanc satiné, de moeurs crépusculaire et nocturne. Durant le jour, ils restent posés sur les feuilles de riz; ils sont facilement réperables dans les rizières, car leur couleur contraste avec le vert des feuilles.

Les femelles pondent sur le riz à tous les stades phénologiques, mais de préférence sur le riz jeune, au tallage et à la montaison. Au laboratoire, elles peuvent pondre sur des supports inertes tels que le papier ondulé, le plastique transparent de la boîte de ponte. Les oeufs sont imbriqués et disposés en deux ou trois couches, l'ensemble est couvert par une couche épaisse de poils pygidiaux de couleur beige.

Les chenilles, ocre-terne, présentent une ligne longitudinale médio-dorsale et deux petites lignes longitudinales caractéristiques, sur la plaque anale. Elles sont mineuses, dans leur jeune âge, des gaines foliaires, puis du coeur de la tige et finissent par couper celle-ci en trois parties; la partie médiane servant alors de fourreau protecteur. Elles

deviennent à ce moment semi aquatiques. Les symptômes d'attaque sont différents de ceux des autres borers: les tiges attaquées ne présentent ni coeur-mort (comme avec les Diopsites), ni panicules blanches (comme avec les Chilo et Maliarpha).

### 3.1- L'ADULTE ET LA REPRODUCTION AU LABORATOIRE

#### 3.11- Périodes d'activité des imagos d'après les données du piégeage lumineux:

Les pièges lumineux, installés au bord des rizières, sont relevés tous les 15 minutes à partir de 18 h.45 mn. jusqu'au 21 h. (tableau 1). Après 21 heures, les individus attirés deviennent très rares.

Tableau 1: Nombre d'individus attirés par piège lumineux à différents moments de la soirée (20 piégeages ont été faits en différents endroits)

D.	T.	18h45 à 19h		19h à 19h15		19h15 à 19h30		19h30 à 19h45		19h45 à 20h		20h à 20h15		20h15 à 20h30		20h30 à 20h45		20h45 à 21h		total	
		♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀
		31-5-77	0	0	0	1	0	1	2	3	2	4	1	3	1	1	0	0	1	0	7
9-6-77	0	0	0	1	1	1	0	2	1	1	0	1	0	0	1	0	0	0	3	6	
15-6-77	0	0	0	0	1	0	1	1	1	4	0	0	0	1	1	0	0	1	4	7	
25-6-77	0	0	0	1	1	1	0	2	1	2	1	0	0	0	0	0	0	1	3	7	
5-7-77	0	0	0	0	1	1	2	4	1	0	2	3	1	1	0	0	0	0	7	9	
12-7-77	1	0	0	1	1	1	1	3	2	1	1	2	0	1	1	1	1	0	8	10	
26-7-77	0	0	1	1	0	0	1	2	1	2	0	0	0	4	0	0	1	0	4	9	
3-8-77	0	0	1	0	1	0	1	3	0	6	0	2	1	0	1	0	0	0	5	11	
17-8-77	0	0	0	2	1	0	4	2	2	0	0	0	0	0	1	1	0	0	8	5	
23-8-77	0	0	0	1	0	2	1	4	2	4	0	4	1	1	0	1	2	0	6	17	
30-9-77	0	2	1	5	2	2	0	0	0	1	4	1	0	3	0	2	1	1	8	17	
19-10-77	3	3	0	2	1	0	0	1	0	1	1	0	2	1	0	0	1	0	8	8	
27-10-77	0	2	0	0	1	0	0	2	0	0	1	0	0	2	1	0	0	0	3	6	
7-11-77	3	5	0	5	3	4	2	3	1	6	0	2	2	0	0	1	0	0	11	26	
17-11-77	2	9	2	1	1	2	2	0	1	2	2	3	2	4	0	1	2	0	14	22	
8-12-77	0	0	0	1	2	1	2	12	1	3	5	3	3	2	0	1	1	0	14	23	
29-12-77	4	2	6	2	5	0	5	0	2	0	0	1	2	0	0	1	0	2	24	8	
4-1-78	1	1	2	3	2	1	1	2	1	2	1	1	2	1	1	0	0	1	11	12	
10-1-78	0	0	3	10	7	7	3	8	0	0	1	1	0	0	0	0	1	0	15	26	
30-1-78	0	0	0	2	0	2	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	5	
Total	14	24	16	39	31	26	28	55	19	39	20	27	17	22	8	9	11	6	164	247	
% par 15mn.	9%		13%		13%		20%		14%		11%		9%		4%		4%				

T. : temps *heure*

D. : date de piégeage

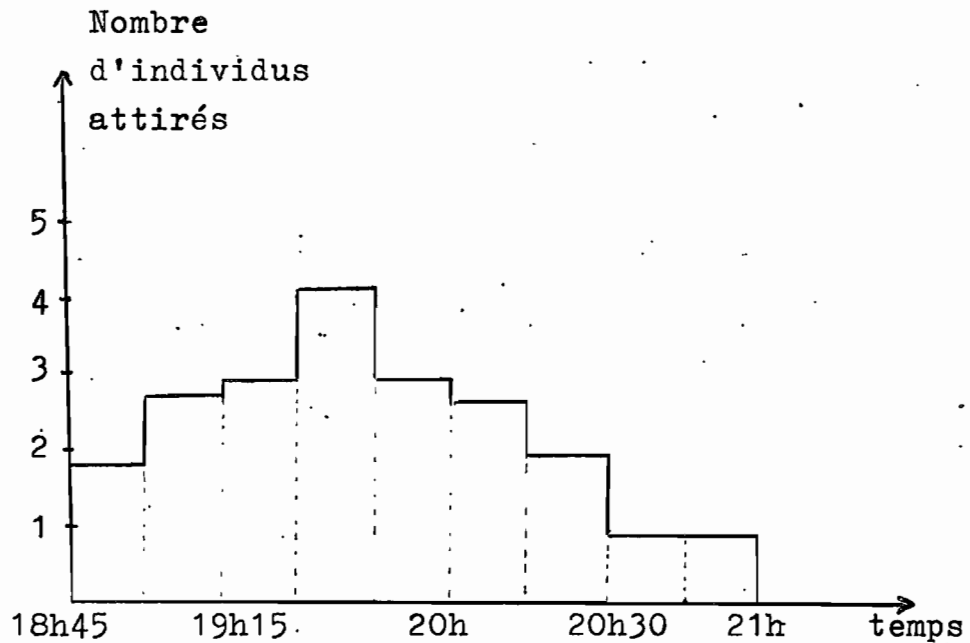


Fig.:15- Histogramme indiquant l'intensité de vol des adultes, à différents moments de la soirée.

Cette courbe montre que l'activité des S.melanoclista débute au crépuscule, atteint son apogée entre 19h.15 et 20h., puis régresse.

Parmi les adultes attirés (tableau 1), si l'on calcule le rapport du nombre des femelles à celui des mâles, on obtient une sex-ratio de :  $\frac{247}{164} \approx 1,5$ . On capture donc, au piège lumineux, trois femelles pour deux mâles; cela peut signifier que les femelles sont davantage attirées que les mâles, mais aussi bien que les populations de S.melanoclista, dans les rizières, peuvent être constituées en majorité de femelles; nous ne pouvons évidemment préciser le fait.

### 3.12- Accouplement et période de préoviposition:

Les observations sont faites dans une cage grillagée cubique de 50 cm d'arête où sont disposées cinq couples de chrysalides mâles et femelles, avec un pot de riz et de l'eau sucrée servant de nourriture aux adultes.

Les adultes éclosent aussi bien de jour que de nuit. L'accouplement a lieu souvent la nuit de l'émergence, et la ponte la nuit suivante; la période de préoviposition dure ainsi 24 heures environ.

### 3.13- Ponte:

Les femelles de S.melanoclista, mises en observation dans les cages ou dans les bonnettes, pondent pendant la nuit, vers minuit. Toutefois, certaines commencent à pondre vers 20 heures. Le support de ponte n'est pas impérativement du matériel végétal, ce peut être soit des feuilles de riz, soit du papier avec ou sans cannelure; il arrive souvent que les femelles pondent sur le plastique du pondoir.

Pour former une ponte, la femelle dépose des oeufs en rangées transversales, par rapport à l'axe du corps et dans l'ordre suivant:

- Deux rangées pour la première couche
- La première rangée de la deuxième couche, recouverte d'une couche de poils pygidiaux
- La troisième rangée de la première couche
- La deuxième rangée de la deuxième couche, recouverte éga-

lement d'une couche de poils pygidiaux.

- Puis la quatrième rangée de la première couche et la troisième rangée de la deuxième couche, et ainsi de suite, si la ponte ne se compose que de deux couches d'oeufs.

La femelle pond donc en déplaçant son abdomen transversalement et recouvre, au fur et à mesure, avec ses poils pygidiaux, la partie de la ponte achevée.

La ponte se présente comme un amas duveteux brun-clair, collé sur les feuilles. Les oeufs sont imbriqués et logés dans cette masse de poils pygidiaux détachés de l'extrémité de l'abdomen de la femelle.

### 3.131- Potentialité de ponte:

Vingt femelles vierges, / sont disséquées environ 12 heures après l'émergence, et toutes les ovocytes distinctes sont décomptées. Les femelles vierges sont caractérisées par leur touffe de poils pygidiaux encore très dense et intacte; elles sont obtenues à partir des chrysalides prélevées dans les tiges de riz et gardées dans une boîte grillagée avec un tampon d'ouate humide.

les deux ovaires portent chacun quatre ovarioles; chacun de ces derniers est constitué d'environ 30 ovocytes (Tableau 2)

Tableau 2 : Nombre moyen d'ovocytes par femelle

N \ NO	1	2	3	4	5	6	7	8	NT
1	32	38	34	33	32	37	31	34	271
2	29	31	30	34	30	27	32	33	246
3	28	32	29	31	35	32	31	34	252
4	37	33	36	34	32	35	38	35	280
5	29	32	30	33	32	31	34	30	251
6	34	32	35	36	30	34	33	35	269
7	32	30	34	31	35	33	30	29	254
8	30	28	31	29	31	29	30	27	235
9	32	31	34	32	33	32	30	33	257
10	28	30	29	31	30	27	31	30	236
11	32	31	33	35	32	34	33	33	263
12	34	35	33	36	34	35	33	36	276
13	30	29	31	32	31	29	28	30	240
14	28	30	27	29	31	30	29	31	235
15	31	34	34	35	32	33	32	33	246
16	32	34	35	33	36	35	35	34	274
17	29	29	31	30	31	30	32	30	242
18	28	30	31	29	30	31	31	28	238
19	28	28	30	31	30	29	29	31	236
20	33	35	34	34	33	35	36	34	274
Total									5093
Moyenne									255

N : Numéro de l'échantillon

NO : Numéro d'ovariole et nombre d'ovocytes par ovariole

NT : Nombre total d'ovocytes par femelle

Suivant le tableau 2, chaque femelle porte en moyenne 255 ovocytes (minimum : 235 ovocytes; maximum : 280 ovocytes).

3.132- Nombre d'ooplaques et nombre d'oeufs pondus par femelle:

Des adultes d'aspect frais, capturés au piège lumineux, sont placés par couple en bonnette de ponte; on considère que les femelles aux ailes non frottées et aux poils pygidiaux intacts, n'ont pas encore pondu.

Cette expérience n'a pu être conduite avec des individus obtenus à partir de l'élevage sur riz; en effet, les chrysalides ainsi prélevées dans les tiges sont très fragiles et beaucoup d'entre elles n'éclosent pas, en outre les adultes vierges, placées en bonnette, s'accouplent mal et beaucoup de femelles meurent sans avoir pondu.

Tableau 3: Nombre d'ooplaque (s), taille de l'ooplaque, nombre d'oeufs par ooplaque et nombre d'oeufs pondus par femelle

Tableau 3:

N	N1	D			N2	N3
		L	l	E		
1	1	14	3	1,6	131	131
2	2	9	3,5	2	87	131
		6	3	2,4	44	
3	2	11	3	4	153	180
		4	3	2,2	27	
4	2	10	5	1,6	103	138
		5	4	2,8	35	
5	2	10	4,5	2,2	106	126
		3	3	1,6	20	
6	2	10	4	3	102	141
		5	4	2,2	39	
7	1	8	5,5	2,8	101	101
8	3	9	3,5	2	67	119
		8	3,5	1,6	32	
		4	3	1,8	20	
9	1	9	5	2,6	96	96
10	1	13	5	2,2	188	188
11	1	10	3,5	1,6	78	78
12	2	7	3,5	2,2	64	116
		7	4	3	52	
13	2	7	4	2,8	48	91
		6	3,2	2	43	
14	2	8	3,5	2,2	57	69
		3	2	1,6	12	
15	2	8	3,5	2	50	96
		7	2	2,2	46	
16	1	18	5,5	4	191	191
17	1	10	4,8	2,8	122	122
18	1	9,5	4,8	2	109	109
19	1	14,5	4	1,6	178	178
20	1	9,5	4,8	2,8	85	85
Total	31	259,5	118,6	71,4	2486	2486
Moyenne	1,55	8,37	3,82	2,3	80,19	124,3

N : Numéro d'échantillon . D : Dimension de l'ooïaque en mm  
 N1: Nombre d'ooïaques pondues par femelle . L : Longueur  
 N2: Nombre d'oeufs par ooïaque l : Largeur  
 N3: Nombre d'oeufs pondus par femelle E : Epaisseur

D'après le tableau 3, dans la majorité des cas, chaque femelle ne produit qu'une à deux ooplaques et chaque ooplaque contient en moyenne 80 oeufs; chaque femelle pond en moyenne 120 oeufs. Ainsi si nous comparons avec la potentialité de ponte, nous trouvons que chaque femelle ne pond, dans les conditions de notre expérience, que la moitié du stock d'ovocytes qu'elle possède.

### 3.133- Taille de l'ooplaque

Les dimensions courantes des ooplaques pondues en bonnette sur du papier ondulé ou sur les feuilles de riz en rizière ont environ 10mm de longueur, 4mm de largeur et 2mm d'épaisseur (voir tableau 3). Une ponte de cette taille est constituée d'environ 100 oeufs, imbriqués et répartis en deux ou trois couches. La corrélation existant entre la taille de la ponte et le nombre d'oeufs qui la composent est très faible, car la taille de l'ooplaque est fonction aussi de la quantité, très variable, de poils pygidiaux qui la couvrent. La plus grande ponte observée a atteint 18mm de long et comportait 191 oeufs. D'après M.DESCAMPS (1956), au Nord Cameroun, la ponte de S.melanoclista peut atteindre 30 à 40mm de long.

### 3.134- Emplacement de l'ooplaque sur supports artificiels et sur supports naturels

Les femelles de S.melanoclista pondent aussi bien sur le papier cannelé que sur les feuilles de riz.

- Sur le papier cannelé, les oeufs sont déposés de préférence dans les parties creuses; mais il arrive souvent qu'ils se trouvent sur la surface plane du papier ou même sur le plastique transparent du pondoir.

- Pour étudier la ponte de S.melanoclista sur les feuilles de riz: une partie de pontes est récoltée dans les rizières, une autre partie est obtenue en disposant dans une cage grillagée cubique de 50cm d'arête, trois pots de riz à la montaison et cinq couples de S.melanoclista; renouvelés dès qu'ils sont morts. Les différents emplacements de la ponte où sont déposées les ooplaques, sont rapportés dans le tableau 4 (calcul portant sur 50 ooplaques).

Tableau 4: Emplacement des ooplaques sur les plants de riz

N	EO	GF	Sur la feuille				
			FS	FI	1/3IF	MF	1/3SF
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				+			+
27		+					
28			+				+
29				+			+
30			+		+		
31			+			+	
32				+	+		
33			+		+		
34			+		+		
35			+			+	
36			+			+	
37				+	+		
38			+			+	
39				+			+
40				+		+	
41			+		+		
42			+			+	
43			+				+
44			+		+		
45				+			+
46			+			+	
47			+		+		
48			+			+	
49			+			+	
50				+			+
Total		2	34	14	18	17	13
%		4%	68%	28%	36%	34%	26%

N : Numéro de l'oplaque

EO : Emplacement de l'oplaque

GF : Gaine foliaire

FS : Face supérieure

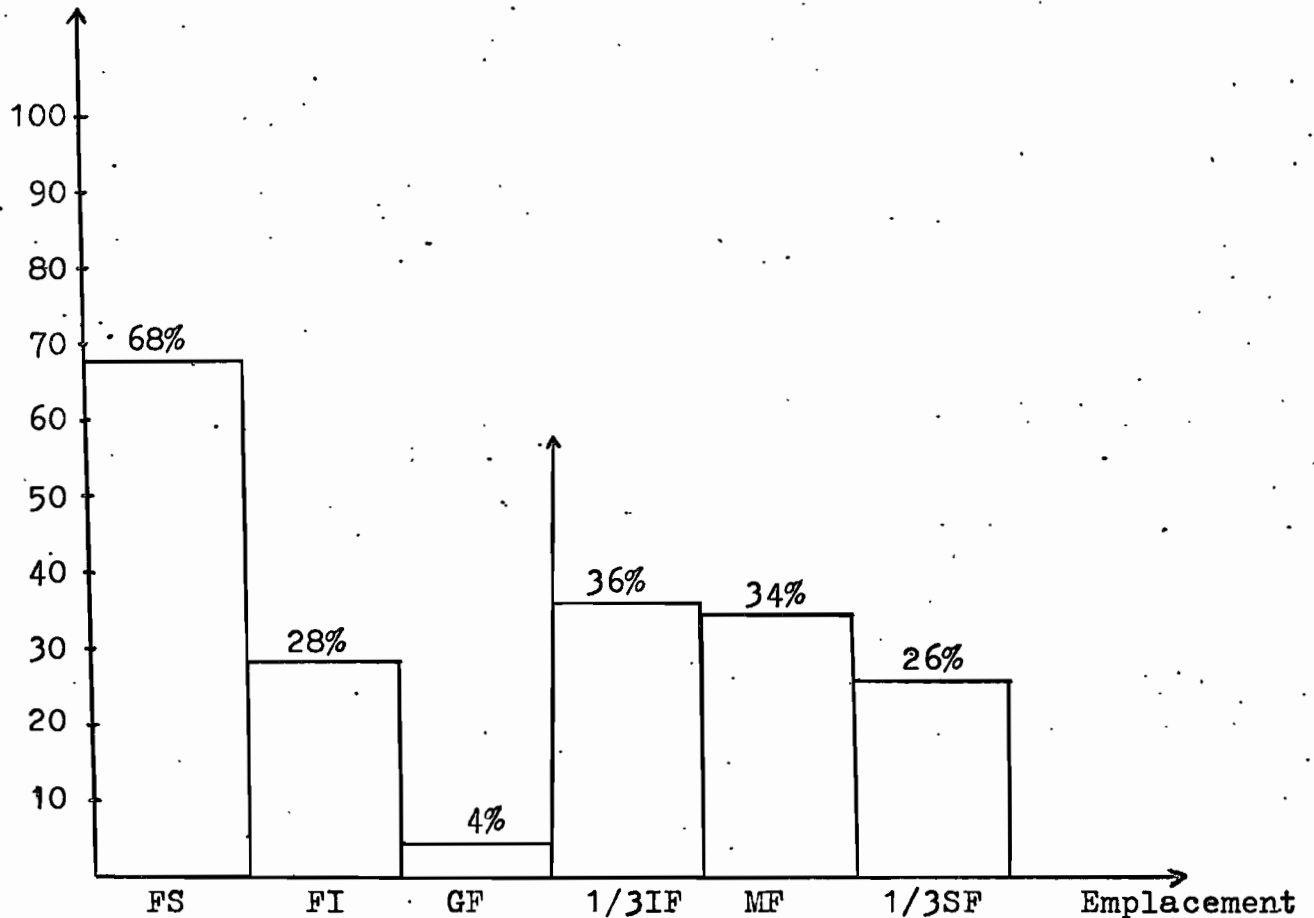
FI : Face inférieure

1/3 IF : 1/3 inférieur de la feuille

MF : Milieu de la feuille

1/3 SF : 1/3 supérieur de la feuille

% d'oplaques



**Fig.16** : Histogramme indiquant les emplacements préférentiels des oplaques sur les plants de riz.

Les femelles de S.melanoclista pondent donc presque exclusivement à la face supérieure des feuilles et plutôt vers le tiers inférieur et le milieu.

3.135- Influence de diverses variétés de riz irrigué et pluvial sur le comportement des femelles :

Une étude du comportement de ponte des femelles de S.melanoclista a été faite en leur offrant un choix de plusieurs variétés de riz irrigué et pluvial.

Les variétés de riz mises en essai ont été :

- Riz irrigué : IR<sub>5</sub> , CS<sub>6</sub> , Jaya
- Riz pluvial : IRAT<sub>13</sub> , Dourado précoce

Les plants de riz sont repiqués dans des pots de 20 cm de diamètre, à raison de 7 touffes par pot. Cinq pots, représentant cinq variétés différentes, sont placés dans une cage grillagée où sont libérées 10 femelles capturées dans la nature, au piège lumineux; les pontes déposées sur chacune des variétés sont ensuite dénombrées. Cette expérience a été répétée dans cinq cages.

Tableau 5 : Pourcentage de pontes sur chaque variété

Différentes variétés de riz		N	P
Riziculture irriguée	IR <sub>5</sub>	12	27,3
	CS <sub>6</sub>	10	22,7
	Jaya	13	29,5
Riziculture pluviale	IRAT <sub>13</sub>	5	11,4
	Dourado	4	9,1
Total		44	100,0

N : Nombre de pontes récoltées sur chaque variété

P : Pourcentage de ponte sur chaque variété

Lorsqu'on met en présence diverses variétés de riz

irrigué et de riz pluvial, S.melanoclista pond de préférence sur les variétés destinées à la riziculture irriguée. Il y a peu de différence entre les variétés de riz irrigué d'une part et entre les variétés de riz pluvial d'autre part. Des S.melanoclista adultes ont été toutefois capturés lors des piégeages lumineux effectués à Ferkessédougou en champ de riz pluvial; ce borer ne vit donc pas obligatoirement sur riz irrigué, mais aussi, dans une moindre mesure, sur riz pluvial.

3.136- Influence des stades phénologiques du riz sur le comportement de ponte des femelles

Cette expérience a été conduite sur la variété de riz irrigué IR<sub>5</sub>, à trois stades phénologiques différents: début du tallage, montaison et épiaison. Trois pots contenant du riz à ces trois stades sont disposés dans une cage grillagée où sont libérées dix femelles de S.melanoclista; puis les pontes déposées sont comptées, pour chaque pot. L'expérience a été faite dans cinq cages.

Tableau 6: Pourcentage de ponte pour chaque stade phénologique du riz

DSP	NPS	PPS
Début du tallage	18	47,4
Montaison	12	31,6
Epiaison	8	21
Total	38	

DSP : Différents stades phénologiques du riz

NPS : Nombre de pontes récoltées sur chaque stade

PPS : Pourcentage de ponte pour chaque stades

On observe donc une préférence marquée pour le riz au tallage et cette préférence diminue avec l'âge de la plante .

### 3.14- Longévité des imagos

Nous avons disposé, dès leur émergence, cinq mâles et cinq femelles dans une cage grillagée de 50cm d'arête en présence d'une touffe de riz et d'eau sucrée. Cette expérience a été répétée quatre fois seulement, en raison des difficultés d'obtention des adultes en élevage.

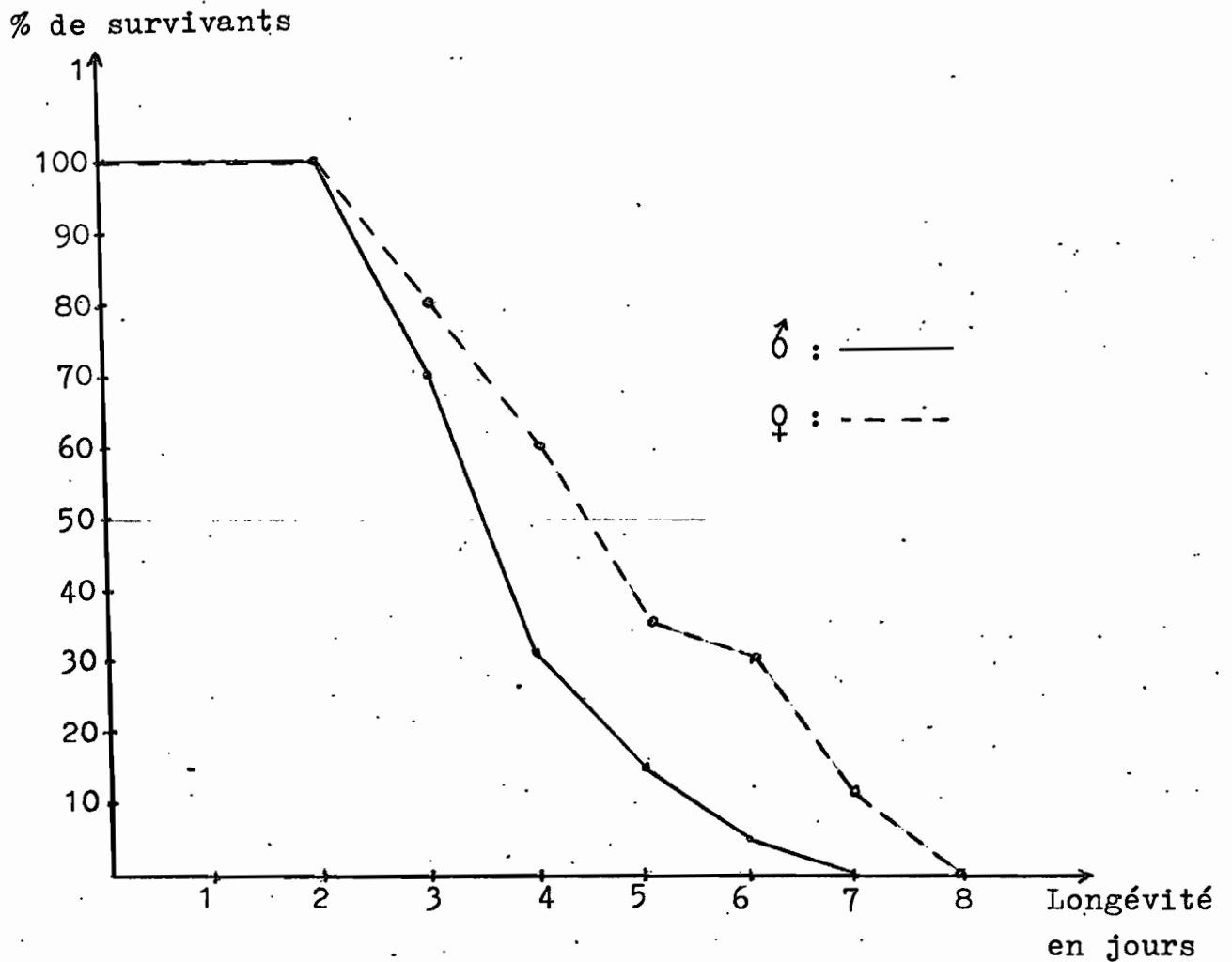
Tableau 7 : Longévité des imagos de S.melanoclista

NIS \ L	1j	2j	3j	4j	5j	6j	7j	8j
20 mâles	20	20	14	6	3	1	0	-
% de mâles survivants	100	100	70	30	15	5	0	-
20 femelles	20	20	16	12	7	6	2	0
% de femelles survivantes	100	100	80	60	35	30	10	0

L : Longévité

NIS : Nombre d'individus survivants

Fig. 17 - Courbe de longévité pour les deux sexes



La longévité a été étudiée dans les conditions ambiantes de température (moyenne maximale: 28°C et moyenne minimale: 22°C) et d'hygrométrie de 70 à 85%. Les femelles restent en vie de 3 à 8 jours, et les mâles de 3 à 7 jours. La moitié des femelles sont mortes entre quatre et cinq jours après l'éclosion; les mâles entre trois et quatre jours.

### 3.2- DEVELOPPEMENT DE L'OEUF :

#### 3.21- Durée d'incubation:

Dans les conditions ambiantes de température (moyenne maximale: 28°C ; moyenne minimale: 22°C) et d'hygrométrie de 85 à 95% , la durée d'incubation est de 8 à 9 jours.

### 3.22- Développement embryonnaire de l'oeuf (Fig. 18)

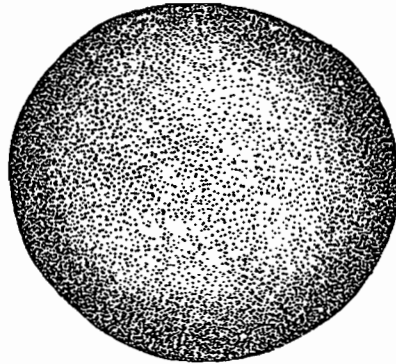
Si l'on enlève les poils pygidiaux, on peut observer les oeufs. L'oeuf fraîchement pondu est d'aspect homogène et présente une couleur blanc terne légèrement jaune très clair. Au troisième jour, l'ébauche embryonnaire est esquissée; elle a la forme d'un petit arc de cercle transparent. Dès le quatrième jour elle grandit. Au cinquième jour apparaissent les stemmates. Au sixième jour, on aperçoit la trachée par transparence, ainsi que l'esquisse des lignes intersegmentaires. Au septième jour, les mandibules sont bien visibles et le tégument de l'embryon, devenant épais, cache la trachée; la jeune chenille prend une coloration grise. Au huitième jour, la chenille devient gris foncé; elle est prête à éclore.

### 3.23- Effectifs des oeufs stériles, des oeufs fertiles et du taux de parasitisme, dans les pontes de S.melanoclista au laboratoire

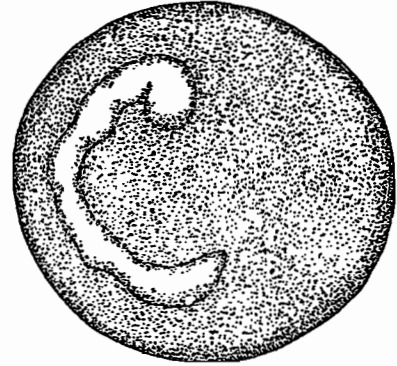
Les pontes examinées sont obtenues de femelles capturées dans la nature, au piège lumineux, en saison sèche et en saison des pluies.

Les dénombrements sont conduits de la façon suivante: sont d'abord comptés les nombres de chenilles écloses et de parasites éclos, enfin les cadavres de chenilles et de para-

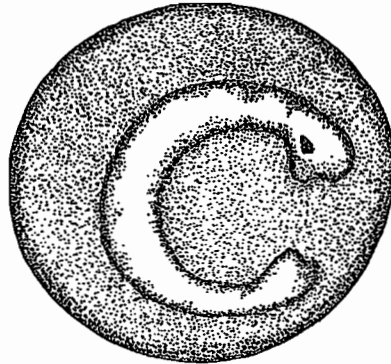
1<sup>er</sup> et 2<sup>e</sup> jour



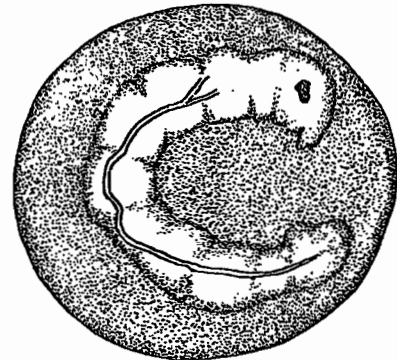
3<sup>e</sup> et 4<sup>e</sup> jour



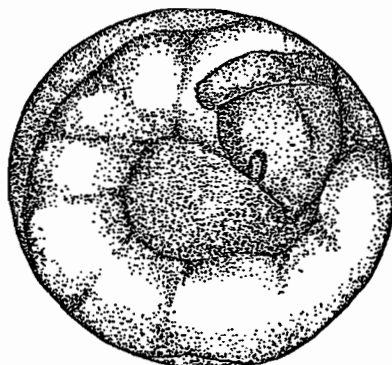
5<sup>e</sup> jour



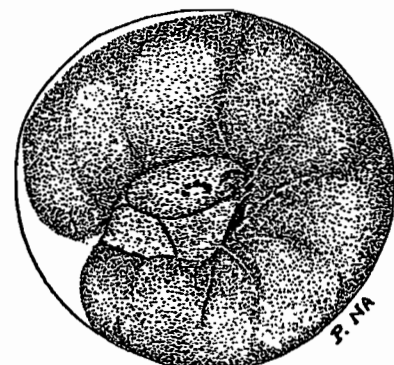
6<sup>e</sup> jour



7<sup>e</sup> jour



8<sup>e</sup> jour



1<sup>er</sup> stade : 1<sup>er</sup> et 2<sup>e</sup> jour

2<sup>e</sup> stade : 3<sup>e</sup> et 4<sup>e</sup> jour

3<sup>e</sup> stade : 5<sup>e</sup>, 6<sup>e</sup> et 7<sup>e</sup> jour

4<sup>e</sup> stade : 8<sup>e</sup> jour

Fig.18 : Développement de l'oeuf de S. melanoclista

sites qui n'ont pas pu se dégager de la ponte.

Tableau 8A : Saison sèche

NP	CEM	PEM	OS	T	PP
1	86		5	91	
2	66	48	8	122	39,34
3	47		3	50	
4	34		0	34	
5	44		2	46	
6	82		5	87	
7	44		0	44	
8	72	37	3	112	33,03
9	47	32	0	79	40,50
10	57		5	62	
11	68		4	72	
12	73		5	78	
13	76	26	7	109	23,85
14	82		3	85	
15	135	37	6	178	20,78
16	43		0	43	
17	33	35	7	75	46,66
18	72	48	3	123	39,02
19	71		6	77	
20	36		8	44	
Total	1271	263	80	1608	

NP : Numéro des pontes

CEM : Nombre de chenilles écloses et de chenilles mortes  
dans la ponte

PEM : Nombre de parasites éclos et de parasites morts  
dans la ponte

OS : Nombre d'oeufs stériles

T : Total des oeufs

PP : Pourcentage de parasitisme sur les pontes

Sept pontes, parmi les vingt pontes que nous avons pu observer, étaient attaquées, soit 35% ; et 20 à 46% des oeufs qui les constituaient étaient parasités, soit une moyenne de 35% . Sur l'ensemble des oeufs des 20 pontes, le pourcentage de parasitisme est donc seulement de 16% ; on observe en outre 5% d'oeufs stériles, donc 79% de ces oeufs ont donné des chenilles.

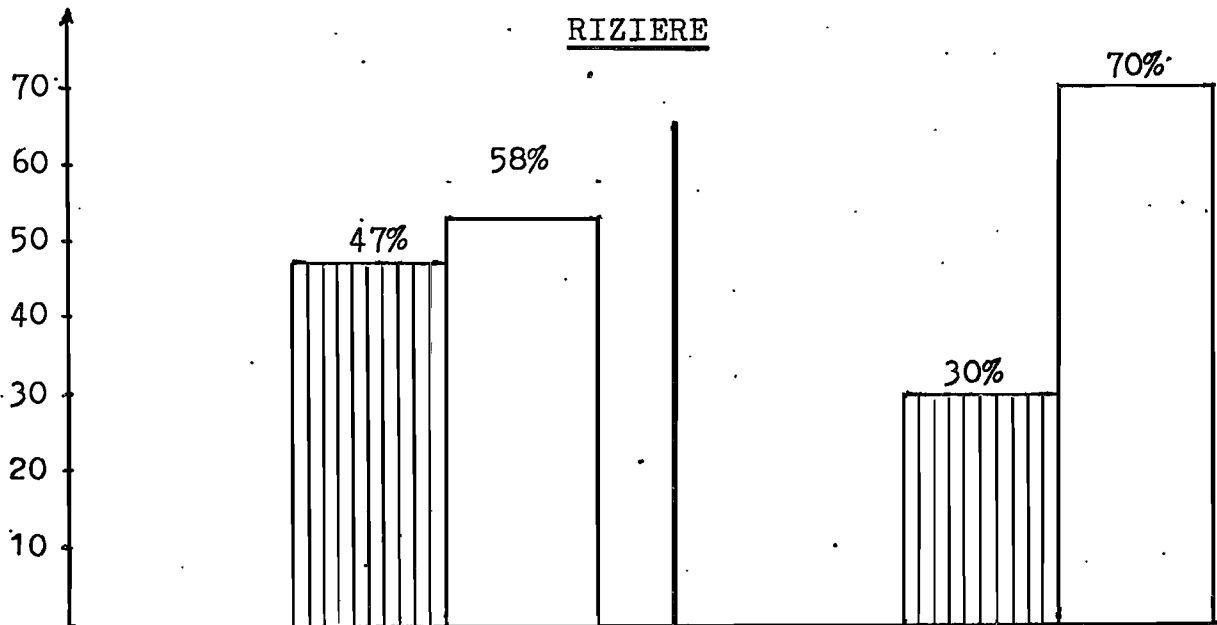
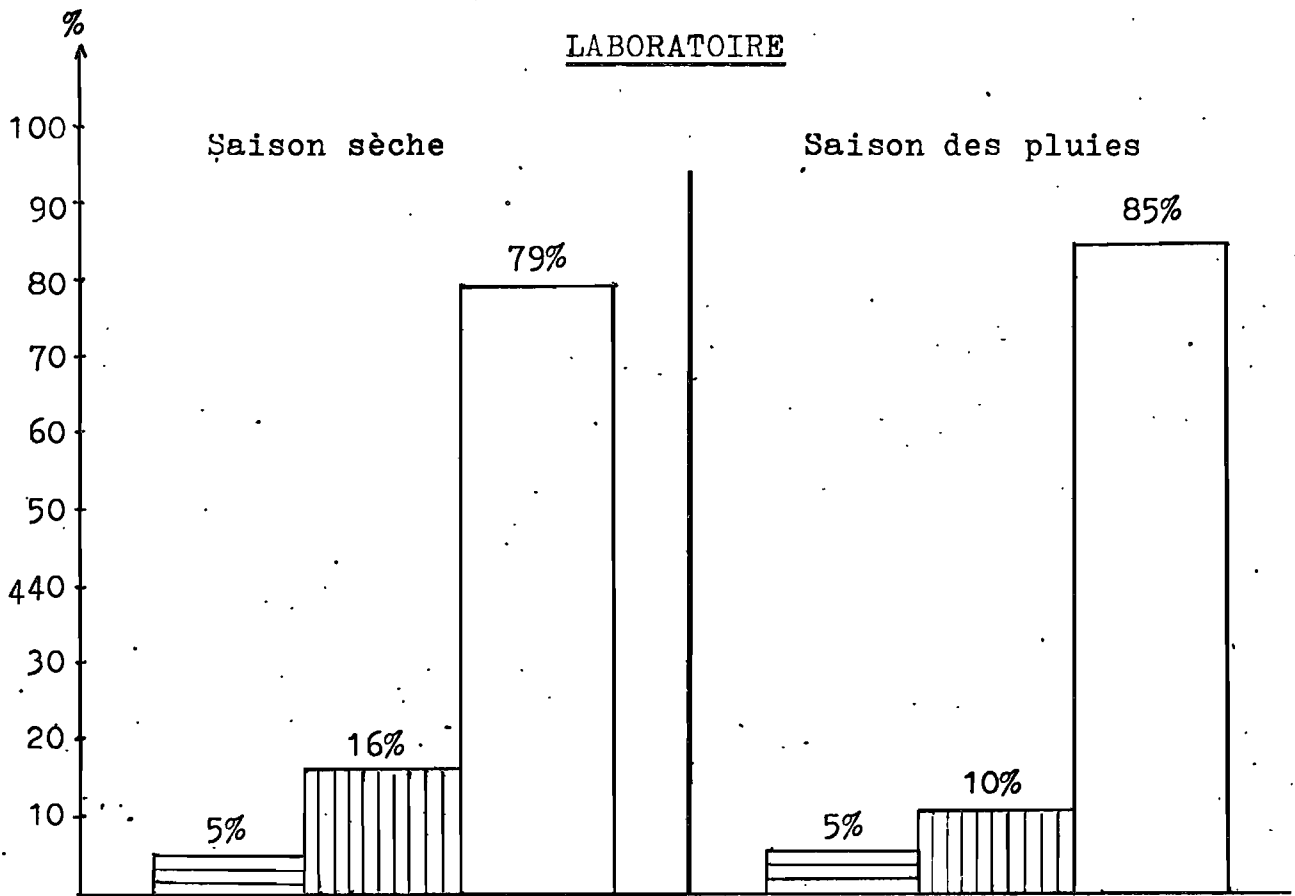
Tableau 8B : Saison des pluies

Tableau 8B : Saison des pluies

NP	CEM	PEM	OS	T	PP
1	76		2	78	
2	82	23	4	109	21,10
3	157		6	163	
4	37		8	45	
5	82		0	82	
6	37	54	4	95	56,84
7	96		5	101	
8	66		6	72	
9	54		2	56	
10	79		5	84	
11	105		7	112	
12	39		2	41	
13	75	60	5	140	42,85
14	43		8	51	
15	92		7	99	
16	42	53	3	98	54,08
17	52		6	58	
18	155		4	159	
19	38		6	44	
20	102		0	102	
Total	1509	190	90	1789	

Quatre pontes, parmi les vingt pontes que nous avons pu observer, étaient parasitées (20%) dont 21 à 56%

Fig.19 : Pourcentage d'oeufs stériles, parasités et fécondes



☐ : Oeufs stériles    ▨ : Oeufs parasités    □ : Chenilles

des oeufs qui les constituaient, soit une moyenne de 43%. Sur l'ensemble des oeufs des vingt pontes, le pourcentage de parasitisme n'est donc que de 10% . En décomptant 5% d'oeufs stériles, 85% donnent donc des chenilles.

Si l'on compare les résultats obtenus en saison sèche et en saison des pluies (Fig.19), on constate que le pourcentage d'oeufs stériles ne varie pas et se situe toujours aux environs de 5% , par contre le parasitisme est plus faible en saison des pluies. Ceci peut s'expliquer par le fait que le parasite T.thestor est véhiculé en plus ou moins grand nombre par des femelles de S.melanoclista. En saison sèche, la population de S.melanoclista est plus faible, et le pourcentage de femelles de S.melanoclista portant les parasites est alors élevé. En saison des pluies, on constate le phénomène inverse. Ceci est en corrélation avec les récoltes de pontes effectuées par LOR, en rizières; cet auteur a observé qu'en saison sèche 58% des pontes et 47% des oeufs sont parasités, en saison des pluies 42% des pontes et 30% des oeufs seulement sont parasités.

### 3.3- DEVELOPPEMENT DE LA LARVE

#### 3.31- Description de l'éclosion des larves néonates

Les oeufs, âgés de 8 jours, prennent une coloration gris-foncé. Peu avant leur éclosion, les jeunes chenilles commencent à s'agiter et à découper, à la partie supérieure du chorion, une fente en arc de cercle, par laquelle elles sortent. Une faible partie du chorion est consommée par la

jeune chenille. Les oeufs de la couche supérieure éclosent les premiers, puis ceux de la couche sousjacente.

3.32- Nombre de stades larvaires, mensurations de la capsule céphalique et durée du développement larvaire:

La mise au point d'un milieu artificiel d'élevage aurait facilité la détermination du nombre exact des stades larvaires. Faute d'un tel milieu, nous avons néanmoins essayé de répondre à cette question en disséquant, tous les deux jours, les tiges infestées artificiellement au moyen des larves néonates, pour rechercher les capsules céphaliques des exuvies; puis en réinstallant les chenilles prélevées sur de nouvelles tiges saines. Cette méthode présente évidemment des difficultés: les jeunes chenilles (jusqu'au troisième stade) se réinstallent facilement sur le riz; mais à partir des stades suivants, des chenilles prélevées sans fourreau protecteur ont beaucoup de difficultés pour percer de nouvelles tiges soit au niveau de la surface de l'eau, soit au niveau du collet de la plante, sous l'eau; une partie d'entre elles meurent donc à la surface de l'eau sans avoir pu pénétrer dans une tige. En outre leur prélèvement et le changement de plante-hôte perturbent le développement de la chenille.

Aussi pour étudier le nombre de stades larvaires et la durée du développement, nous sommes nous contentée d'infester des touffes de riz avec un grand nombre de chenilles, de disséquer les tiges tous les jours et prélever environ cinq chenilles dont la capsule céphalique était mesurée; ce-

ci jusqu'à la fin du développement larvaire. En groupant ces mesures par classes et en faisant la moyenne, sept stades larvaires peuvent être distingués.

Tableau 9: Mensuration des capsules céphaliques et durée du développement larvaire

N	DD	NCC	LCC	LM
1 <sup>er</sup>	5 à 6	30	0,27	0,27
2 <sup>ème</sup>	2 à 4	15	0,40	0,44
		15	0,48	
3 <sup>ème</sup>	3 à 6	13	0,57	0,62
		14	0,67	
4 <sup>ème</sup>	4 à 6	11	0,77	0,80
		16	0,80	
		12	0,86	
5 <sup>ème</sup>	4 à 6	9	0,92	0,96
		18	0,96	
		12	1,02	
6 <sup>ème</sup>	4 à 6	17	1,09	1,12
		14	1,15	
7 <sup>ème</sup>	6 à 10	11	1,25	1,25
Total	28 à 44			

N : Numéro des stades

DD : Durée de développement de chaque stades larvaire, en jours

NCC : Nombre de capsules céphaliques récoltées

LCC : Largueur moyenne des capsules céphaliques, en millimètre, par lot

LM : Largeur moyenne en millimètre pour chaque stade

Dans les conditions ambiantes de température (moyenne maximale: 30°C, moyenne minimale: 20°C) et d'hygrométrie variant de 70 à 95% , le développement larvaire le plus rapide est de 28 jours et le plus long de 44 jours. Le premier stade (5 à 6 jours) et le dernier (6 à 10 jours) sont les plus longs, le deuxième stade étant le plus court (2 à 4 jours). Les autres stades durent de 3 à 6 jours.

### 3.33- Mortalité larvaire au laboratoire

L'élevage est effectué sur des plants de riz, cultivés en bac; cinq larves néonates sont déposées chacune sur une talle de la touffe de riz en montaison, de préférence le matin et à l'ombre pour éviter la dessiccation des jeunes larves avant leur pénétration dans la gaine foliaire. L'ensemble est recouvert d'un cadre grillagé pour protéger l'élevage des parasites et prédateurs. Malgré les précautions prises, on observe une forte mortalité larvaire, soit du fait des facteurs climatiques, soit par inanition due au comportement erratique des chenilles, soit du fait des prédateurs comme les araignées.

Pour évaluer le pourcentage de survie des chenilles, les tiges de riz sont toutes disséquées le 35<sup>ème</sup> jour après l'infestation; la plupart des larves ont alors accompli leur développement.

Tableau 10 : Pourcentage de survie des larves au laboratoire

DI	NCI	DDD	NCV ou CP		% IS	% CN
			Ce	Cr		
19- 8-77	144	22- 9-77	15	10	17,4	40
3- 9-77	240	7-10-77	12	23	14,5	65,7
10-10-77	480	13-11-77	48	30	16,2	38,5
28-10-77	440	1-12-77	56	38	21,4	40,4
Total	1304		131	101		
Moyenne					17,3	43,1

DI: Dates de l'infestation. NCI: Nombre de chenilles infestantes  
DD: Dates de dissections. NCV ou CP: Nombre de chenilles vivantes ou chrysalides prélevées. Ce: Chenilles. Cr: Chrysalides. % IS : % des individus survivants. % CN : % de chenilles nymphosées au 35ème jour parmi les survivantes.

Dans les conditions de notre expérimentation (température moyenne maximale: 30°C, minimale: 20°C et d'hygrométrie de 70 à 95%) 17,3% des 1304 larves néonates survivent 35 jours après l'infestation, soit une mortalité larvaire de 82,7% .

### 3.34 - Ethologie larvaire, symptômes d'attaque et dégâts

Les larves néonates, placées sur les feuilles des plantes de riz, pénètrent dans la gaine foliaire en perçant un trou situé, en général, entre 2 et 4 cm au dessus du collet; elles rident les nervures médianes des gaines foliaires provoquant souvent le flétrissement de la feuille portée par la gaine attaquée. A partir du 3ème stade, les chenilles gagnent l'intérieur de la tige et s'y cantonnent généralement dans la partie inférieure, près du sol. Les chenilles (~~suite page suivante~~)

~~chenilles~~ âgées passent d'un entre-noeud à l'autre en rongant les noeuds à l'intérieur de la tige. C'est à partir du quatrième stade qu'elles sectionnent les tiges de riz en trois parties (Fig.20, position 1):

- La partie inférieure, de longueur variable, dépassant rarement 4cm (Fig.21 B), reste en place et pourrit par la suite.
- La partie médiane contient la chenille, elle a approximativement la même longueur qu'elle et lui sert de fourreau protecteur.
- La partie supérieure qui tombe et se dessèche.

Le fourreau-protecteur flotte et permet à la chenille de se déplacer, par reptation, à la surface de l'eau (Fig. 20, position 2) et de passer d'une tige à l'autre. Les chenilles deviennent semi-aquatiques à partir du moment où elles sont dotées de ce fourreau-protecteur. Elles peuvent ainsi pénétrer dans une nouvelle tige, soit au niveau de la surface de l'eau (Fig.20, position 3), soit en plongeant dans l'eau jusqu'au niveau du collet qu'elles percent (on observe alors un dégagement de bulles d'air), (Fig.20, position 4 et Fig.21 A). Lors des déplacements sur sol sec ou non inondé, la larve n'abandonne jamais son fourreau-protecteur avant de pénétrer dans une autre tige. Le fourreau-protecteur s'avère indispensable pour les chenilles âgées car, lors d'un essai de réinfestation de 50 chenilles de cinquième et sixième stades nées et élevées au laboratoire, dépourvues de fourreau protecteur, il n'y a eu environ que 20% de ces chenilles qui sont parvenues à percer directement les nouvelles tiges de

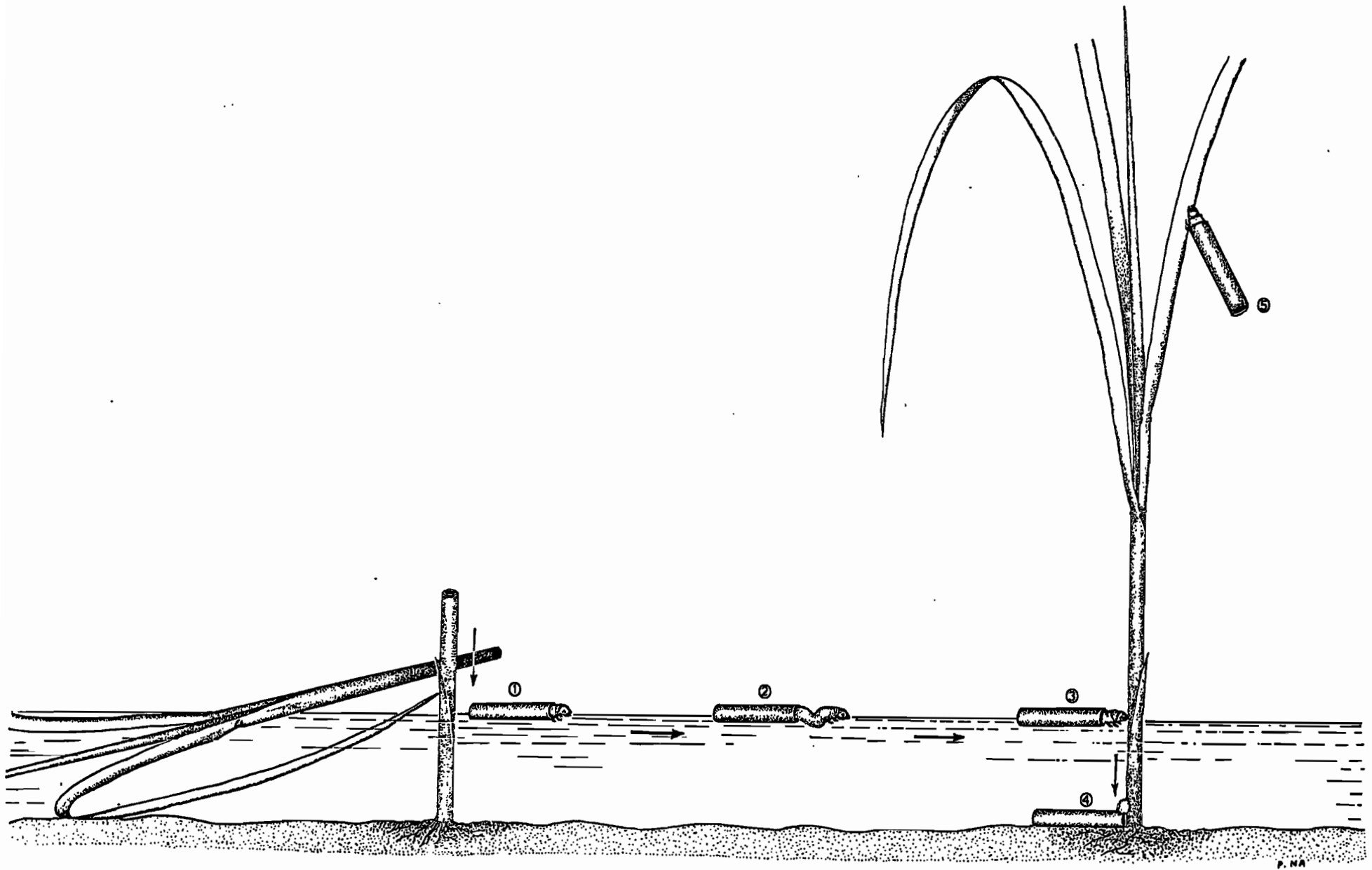
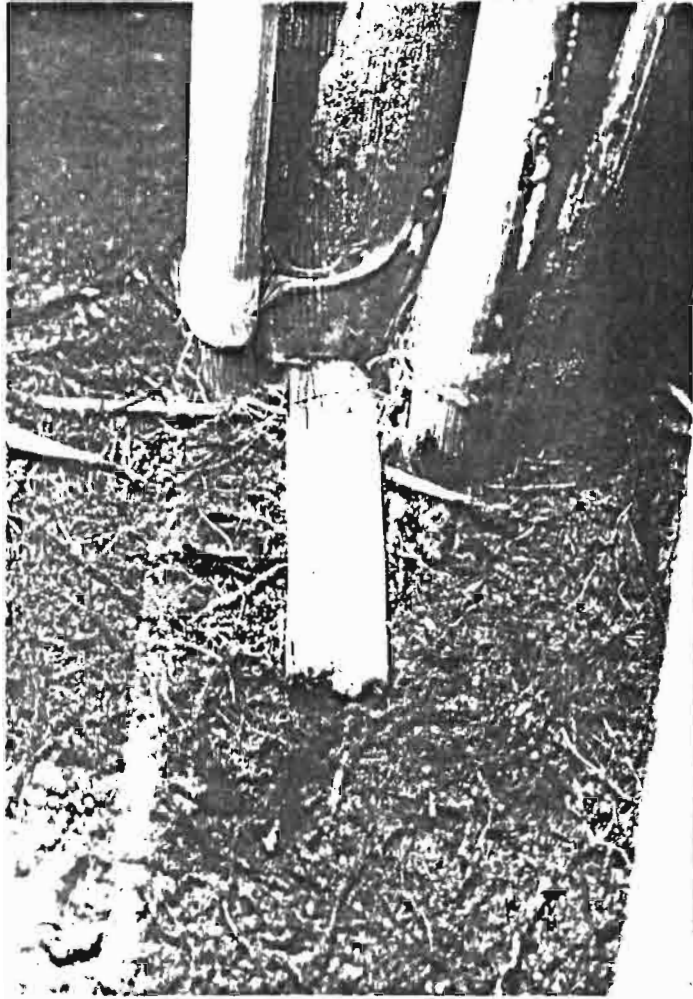
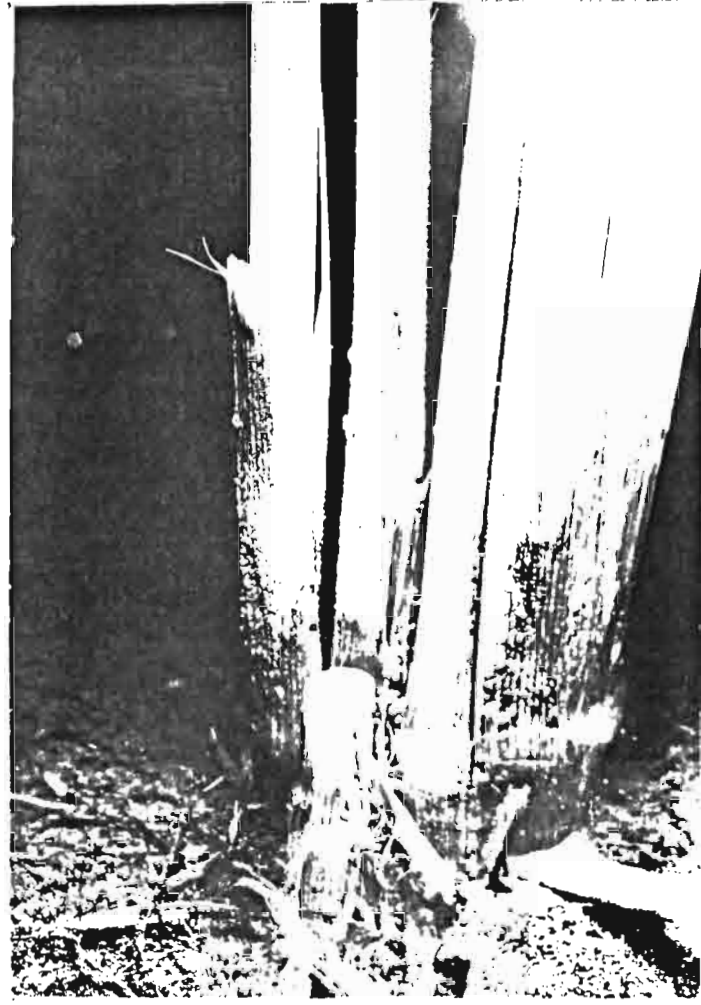


FIG. 20 : DEGAT ET DEPLACEMENT DE LA LARVE DE SCIRPOPHAGA MELANOCLISTA

Fig.21



A : La chenille dans son fourreau est en train de percer une nouvelle tige de riz



B : Partie inférieure de la tige de riz coupée

riz; 40% montent sur les feuilles, les enroulent et les coupent pour former un fourreau-protecteur à la façon des Nymphula et 40% sont mortes d'inanition à la surface de l'eau sans pouvoir pénétrer dans les tiges. Si les chenilles se trouvent dans les tiges de riz en voie de pourrissement, par suite de mauvaises conditions culturales, certaines chenilles encore jeunes (3<sup>ème</sup> et 4<sup>ème</sup> stades) pénètrent dans la nervure centrale de la feuille, puis coupent celle-ci sans l'enrouler; d'autres, du même stade ou plus âgées, s'enroulent dans la feuille puis la coupent pour former leur fourreau-protecteur.

Il arrive très souvent d'observer des chenilles errant, soit montant sur les feuilles (Fig.20, position 5), soit sortant du bac, elles meurent alors d'inanition. Ce comportement erratique peut rendre compte d'une partie de la forte mortalité constatée, en élevage, sur le riz.

### 3.35- Estimation de dégâts dûs à S.melanoclista au laboratoire:

Les dégâts de S.melanoclista ne sont jamais aussi spectaculaires et repérables que ceux des autres borers (Chilo, Maliarpha, Diopsides) qui provoquent l'apparition de coeurs morts ou d'épis blancs. Les chenilles de S.melanoclista détruisent les tiges à n'importe quel stade phénologique en les sectionnant. Pour évaluer ces dégâts, nous avons disposé 50 chenilles sur 50 pots contenant chacun 7 touffes de riz au tallage, soit une chenille par pot. Les pots sont

placés à l'ombre et recouverts par des cylindres grillagés, en matière plastique transparente, de façon à protéger le ravageur des attaques des parasites et prédateurs et limiter les pertes dues au comportement erratique des chenilles. Les tiges sectionnées ont été comptées uniquement dans les pots où les chenilles ont terminé leur développement. Dix huit chenilles sur cinquante ont survécu, soit une mortalité larvaire de 64% , inférieure au cas précédent.

Tableau 11 : Pourcentage des chenilles ayant coupé d'une à quatre tiges.

Nombre de tiges coupées	1 tige	2 tiges	3 tiges	4 tiges
Nombre de pots (chenilles)	3	7	4	4
% des chenilles ayant coupé de 1 à 4 tiges	16,7	38,9	22,2	22,2

Chaque chenille de S.melanoclista, au cours de son développement larvaire, coupe évidemment au moins une tige de riz, au plus quatre tiges et en moyenne 2,5 tiges. Les dégâts causés par les chenilles de S.melanoclista en Côte d'Ivoire n'atteignent donc pas l'importance de ceux dûs à Tryporyza innotata en Asie. Toutefois ils peuvent devenir importants en cas de pullulations.

### 3.4- DEVELOPPEMENT NYMPHAL

Les chenilles proches de la nymphose se trouvent en général tout au bas de la tige, souvent au dessous du collet, malgré une lame d'eau permanente de 1 à 3cm. Elles creusent cette partie constituée de noeuds très rapprochés jusqu'à la racine et forment ainsi une cavité pour y accomplir leur nymphose. Le trou de sortie du papillon est situé au voisinage du collet, c'est-à-dire juste au dessus de la tête de la chrysalide, orientée vers le haut; il est fermé par plusieurs couches de soies.

Les chrysalides fraîchement formées sont d'un blanc légèrement jaunâtre et transparent. Les yeux sont visibles très tôt; dès le troisième jour après la formation de la chrysalide, la couleur brunâtre des yeux apparaît, elle est plus marquée sur le côté externe. Au cinquième jour, la couleur de la chrysalide devient ivoire nacré, les yeux sont entièrement bruns. Au septième jour, la face dorsale du thorax devient noirâtre. A partir du dixième jour, la chrysalide prend une coloration nacré, due à l'apparition des écailles du futur papillon. Dans les conditions ambiantes de température (moyenne maximale: 28°C , minimale: 22°C) et d'hygrométrie variant de 85 à 95% , la durée du développement nymphal le plus court a été de 12 jours, celle du plus long 14 jours (chiffres obtenus par l'élevage de 37 chrysalides)

Les chrysalides mâles sont de taille plus petite que les femelles; les étuis des pattes postérieures des mâles atteignent l'extrémité de l'abdomen, tandis que ceux des femelles ne l'atteignent pas, dépassant à peine les étuis alaires.

Les chrysalides prélevées en tige de riz, très fra-

giles, sont placées aussitôt dans une boîte grillagée avec un tampon de coton humide. Sur les 101 chrysalides prélevées dans les tiges de riz, 37 seulement ont éclos, soit une mortalité nymphale de 63% .

### 3.5- RECHERCHE D'UN MILIEU D'ELEVAGE ARTIFICIEL POUR S.MELANOCLISTA.

Des essais de milieux artificiels n'ont pas donné de résultats satisfaisants. Pour ces essais nous avons utilisé deux sortes de boîtes contenant le milieu artificiel où nous avons placé :

- 30 néonates par boîte de 8cm de diamètre et 5cm de hauteur.
- 1 néonate dans chaque boîte cubique de 2cm d'arête.

Les milieux artificiels déjà connus, ainsi que leurs modifications n'ont pas donné de résultats satisfaisants, ce sont :

#### 3.51- Le milieu de GUENNELON mis au point pour Chilo suppressalis

- Eau	: 600,00g
- Agar	: 16,00g
- Semoule de maïs	: 112,00g
- Germe de blé	: 28,00g
- Levure de bière	: 30,00g
- Acide ascorbique	: 4,00g
- Acide benzoïque	: 1,20g

- Nipagine : 1,00g
- Auréomycine : 0,10g

Sur ce milieu, les larves néonates de S.melanoclista meurent après 2 à 3 jours.

3.52- Milieu artificiel enrichi de S. POITOUT et R. BUES pour l'élevage de plusieurs espèces de Lépidoptères Noctuidae.

- Eau : 600,00g
- Agar : 17,65g
- Cellulose : 21,18g
- Fragments de feuilles de chou desséchées, remplacés par les fragments de feuilles de riz desséchées : 35,30g
- Protéolysat de caséine: 24,71g
- Glucose(remplacé par le saccharose) : 24,71g
- Cholestérol : 2,11g
- Sels de Wesson : 7,86g
- Acide ascorbique : 3,53g
- Levure de bière : 21,18g
- Mélange vitaminé (vitamin diet fortification mixture) : 14,12g
- Acide benzoïque : 0,88g
- Nipagine : 0,70g

Les larves néonates de S.melanoclista ne survivent que jus-

qu'au troisième jour.

3.53- Milieu artificiel de A. WAHID et M. AKHTAR mis au point pour Scirpophaga nivella (borer de la canne à sucre en Inde) :

a/	- Eau	: 600,00g
	- Agar	: 16,00g
	- Cellulose	: 14,00g
	- Feuilles de riz vertes:	43,00g
	- Protéolysat de caséine:	26,00g
	- Saccharose	: 43,00g
	- Cholestérol	: 1,00g
	- Sels de Wesson	: 2,00g
	- Acide ascorbique	: 3,60g
	- Choline chloride	: 0,50g

Les néonates meurent dès le deuxième jour et le milieu se couvre de moisissures.

b/ Partant de ce milieu, nous avons diminué presque de moitié la quantité de saccharose (25g au lieu de 43g) puisque la plantule de riz contient moins de sucre que la canne à sucre, et nous avons ajouté 0,20g d'Auréomycine pour empêcher la formation de moisissures. Ce nouveau milieu n'est pas meilleur car les néonates meurent aussi rapidement que sur le milieu de WAHID et AKHTAR (a).

c/	Reprenant le milieu (b), nous avons ajouté :	
	- Mélange de vitamine	: 14,00g

- Acide benzoïque : 1,00g
- Levure de bière : 21,00g
- Nipagine : 1,00g
- Auréomycine : 0,20g

Ce milieu ne convient toujours pas, car les larves néonates meurent entre les deuxième et cinquième jours.

3.54- Milieu de DELOBEL modifié par TAVAKILIAN

- Eau : 600,00g
- Agar : 15,00g
- Semoule de maïs : 60,00g
- Germe de blé : 60,00g
- Levure de bière : 10,00g
- Acide ascorbique : 4,00g
- Acide benzoïque : 1,20g
- Farine de pois-chiche : 60,00g
- Sucre : 20,00g
- Moelle de tige de maïs: 4,00g
- Auréomycine : 0,20g
- Nipagine : 1,00g

Ce milieu permet aux chenilles de subsister jusqu'au troisième stade larvaire; mais cela est loin d'être satisfaisant, car le premier stade dure alors 12 à 15 jours, et le deuxième stade dure 7 jours environ. Rappelons en effet que, sur plantules de riz, le premier stade dure 5 à 6 jours et le deuxième 3 à 4 jours.

Pour rendre ce milieu plus stable nous avons ajouté

5<sup>cc</sup> de formol à 10% , puis 7g. de mélange vitaminé et en doublant la quantité de sucre. Cette nouvelle formule n'a rien amélioré et permet toujours seulement aux chenilles d'atteindre le troisième stade.

### 3.6- CONCLUSIONS

La période d'activité des imagos au piégeage lumineux débute vers 18 heures 45 minutes, atteint son apogée entre 19h15mn et 20h. , puis régresse.

La potentialité de ponte se situe aux environs de 250 ovocytes par femelle. Dans les conditions du laboratoire, chaque femelle pond, en moyenne, la moitié du stock d'ovocytes qu'elle possède, c'est-à-dire une centaine d'oeufs; certaines ne pondent pas et d'autres peuvent déposer jusqu'à 190 oeufs, soit en une seule ponte, soit en 2 ou 3, moyennes ou petites. La corrélation existant entre la taille de la ponte et le nombre d'oeufs qui la composent est très faible, car la taille de l'ooplaque est fonction aussi de la quantité variable de poils pygidiaux qui la couvrent. Les femelles pondent de préférence sur les variétés de riz destinées à la culture irriguée, et de préférence également au moment du tallage et à la montaison. Sur le riz, les ooplaques se trouvent placées aussi bien sur la face supérieure que sur la face inférieure et à différents niveaux de la feuille; mais de préférence elles se trouvent placées sur la face supérieure et dans les deux tiers inférieurs de la feuille. Les pontes contiennent en moyenne 5% d'oeufs stériles et 95% sont donc fertiles et donnent naissance à des jeunes chenilles,

mais certains sont parasités par un Hyménoptère, Scelionidae, Telenomus thestor. Le taux de parasitisme par ce Scélionide est plus faible en saison des pluies qu'en saison sèche.

Les larves néonates libérées sur les feuilles des plantules de riz au laboratoire, pénètrent d'abord dans la gaine foliaire et minent les nervures médianes en provoquant souvent le flétrissement de la feuille correspondant à la gaine attaquée. A partir du troisième stade, les chenilles gagnent le coeur de la tige, s'y installent, généralement tout en bas, détruisent tout le méristème et commencent à sectionner la tige (vers 4<sup>ème</sup> stade larvaire) pour former leur fourreau-protecteur. Ce dernier flottant à la surface de l'eau, permet aux chenilles de se déplacer d'une tige à l'autre. Elles sont alors semi-aquatiques. Les chenilles pourvues de fourreau-protecteur percent une nouvelle tige soit au niveau de la surface de l'eau, soit en plongeant dans l'eau au niveau du collet. Les chenilles ne quittent jamais leur fourreau-protecteur avant de pouvoir pénétrer dans une autre tige, même lors des déplacements sur sol sec. Ce fourreau-protecteur est indispensable pour les chenilles âgées.

Les dégâts causés par S.melanoclista ne sont jamais aussi spectaculaires et repérables que ceux des autres borers (Chilo, Maliarpha, Diopside) qui provoquent l'apparition des coeurs morts ou d'épis blancs. Les chenilles de S.melanoclista détruisent les tiges de riz à n'importe quel stade phénologique, en les sectionnant. Chaque chenille, au cours de son développement larvaire sectionne de 1 à 4 tiges de riz. Les dégâts causés par S.melanoclista en Côte d'Ivoire n'attei-

gnent pas l'importance de ceux rapportés à Tryporyza innodata en Asie.

Dans les conditions étudiées, le développement larvaire est de 28 à 44 jours. Il y a sept stades larvaires.

Les chenilles proches de la nymphose rongent tous les entre-noeuds rapprochés jusqu'aux racines. La cavité nymphale se trouve alors au plus bas de la tige. Le développement nymphale, dans les conditions ambiantes étudiées, dure de 12 à 14 jours.

Le cycle complet de développement de S.melanoclista dans les conditions ambiantes est le suivant :

- Incubation : 8 à 9 jours
- Développement larvaire : 28 à 44 jours
- Développement nymphal : 12 à 14 jours

Le cycle complet varie donc de 48 à 67 jours. Les adultes de S.melanoclista vivent au maximum une semaine.

## CHAPITRE IV

### MORPHOLOGIE ET BIOLOGIE DE TELENOMUS THESTOR NIXON

T.thestor est un Hyménoptère, appartenant à la famille des Scelionidae; il a été déterminé par TRAN Vinh Liêm, en utilisant la clé de détermination de NIXON, complétée par celle de RISBEC (1950).

Ce parasite a éclos en Côte d'Ivoire d'oeufs de S. melanoclista, récoltés à Kotiessou, Bouaké et Ferkessédougou. RISBEC, qui a récolté l'espèce au Sénégal (M. Bambey) d'oeufs d'Amsacta moloneyi DRC (Lep., Arctiidae), indique que "T.thestor a été décrit de l'Ouganda comme parasite de Lépidoptères indéterminés; une série provenant d'oeufs d'un Lymantriidae, Spalgis lemolae H.DRUDE sur caféier". RISBEC (1950, p.633) signale que le parasite a été récolté à Abengourou, une localité de Côte d'Ivoire, en zone de forêt, à partir d'oeufs indéterminés pondus sur taro. L'espèce semble donc polyphage.

#### 4.1- MORPHOLOGIE DE TELENOMUS THESTOR NIXON :

#### 4.11- Morphologie des imagos (Fig.22 et 23)

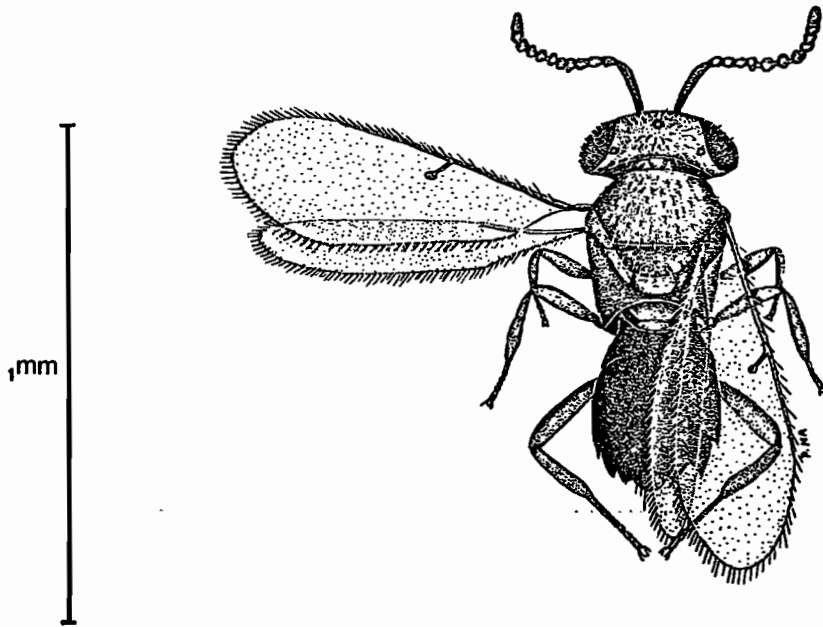
Pour la morphologie des imagos, nous rappellerons la description (uniquement sur les imagos) de TRAN (1977) en apportant quelques détails complémentaires.

##### 4.111- Morphologie du mâle :

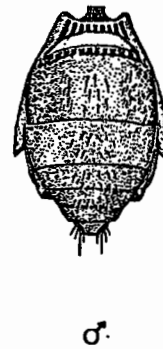
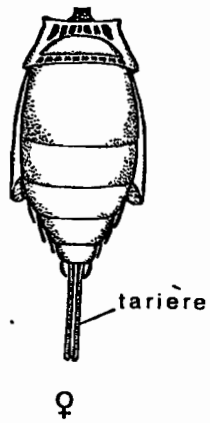
La longueur totale varie de 0,78 à 0,86 mm , elle est plus importante que celle donnée par RISBEC(0,67 à 0,76mm). Le mâle est de couleur brun-foncé, l'abdomen est noirâtre, les yeux noirs, les pattes et les antennes jaune testacé; le scape est plus long que les autres articles de l'antenne.

##### - Tête (Fig.23 A) :

Elle est un peu plus de deux fois plus large que longue, à bord postérieur concave et à pubescence développée, mais peu dense. Le vertex est finement réticulé, le front lisse, réticulé seulement vers les yeux et vers le clypéus. Les yeux (oc), noirs, sont deux fois plus longs que larges, à pubescence fine, peu dense; l'ocelle antérieur (oa) est circulaire et les ocelles postérieurs (op) ovales et situés contre le bord interne des yeux. Les antennes (Fig.23 D) jaune testacé à douze articles, sont insérées assez bas dans deux fossettes frontales (ff) circulaires. Le scape (sca) est subcylindrique, légèrement courbe, de longueur égale à celle du pédicelle et des trois premiers articles funiculaires réunis. Le pédicelle (p), en forme de toupie, est égal au premier article funiculaire; les trois premiers articles du funicule



Telenomus thestor NIXON ♂



ABDOMENS

Fig.22 : Telenomus thestor adulte et abdomens

(fu) sont subégaux et le troisième présente une excroissance <sup>le</sup> à sa partie distale; les autres articles sont ovales et/der-  
nier forme une massue (ma) simple. Les mandibules (md), à  
bords parallèles, sont terminées par trois dents distinctes  
dont la supérieure est plus longue que les deux autres. Les  
palpes maxillaires sont deux articles, munis de cinq longs  
poils à leur extrémité. Les palpes labiaux sont constitués  
d'un seul article et munis de quatre longs poils. Le clypeus  
est triangulaire; le labre, transverse, est bilobé.

- Thorax (Fig. 23B)

Le thorax est trapu, presque aussi long que large.  
Le pronotum (pn) est oblique, à bord postérieur concave, ca-  
ché par un mesoscutum (msc) pentagonal, légèrement plus lar-  
ge que long; le scutum (sc) est semi circulaire, très légè-  
ment bombé, beaucoup plus large que long, présentant sur les  
bords une sculpture dentelée. Le mesonotum est entièrement  
et finement réticulé, les points d'intersection des mailles  
étant aussi les points d'insertion des poils. La partie médi-  
ane du metanotum (met) est ornée d'une sculpture en forme de  
cellules irrégulières. La partie médiane du propodeum (pr),  
ou segment médiaire, est cachée par le metanotum, sa réticu-  
lation est plus lâche et son bord postérieur concave.

- Ailes (Fig. 23C)

Les ailes sont transparentes, à pubescence développée  
et régulièrement répartie. Les ailes antérieures sont presque  
quatre fois plus longues que larges. La nervure submarginale  
(sm) est très longue, atteignant presque la moitié de l'aile;  
la nervure marginale (m) est très courte, égale au tiers de

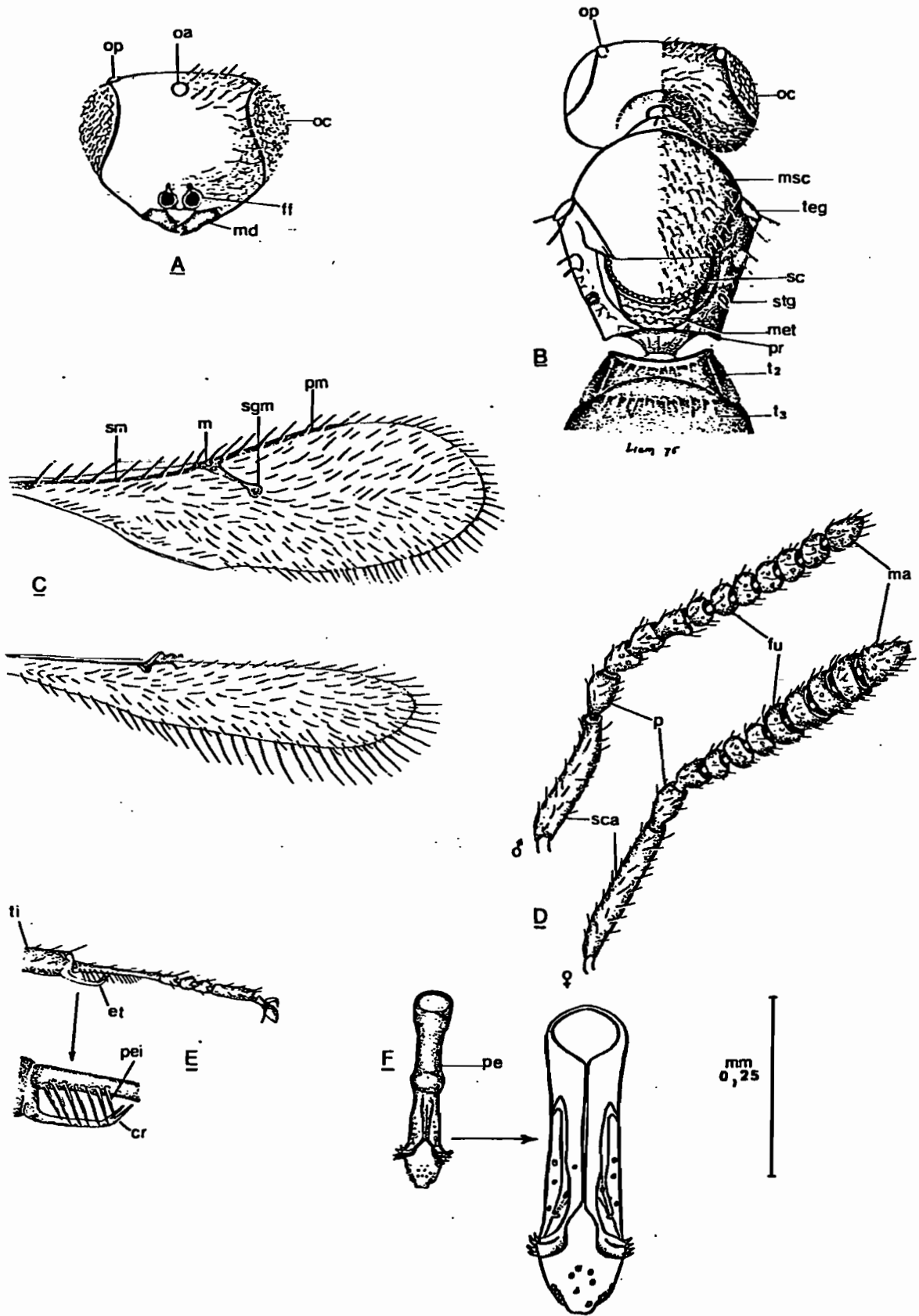


Fig.23 : T.thestor NIXON

la stigmale (sgm); celle-ci, à bordure bien distincte, est de longueur égale au quart de celle de la submarginale; la post marginale (pm) est de longueur égale au tiers de celle de l'aile.

- Pattes (Fig.23E)

Les pattes sont grêles. Les fémurés antérieurs sont cinq fois plus longs que larges; l'éperon tibial (et) est bifurqué et recourbé; le premier article tarsal est deux fois plus long que le cinquième, les trois autres articles sont égaux. Les fémurs postérieurs sont quatre fois plus longs que larges; le premier article tarsal est deux fois et demi plus long que le cinquième; les trois autres articles sont subégaux; l'éperon tibial est égal à la moitié du premier article tarsal.

- Abdomen (Fig. 22 et 23B)

L'abdomen est aussi long que le thorax et la tête réunis. Le tergite 2 ( $t_2$ ), à bord apical légèrement concave, est trié sur presque toute la longueur du segment. Le tergite 3 ( $t_3$ ) est trié seulement sur son bord antérieur. Le bord postérieur de tous les segments est droit. La face dorsale est poilue.

Le pénis (pe) (Fig. 23F) est caractérisé par quatre fortes dents sur chaque palette latérale.

4.112- Morphologie de la femelle :

La longueur totale + la tarière varie de 0,84 à 0,88 mm. La femelle diffère des mâles par sa coloration plus som-

bre et des antennes de onze articles; les articles funiculaires sont plus gros que ceux du mâle. La face dorsale de l'abdomen est glabre.

#### 4.12- Morphologie de l'oeuf (Fig. 24)

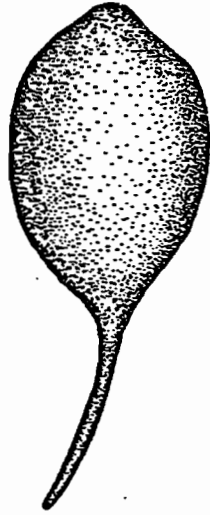
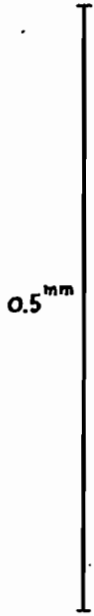
L'oeuf est ovoïde, pédonculé, sans sculpture ni ornement. L'oeuf, pédoncule compris, mesure en moyenne 0,4mm. La longueur du pédoncule est égale aux deux tiers de celle de l'oeuf.

#### 4.13- Morphologie de la larve (Fig. 24)

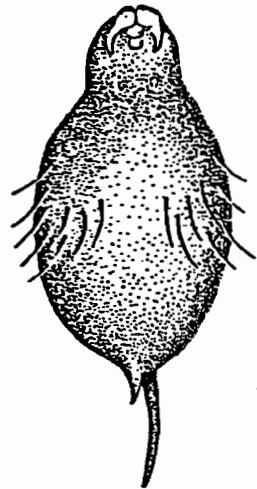
Les larves des Scéliionides, selon CLAUSEN (1940) et BERLAND (in Grassé, 1951) sont "téléaformes": c'est-à-dire que la segmentation n'est pas visible; tête et thorax ne sont pas distincts, et l'ensemble est séparé de l'abdomen par une constriction; les mandibules sont très grandes, courbées vers le bas. L'abdomen est subcylindrique, entouré d'un ou de plusieurs cercles d'épines; l'extrémité postérieure du corps se prolonge par un processus ventral en forme de lame. Nous avons distingué trois stades larvaires chez T.thestor :

- La larve du premier stade, à l'éclosion, a à peu près la même taille que l'oeuf qui la contient. La segmentation est absente, il existe seulement une constriction qui, selon BERLAND, sépare l'abdomen du thorax et de la tête ; ces deux derniers segments n'étant pas distincts. La tête est pourvue de deux énormes mandibules. Selon le même auteur, elles servent à la jeune larve de Telenomus ulyetti à s'accro-

Fig.24 : T.thestor NIXON



Oeuf pédonculé



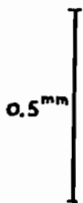
Larve de 1<sup>er</sup> stade



Larve de 2<sup>ème</sup> stade



Larve de 3<sup>ème</sup> stade



Face dorsale  
de la nymphe



Face ventrale  
de la nymphe

cher à la séreuse de l'oeuf-hôte; ce sont plutôt des organes de fixation que de dilacération. L'abdomen est subcylindrique, pourvu vers son milieu, sur les faces dorsale et latérales de grosses épines. A l'extrémité postérieure de l'abdomen, se trouvent deux appendices, l'un court et l'autre long.

- La larve du deuxième stade est davantage "téléaforme" ; c'est une masse subcylindrique présentant des esquisses de segmentation, et où la constriction originelle et les mandibules ne sont plus visibles.

- La larve du troisième stade est ovoïde, un peu allongée, avec la partie abdominale plus élargie que le thorax et la tête. La tête est pourvue d'une paire de courtes antennes formées d'un seul article, d'une paire de stemmates à peine esquissés et de pièces buccales indistinctes. La segmentation est nette, on voit apparaître 9 paires de stigmates sur les deux derniers segments thoraciques et les sept premiers segments abdominaux.

#### 4.14- Morphologie de la nymphe (Fig. 24)

Les nymphes ont la même taille que les adultes. Le corps, d'abord blanc, devient gris puis noir; cette coloration noirâtre est davantage foncée chez la femelle que chez le mâle. Les yeux sont d'abord blancs; et deviennent bruns très tôt, la pigmentation brune apparaissant 24 heures après la nymphose. Les fourreaux des antennes, des ailes et des pattes restent transparents très longtemps; ils deviennent bruns deux jours avant l'émergence des adultes. En vue ventrale,

les ailes, les pattes antérieures et les pattes intermédiaires sont situées entre les antennes et les pattes postérieures qui atteignent presque l'extrémité de l'abdomen.

#### 4.2- BIOLOGIE DE TELENOMUS THESTOR NIXON

Selon RISBEC, T.thestor est polyphage. En Côte d'Ivoire, nous l'avons trouvé uniquement dans les oeufs de S.melanoclista. Les femelles de T.thestor sont phorétiques, sur les femelles de S.melanoclista; elles peuvent être parthénogénétiques arrhénotoques.

##### 4.21- L'adulte et la reproduction au laboratoire :

###### 4.211- Accouplement et période de préoviposition

T.thestor s'accouple dès l'éclosion. Les mâles éclosent en général avant les femelles et restent à attendre la sortie de ces dernières, sur la ponte, pour un premier accouplement. Pour les accouplements suivants, le mâle poursuit la femelle; dès qu'il l'atteint, il se place sur son dos, la tenant serrée entre ses pattes, les deux individus étant orientés dans le même sens; le mâle "tapote" de ses antennes celles de la femelle durant tout l'accouplement qui dure de 15 à 30 secondes, parfois 45 secondes. La femelle accepte de s'accoupler plusieurs fois avec différents mâles et inversement. La période de préoviposition est très brève; elle dure quelques heures.

4.212- Ponte et potentialité de ponte :

La femelle de T.thestor pond dans les oeufs de S.melanoclista quelque soit leur âge. Elle dépose ses oeufs dans les oeufs-hôtes à travers la couche de poils pygidiaux. Si ces derniers ne sont pas trop denses, elle les écarte avec son ovipositeur pour atteindre les oeufs-hôtes. Dans le cas contraire, elle se sert d'abord de sa tête, pour écarter une partie des poils, puis de son ovipositeur. Le dépôt d'un oeuf demande de 10 à 15 secondes. La femelle peut déposer une vingtaine d'oeufs, sans quitter la même ponte de S.melanoclista

Nous avons étudié la potentialité de ponte en disséquant 20 femelles âgées d'un à deux jours, et n'ayant pas encore pondu; selon BERLAND (1951) in Grassé, la femelle est mûre dès l'éclosion, cas général chez les parasites d'oeufs qui trouvent dans le vitellus de l'hôte de quoi former et mûrir tous leurs ovules. L'abdomen est extrêmement petit puisqu'il n'atteint pas 0,5 mm de long; dès son ouverture par dilacération à l'aide de deux munities, les ovocytes flottent dans le liquide physiologique, une petite goutte de noir chlorazol y est ajoutée pour rendre plus aisé le dénombrement de ces ovocytes déjà développées.

Tableau 12 : Nombre moyen d'ovocytes développées par femelle âgée d'un à deux jours.

N° de l'échantillon	Nombre d'ovocytes
1	67
2	72
3	79
4	82
5	73
6	75
7	78
8	72
9	79
10	72
11	73
12	77
13	79
14	74
15	76
16	72
17	74
18	77
19	75
20	68
Total	1494
Moyenne	74,7

Une femelle âgée de 1 à 2 jours possède de 67 à 82 ovocytes

et en moyenne 74 ovocytes. Toutefois, il est certain que les femelles de T.thestor possèdent un nombre d'ovocytes plus élevé que celui indiqué ci-dessus; car au cours de la dissection, certaines ovocytes sont écrasées et d'autres sont insuffisamment développées pour être dénombrées.

#### 4.213- Fécondité :

La fécondité des femelles est définie par le nombre total d'oeufs pondus par une femelle. D'après CLAUSEN (1940) et BERNARD (1951) in Grassé, ce nombre est très variable selon les espèces de Scélionides; il varie de 20 à 300 oeufs, et il est en général de 50 à 200 oeufs.

La fécondité de T.thestor a été étudiée en présentant à une femelle vierge et à une femelle fécondée une ponte fraîche de S.melanoclista renouvelée toutes les 24 heures, pendant quatre jours. Nous constatons que les femelles de T.thestor pondent presque tout leur stock d'oeufs sur la première ponte de S.melanoclista présentée, éventuellement quelques oeufs sur la deuxième ponte présentée le jour suivant. Sur les troisième et quatrième pontes présentées, T.thestor ne pond plus. Cette expérience a été conduite sur 10 femelles fécondées et 10 femelles vierges; les mêmes observations ont été renouvelées dans chaque cas.

Tableau 13 : Nombre d'oeufs pondus par des femelles fécondées.

Tableau 13 : Nombre d'oeufs pondus par des femelles fécondées

N° de l'échantillon	Nb.d'oeufs pondus par femelle		Total
	1 <sup>er</sup> jour	2 <sup>ème</sup> jour	
1	25		25
2	16		16
3	40	25	65
4	50	24	74
5	30	13	43
6	34		34
7	38	17	55
8	28		28
9	28	11	39
10	45	2	47
Total	334	92	426
Moyenne			42,6

Une femelle fécondée pond au maximum 74 oeufs, au minimum 16 oeufs, et en moyenne 42 oeufs. La ponte maximale semble bien correspondre au nombre d'ovocytes dénombrées à la dissection .

Tableau 14 : Nombre d'oeufs pondus par des femelles vierges

N° de l'échantillon	Nb.d'oeufs pondus par femelle		Total
	1 <sup>er</sup> jour	2 <sup>ème</sup> jour	
1	59		59
2	52	9	61
3	32		32
4	40	3	43
5	45		45
6	15		15
7	39	40	79
8	42	15	57
9	49	13	62
10	28	21	49
Total	401	101	502
Moyenne			50,2

Une femelle vierge pond au maximum 79 oeufs, au minimum 15 oeufs et en moyenne 50 oeufs.

Influence de l'accouplement sur le nombre d'oeufs pondus :

L'accouplement ne semble pas avoir d'influence bénéfique, au contraire, sur le nombre d'oeufs pondus par femelle; puisque à la lecture des tableaux 13 et 14 , on peut observer qu'une femelle vierge pond en moyenne plus qu'une femelle fécondée (50 contre 42), cette différence paraît significative.

4.214- Sex-ratio :

La proportion entre les nombres des mâles et des femelles récoltés en élevage est très variable puisqu'il dépend de l'accouplement ou non des femelles.

4.2141- Cas des femelles vierges :

Nous obtenons des femelles vierges en les isolant dès leur émergence, chacune dans une boîte cubique de 2 cm d'arête en présence d'une ponte fraîche de S.melanoclista et d'un petit tampon de coton imbibé d'eau miellée. Les femelles non fécondées pondent des oeufs qui ne donnent naissance qu'à des mâles (tableau 14). Les femelles de T.thestor, comme beaucoup d'Hyménoptère présentent donc une parthénogénèse arrhénotoque.

4.2142- Cas des femelles fécondées :

Les femelles fécondées sont obtenues en laissant ensemble, pendant 24 heures après l'émergence, les mâles et les femelles. Chaque femelle fécondée est ensuite placée dans une boîte cubique en présence d'une ponte fraîche de S.melanoclista et d'un petit tampon de coton imbibé d'eau miellée.

A l'émergence nous avons constaté que le nombre des descendants est assez variable, ainsi que la proportion entre les mâles et les femelles (tableau 15) et que les femelles sont statistiquement en plus grand nombre.

**Tableau 15 : Proportion entre les mâles et les femelles  
issus de femelles fécondées:**

NP	NF	NM	NT	% F
1	24	1	25	96
2	15	1	16	93
3	39	26	65	60
4	46	28	74	62
5	35	8	43	81
6	29	5	34	85
7	43	12	55	78
8	24	4	28	85
9	34	5	39	87
10	37	10	47	78
11	19	5	24	79
12	13	12	25	52
13	24	4	28	85
14	26	5	31	83
15	16	11	27	59
16	14	2	16	87
17	24	2	26	92
18	22	6	28	78
19	45	19	64	70
20	25	1	26	96
21	18	2	20	90
22	39	12	51	76
23	6	28	34	17
24	50	24	74	67
25	39	26	65	60
26	28	4	32	87
27	15	3	18	83
28	12	13	25	48
29	36	4	40	90
30	28	6	34	82
<b>Total</b>	<b>825</b>	<b>289</b>	<b>1114</b>	
<b>Moyenne</b>				<b>74</b>

NP: N° de ponte. NF: Nombre de femelles écloses. NM: Nombre de mâles éclos. NT: Nombre total. %F: % de femelles

Ainsi, sur une ponte de S.melanoclista on peut observer aussi bien un mâle de T.thestor pour 24 femelles comme 28 mâles pour 6 femelles; le sex-ratio moyen est toutefois de l'ordre de trois femelles pour un mâle.

#### 4.215- Longévité des imagos :

La longévité des imagos est très variable selon la saison, la nutrition et la présence ou l'absence des oeufs-hôtes. Nous avons étudié la longévité des femelles fécondées (en présence ou non d'oeufs-hôtes) et des mâles (ayant copulé). Cette expérience a été conduite de septembre à décembre 1977 dans les conditions ambiantes de température (moyenne maximale: 28 C et moyenne minimale: 22 C) et d'hygrométrie variant de 70 à 90% ; tous les individus sont isolés chacun dans une boîte cubique de 2 cm d'arête en présence d'un petit tampon de coton imbibé d'eau miellée servant de nourriture. Le comptage des individus morts est effectué chaque jour; et nous avons mis 100 individus de chaque catégorie en expérience.

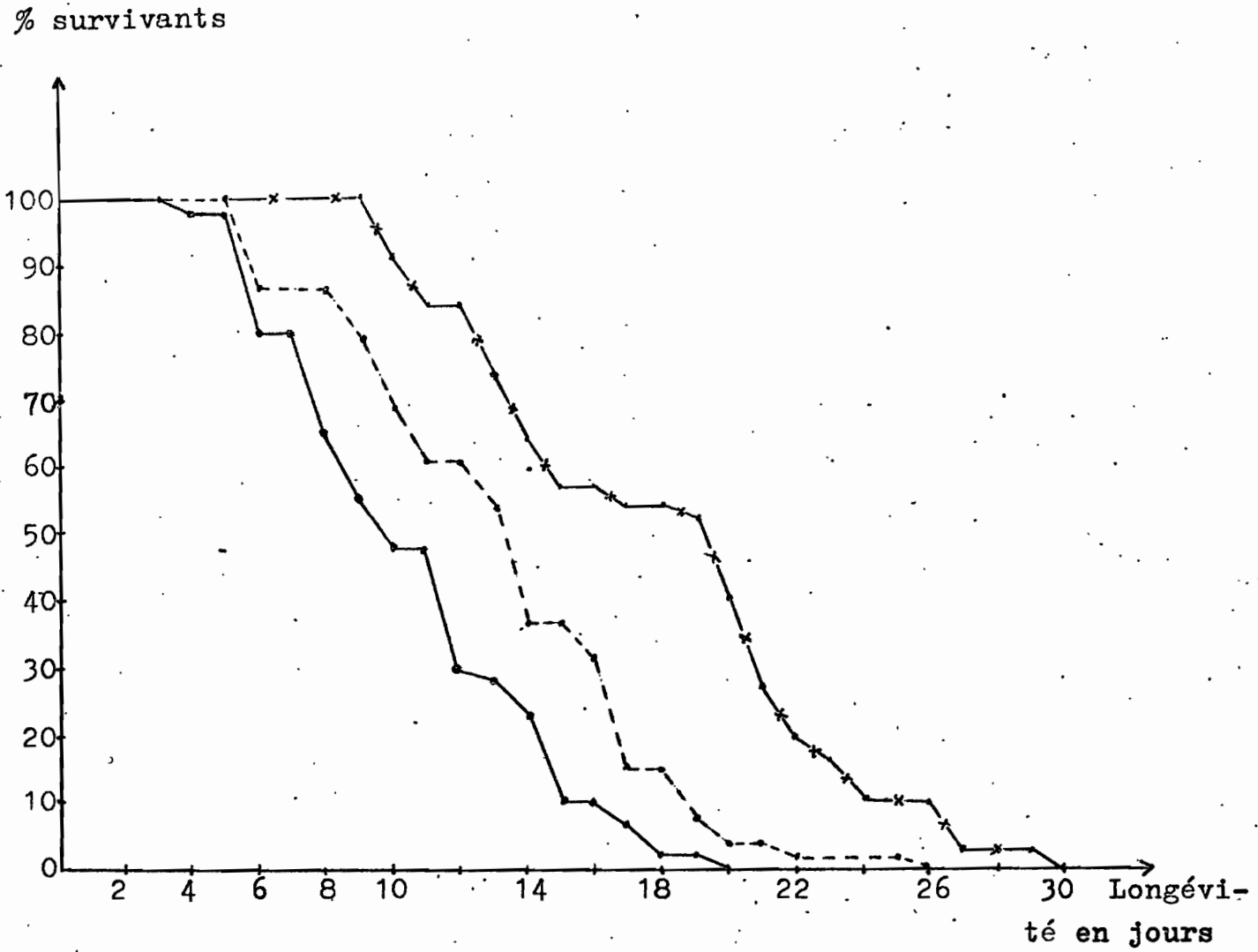
Tableau 16 : Variations de la longévité des femelles fécondées (en présence ou non d'oeufs-hôtes) et des mâles ayant copulé)

**Tableau 16** : Variation de la longévité des femelles fécondées  
(en présence ou non d'oeufs-hôtes) et des mâles  
(ayant copulé)

D	L1	L2	L3	% L1	% L2	% L3
1 <sup>er</sup> j				100	100	100
2 <sup>e</sup> -				-	-	-
3 -				-	-	-
4 -			8	-	-	92
5 -				-	-	-
6 -		13	12	-	87	80
7 -				-	-	-
8 -			15	-	-	65
9 -		8	10	-	79	55
10 -	9	10	7	91	69	48
11 -	7	8		84	61	-
12 -			18	-	-	30
13 -	11	7	2	73	54	28
14 -	9	17	5	64	37	23
15 -	7		12	57	-	11
16 -		6		-	31	-
17 -	3	16	4	54	15	7
18 -			5	-	-	2
19 -	2	7		52	8	-
20 -	12	4	2	40	4	0
21 -	13			27	-	
22 -	7	2		20	2	
23 -	4			16	-	
24 -	6			10	-	
25 -				-	-	
26 -		2		-	0	
27 -	7			3		
28 -				-		
29 -				-		
30 -				0		
<b>Total</b>	100	100	100			

**D**: Durée. **L1**: Longévité des femelles privées d'oeufs-hôtes. **L2**: Longévité des femelles en présence d'oeufs-hôtes. **L3**: Long évité des mâles ayant copulé

Fig. 25 : Courbe de variations de la longévité des femelles fécondées en présence ou en absence d'oeufs-hôtes, et de mâles ayant copulé



— : Mâles

- - - : Femelles fécondées en présence d'oeufs-hôtes

-x-x-x- : Femelles fécondées en absence d'oeufs-hôtes

Discussions :

1/ Variation de longévité selon le sexe :

La longévité des mâles est nettement plus courte que celle des femelles. Ainsi 50% des mâles sont morts au 10<sup>ème</sup> jour, tandis que ce pourcentage n'est atteint que le 14<sup>ème</sup> jour pour les femelles fécondées disposant d'oeufs-hôtes et le 20<sup>ème</sup> jour pour les femelles fécondées privées d'oeufs-hôtes. Les mâles ne vivent pas plus de 20 jours, mais les femelles fécondées, ayant pondu, vivent 25 jours et celles privées d'oeufs-hôtes 29 jours.

Les premiers mâles meurent 4 jours après l'éclosion, alors que les premières femelles fécondées, ayant pondu, meurent le 6<sup>ème</sup> jour et celles privées d'oeufs-hôtes le 10<sup>ème</sup> jour.

2/ Influence de la ponte sur la longévité des femelles :

La longévité maximale des femelles fécondées, ayant pondu, est plus courte que celles des femelles privées d'oeufs-hôtes: soit 25 jours contre 29 jours. De même les 50% de mortalité, surviennent le 14<sup>ème</sup> jour après l'éclosion pour les premières, et le 20<sup>ème</sup> jour pour les secondes.

4.22- Développement de l'oeuf à l'imgo chez T.thestor

4.221- Particularité de l'oeuf de S.melanoclista parasité :

L'oeuf de S.melanoclista parasité par T.thestor pré-

sente en général un point noir, parfois deux ou trois en cas de surparasitisme (si une seule ponte de S.melanoclista est mise en présence de plusieurs femelles de T.thestor). Chaque point noir est la trace que l'ovipositeur a laissé dans le vitellus de l'oeuf-hôte au moment de la ponte. Malgré la présence, parfois, de plusieurs points noirs sur l'oeuf-hôte, on n'observe à l'éclosion qu'un seul parasite. L'oeuf parasité par T.thestor ne présente pas d'ornementation comme avec T. ashmeadi et T. fariori (BERNARD, 1951, in Grassé), dont les femelles grattent la surface de l'oeuf où elles tentent de pondre, y dessinant des cercles concentriques. Au quatrième jour après le parasitisme, on peut distinguer les oeufs S. melanoclista non parasités des oeufs parasités, car les premiers restent blanc-jaunâtre, tandis que les seconds deviennent au brun.

#### 4.222- Période d'incubation:

L'oeuf de T.thestor flotte librement dans le vitellus liquide de l'oeuf-hôte. La période d'incubation dure environ 24 heures.

#### 4.223- Développement larvaire

Des pontes fraîches de S. melanoclista âgées de quelques heures sont présentées aux femelles de T. thestor. La durée du développement larvaire de T. thestor est de quatre jours dans les conditions ambiantes de température (moyenne maximale: 28°C, moyenne minimale: 22°C) et d'hygrométrie de

85 à 95% . Au premier jour, la larve est molle et transparente. Au début du deuxième jour, elle est plus opaque et presque aussi grande que l'oeuf-hôte. Tout le contenu vitellin est consommé dès le début du troisième jour . Au début du quatrième jour, on voit apparaître les neuf paires de stigmates, <sup>ain</sup> aussi qu'une ébauche de segmentation qui devient nette à la fin de cette journée.

#### 4.224- Développement nymphal

On décèle la nymphose par la présence de la dépouille larvaire à l'intérieur de l'oeuf-hôte.

Dans les mêmes conditions ambiantes de température et d'hygrométrie que le développement larvaire, le développement nymphal dure 7 à 8 jours.

Au premier jour de la nymphose, le corps de la nymphe est blanc, légèrement opaque, tandis que les fourreaux des pattes, des ailes et des antennes restent transparents.

Au deuxième jour, les yeux sont légèrement brunâtres; on voit apparaître par transparence à travers la cuticule le corps gras , en petits granules.

Au troisième jour, les yeux sont bruns; les trois ocelles brun-clair apparaissent; tout le reste du corps est blanc, et les fourreaux des pattes , des ailes et des antennes restent transparents.

Au quatrième jour, les yeux et les ocelles sont devenus brun-foncé; la face dorsale de la nymphe devient grise.

Au cinquième jour, la nymphe femelle devient noirâtre; tandis que chez la nymphe mâle, l'abdomen est noir, le thorax et la tête bruns. Les étuis des pattes, des ailes et des antennes restent toujours transparents.

Au sixième jour, la couleur noire du corps s'accroît, les étuis des pattes, des ailes et des antennes deviennent bruns et se dégagent du corps.

Au septième jour, on observe en général l'éclosion de quelques mâles, parfois de quelques femelles. Souvent l'éclosion générale a lieu dès le huitième jour.

#### 4.225- Cycle complet de développement de T.thestor

Dans les conditions ambiantes de température et d'hygrométrie suscitées, la durée du cycle complet de développement est de :

- Durée d'incubation environ: 1 jour
- Développement larvaire : 4 jours
- Développement nymphal : 7 à 8 jours

Le cycle complet du développement est de 12 à 13 jours.

#### 4.226- Description de l'émergence des imagos

A l'approche de l'émergence, l'oeuf-hôte contenant le parasite devient noirâtre. Les oeufs de S.melanoclista parasités constituent, en général, la couche supérieure de la ponte. A l'éclosion, le jeune imago découpe avec ses mandibules un trou de sortie, circulaire, à bord bien net; ce trou est pra-

tiqué toujours à l'apex de l'oeuf-hôte, qui n'héberge qu'un seul parasite. En général les mâles éclosent peu de temps avant les femelles et restent autour de la ponte ou sur celle-ci attendant la sortie des femelles; dès leur éclosion, les femelles s'écartent aussitôt de la ponte.

#### 4.23- Fréquence de la phorésie de T.thestor femelles sur les femelles de S.melanoclista capturées au piège lumineux

Les femelles de T.thestor sont phorétiques. Nous avons mis en évidence cette phorésie par la méthode suivante: les femelles de S.melanoclista capturées au piège lumineux sont enveloppées aussitôt dans du papier cleenex et tuées dans l'alcool à 95°. Lorsque le papier cleenex est développé, on aperçoit les parasites qui ont tenté de quitter leur hôte. Ils se trouvent presque toujours sur la partie ventrale de l'abdomen.

Une femelle de S.melanoclista héberge, en général, une femelle de T.thestor, mais il arrive qu'on en trouve jusqu'à cinq et quelques fois aussi des mâles. La fréquence de cette présence de T.thestor sur les S.melanoclista varie suivant la saison: les tableaux 8A et 8B du chapitre III montrent qu'en saison sèche, il y a environ 35% de femelles de S.melanoclista qui hébergent des femelles de T.thestor, et en saison des pluies environ 20%. Si la population de T.thestor est constante, en saison des pluies la population de S.melanoclista est plus abondante qu'en saison sèche, ce qui fait que le pourcentage de phorésie de T.thestor par S.melanoclista est plus faible en saison des pluies qu'en saison sèche; et si la population de

T.thestor baisse en saison des pluies, le pourcentage de phorésie diminue également.

4.24- Pourcentage d'oeufs parasités, par ponte, dans la nature et au laboratoire et pourcentage moyen résultant de nos observations

Suivant les tableaux 8A et 8B du chapitre III, le pourcentage d'oeufs parasités, par ponte, varie de 20 à 56% .

Selon le diagramme (figure 19 du chapitre III), le pourcentage du parasitisme, sur l'ensemble des oeufs étudiés au laboratoire et dans la nature varie suivant les saisons :

- Au laboratoire, en saison sèche ce pourcentage est de 16,3%, et de 10,6% en saison des pluies.
- Dans la nature, il est de 47% en saison sèche et 30% en saisons des pluies .

4.25- Modalité et succès du parasitisme de T.thestor

Nous avons étudié les variations du parasitisme selon que les oeufs sont fraîchement pondus, oeufs âgés d'un jour, de deux jours, de trois jours et de quatre jours.

Une femelle de T.thestor est placée dans une boîte cubique grillagée de 2cm d'arête avec un tampon de coton imbibé d'eau miellée, en présence d'une ponte de S.melanoclista d'âge donné, pendant 24 heures. Ces expériences ont porté sur cinq pontes dans chaque cas. Les femelles de T.thestor tentent de déposer leurs oeufs même dans des oeufs-hôtes âgés de 5 à

6 jours. Les oeufs de S.melanoclista fraîchement pondus comme ceux âgés de 2 jours permettent le développement de T.thestor, mais les lots qui étaient âgés de 3 jours et de 4 jours ne donnent à l'éclosion que des chenilles. Les oeufs-hôtes âgés de 3 jours et plus contiennent déjà un embryon bien développé et ne permettent donc plus le développement de la larve de T.thestor.

#### 4.26- Recherche des hôtes secondaires de T.thestor

Nous avons offert au parasite les oeufs d'autres Lépidoptères borers de riz en Côte d'Ivoire: Chilo zacconius et diffusineus, Maliarpha separatella, Sesamia calamistes et Eldana saccharina. Aucune de ces pontes n'a été parasitée par T.thestor. Ces résultats sont donc en contradiction avec les compte-rendus d'autres auteurs, RISBEC ayant signalé la polyphagie de T.thestor, mais s'agissait-il bien de la même espèce ?

#### 4.27- Conclusions

T.thestor NIXON, un Scélionide parasite des oeufs de S.melanoclista en Côte d'Ivoire, présente un comportement phorétique, plus important en saison sèche. Il se peut que la population de T.thestor soit plus importante en saison sèche qu'en saison des pluies; mais on peut conclure aussi bien que cette population est sensiblement constante et que c'est le nombre de "Scirpophaga-véhicules" qui est plus réduit (le pourcentage d'oeufs parasités est de 16% contre 10% au laboratoire

et 47% contre 30% en rizières).

La potentialité de ponte est de 74 ovocytes par femelle. L'accouplement a lieu dès l'émergence et la ponte quelques heures après. Chaque femelle pond en moyenne 50 oeufs. Les femelles vierges ne donnent naissance qu'à des mâles, les femelles fécondées à des descendants de deux sexes, dans la proportion d'un mâle pour trois femelles en moyenne. 50% des mâles meurent 10 jours après l'éclosion; les femelles fécondées, privées d'oeufs-hôtes vivent plus longtemps que celles ayant pondu; 50% des premières vivent 19 jours, les secondes 13 jours.

Les oeufs de S.melanoclista parasités présentent en général un point noir sur le chorion, il arrive parfois d'en observer deux ou trois: toutefois l'oeuf-hôte n'héberge qu'un seul parasite. Les oeufs-hôtes âgés de trois jours et plus ne permettent plus le développement de la larve parasite.

Le cycle complet du développement de T.thestor NIXON dans les conditions ambiantes de température (moyenne maximale: 28°C et moyenne minimale: 22°C) et d'hygrométrie de 85 à 95% est de ;

- Période d'incubation environ : 1 jour
- Développement larvaire : 4 jours
- Développement nymphal : 7 à 8 jours

Le cycle complet de développement est de 12 à 13 jours.

Le taux de parasitisme observé pour chaque ponte de S.melanoclista varie de 20 à 56%, ce taux élevé pourrait peut-être permettre l'utilisation de cet Hyménoptère en lutte biologique contre les espèces voisines de S.melanoclista, notamment en Asie.

## CONCLUSIONS GENERALES

Scirpophaga melanoclista est une pyrale blanche du riz, appartenant à la famille des Pyralidae et à la sous famille des Schoenobiinae. La répartition géographique connue de ce ravageur est: Côte d'Ivoire, Cameroun, Sénégal, Mali, Nigeria, Angola, Zaïre et Madagascar.

La souche de S.melanoclista est obtenue par piégeage lumineux à proximité des rizières. Cette méthode d'obtention du matériel est très satisfaisante pour S.melanoclista. L'élevage de S.melanoclista est conduit uniquement sur riz pour les études morphologiques et biologiques; des recherches d'un milieu artificiel d'élevage efficace n'ont pas abouti.

Les adultes de S.melanoclista sont des petits papillons blanc satiné, aux ailes repliées en toit au repos, de mœurs crépusculaire et nocturne. Il existe un dimorphisme sexuel chez les adultes: les femelles sont de taille, en général, plus grande que les mâles, pourvues d'une touffe de poils pygidiaux à l'extrémité de l'abdomen (absente chez le mâle); la face inférieure des ailes est blanche chez les femelles et brun gris chez les mâles. Les femelles de S.melano-clista ne pondent pas impérativement sur le support végétal (feuille de riz), mais aussi sur les supports artificiels (papier ou plastique du pondoir). La potentialité de ponte se situe

aux environs de 250 ovocytes par femelle. Dans les conditions du laboratoire, chaque femelle pond en moyenne la moitié du stock d'ovocytes qu'elle possède, c'est-à-dire une centaine d'oeufs, en une seule ponte importante, ou en deux ou trois pontes plus petites; certaines ne pondent pas et d'autres peuvent déposer jusqu'à 190 oeufs. Sur le riz, les femelles pondent de préférence sur le riz en période de tallage et à la montaison. Les ooplaques sont déposées de préférence sur la face supérieure et aux deux tiers inférieurs de la feuille de riz. La ponte de S.melanoclista se présente sous forme d'un amas duveteux brun clair; ces amas compacts peuvent atteindre une dimension de 18mm de longueur et 5mm de largeur, les dimensions moyennes sont de 10mm pour la longueur, 4mm pour la largeur et 2mm pour l'épaisseur; une telle ponte contient une centaine d'oeufs qui sont imbriqués et disposés, en général, en deux ou trois couches, au sein d'un amas de poils. La corrélation existant entre la taille de la ponte et le nombre d'oeufs qui la composent est très faible, car la taille de l'ooplaque est fonction aussi de la quantité très variable de poils pygidiaux qui la couvrent. Les pontes contiennent en moyenne 5% d'oeufs stériles et 95% sont donc fertiles et devraient donner naissance à des jeunes chenilles, mais certains sont parasités par T.thestor. Dans les conditions ambiantes étudiées, la période d'incubation dure de 8 à 9 jours.

Les chenilles néonates sont de coloration gris-foncé qui devient ocre terne. Elles sont caractérisées par une ligne foncée longitudinale médio-dorsale correspondant au vaisseau dorsal, visible par transparence; et deux lignes lon-

gitudinales brunes sur l'écusson anal. Il y a sept stades larvaires . Le développement larvaire dure de 28 à 44 jours. Les jeunes larves pénètrent d'abord dans la gaine foliaire et minent les nervures médianes en provoquant souvent le flétrissement de la feuille correspondant à la gaine attaquée. A partir du troisième stade, les chenilles gagnent le coeur de la tige, s'y installent, en général, très bas et détruisent le méristème, puis elles commencent à sectionner (vers le quatrième stade larvaire) la tige de riz en trois parties dont la partie médiane leur sert de fourreau protecteur. Ce dernier flottant à la surface de l'eau, permet aux chenilles de se déplacer d'une tige à l'autre, comme chez les Schoenobius Dup. (RAGONOT, 1891, in Grassé). Elles sont alors semi-aquatiques. Les chenilles dotées de fourreau-protecteur percent une nouvelle tige , soit au niveau de la surface de l'eau, soit en plongeant dans l'eau, au niveau du collet. Le fourreau-protecteur semble indispensable pour les chenilles âgées, car la plupart de ces dernières meurent à la surface sans pouvoir percer une nouvelle tige, si elles sont dépourvues de ce fourreau.

Les dégâts causés par des chenilles de S. melanoclista ne sont jamais aussi spectaculaires et repérables que ceux d'autres borers tels que Chilo, Maliarpha, Diopside qui provoquent l'apparition des coeurs morts ou d'épis blancs. Les chenilles de S.melanoclista détruisent les tiges de riz à n'importe quel stade phénologique, en les éliminant par sectionnement. Chaque chenille, au cours de son développement larvaire, sectionne de 1 à 4 tiges de riz. Les dégâts causés par S.melanoclista en Côte d'Ivoire n'atteignent pas l'import-

tance de ceux rapportés à Tryporyza innotata en Asie.

La nymphe est d'abord de couleur blanc jaune clair, légèrement transparente, elle devient ivoire nacré puis blanc nacré légèrement brunâtre. Il existe un dimorphisme sexuel chez les nymphes : les mâles sont de taille, en général, plus petite que les femelles; les étuis des pattes postérieures du mâle atteignent l'extrémité de l'abdomen, ce qui n'est pas le cas pour ceux de la femelle.

Les chenilles proches de la nymphose creusent en rongant tous les entre-noeuds rapprochés, à l'intérieur de la tige, jusqu'aux racines. La cavité nymphale se trouve alors au plus bas de la tige. Les chrysalides prélevées dans les tiges de riz sont très fragiles et parviennent à l'éclosion avec seulement un faible pourcentage de réussite (37%). Le développement nymphal, dans les conditions ambiantes étudiées, dure de 12 à 14 jours.

Le cycle complet du développement de S.melanoclista varie de 48 à 67 jours.

T.thestor NIXON est un Hyménoptère appartenant à la famille des Scelionidae, parasite des oeufs de S.melanoclista. Il existe un dimorphisme sexuel chez les adultes: les femelles sont de couleur plus sombre que les mâles, leur abdomen est plus long; les antennes sont de douze articles chez le mâle et onze chez la femelle. Les larves sont "téléaformes". Le pourcentage des femelles de S.melanoclista qui hébergent les femelles de T.thestor est plus important en saison sèche qu'en saison des pluies, le pourcentage d'oeufs de S.melanoclista parasités est de 16% (saison sèche) contre 10% (saison

des pluies) au laboratoire et 47% contre 30% en rizière. La population de T.thestor semble plus importante en saison sèche qu'en saison des pluies, mais il ne s'agit là que de pourcentage et il faut donc compter aussi avec l'importance des populations de l'hôte.

La potentialité de ponte de T.thestor est de 74 ovocytes par femelle. L'accouplement a lieu dès l'éclosion et la ponte dans les quelques heures qui suivent. Chaque femelle pond en moyenne une cinquantaine d'oeufs. Les femelles de T.thestor peuvent être parthénogénétiques arrhénotoques. Les femelles fécondées donnent naissance à des descendants de deux sexes, dans la proportion d'un mâle pour trois femelles en moyenne. Les mâles ont une longévité plus brève que les femelles; les femelles fécondées, ayant pondu, vivent moins longtemps que les femelles fécondées privées d'oeufs-hôtes (13 jours contre 19 jours). Les oeufs de S.melanoclista parasités présentent, en général, un point noir sur le chorion, il arrive parfois d'en observer deux ou trois; toutefois l'oeuf-hôte n'héberge qu'un seul parasite. Les oeufs-hôtes âgés de trois jours et plus ne permettent plus le développement de la larve du parasite.

Dans les conditions ambiantes étudiées, le cycle complet de développement de T.thestor est de 12 à 13 jours.

Le taux de parasitisme observé sur chaque ponte de S.melanoclista varie de 20 à 56% , ce taux élevé pourrait peut-être permettre l'utilisation de cet Hyménoptère, en lutte biologique, contre les espèces voisines de S.melanoclista, notamment en Asie.

BIBLIOGRAPHIE

- AKHTAR (M.) et WAHID (A.), 1971 - Nutritional requirements of sugarcane top borer, Scirpophaga nivella Fab., Pakistan, J. Zool., 3 (1) : 11-21
- APPERT (J.), 1964 - Les chenilles mineuses des céréales en Afrique tropicale, Agr. trop., 19 (1) : 60-74
- APPERT (J.), 1971 - Les Lépidoptères foreurs des Graminées à Madagascar; aux Comores et aux Mascareignes, Agr.Trop., 26 (1) : 500-508
- BERLAND (L.), 1951 - Reproduction : dimorphisme sexuel, accouplement, ponte, détermination du sexe, in Grassé, Traité de Zoologie, 10 (1) : 823-826 . Masson, Paris
- BERLAND (L.), 1951 - Formes larvaires : types aberrants propres aux parasites, larves téléformes, in Grassé, Traité de Zoologie, 10 (1) : 845-847 . Masson, Paris
- BERNARD (F.), 1951 - Famille des Scelionidae Cresson, in Grassé, Traité de Zoologie, 10 (1) : 968-970 . Masson, Paris
- BLESZYNSKI (S.), 1970 - A revision of the world species of the genus Chilo ZINKEN (Lepidoptera : Pyralidae), Bull. brit. Mus. nat. Hist.(Ent.), 24 (4), 147 p.
- BOURGOGNE (J.), 1951 - Armature génitale des Lépidoptères, in Grassé, Traité de Zoologie, 10 (1) : 209-222 . Masson, Paris

- BRENIERE (J.), 1969 - Importance des problèmes entomologiques dans le développement de la riziculture de l'Afrique de l'Ouest, Agr.Trop., 24 (10) : 906-937
- BRENIERE (J.), 1976 a - Principaux ennemis du riz en Afrique de l'Ouest et leur contrôle (ADRAO), 52 p.
- BRENIERE (J.), 1976 b - Reconnaissance des principaux Lépidoptères du riz de l'Afrique de l'Ouest, Agr.Trop., 31 (3) : 213-231
- CARAYON (J.), 1969 - Emploi du noir chlorazol en anatomie microscopique des insectes, Ann. soc. Ent. Fr. (N.S.), 5 (1) : 179-193
- CLAUSEN (C.P.), 1940 - Entomophagous insects. Mc. Graw Hill Book comp., New-York and London : 688 p.
- COCHEREAU (P.), 1977 - Biologie et Ecologie des populations en Nouvelle-Calédonie d'un papillon piqueur de fruit: Orthreis fullonia clerk ( Lep., Noctuidae, Catocalinae), Trav. et Doc. ORSTOM, 71 : 322p.
- COMMON (I.F.B.), 1960 - A Revision of the Australian stem borers hitherto referred to Schoenobius and Scirpophaga ( Lep., Pyralidae, Schoenobiinae), Austr. Jour. Zool., 8 (2): 307-347
- DELOBEL (A.), 1975 - Chilo orichalcociliellus Stand ( Lep., Pyralidae ), foreur des tiges de sorgho et du maïs à Madagascar, Cah. ORSTOM, sér. biol., 10 (1) : 3-9
- DESCAMPS (M.), 1956 - Insectes nuisibles au riz dans le Nord Cameroun, Agr. Trop., 11 (6) : 732-755

- GUENNELON (G.), 1967 - L'alimentation artificielle des insectes, Rev. Zool. Agr. Appl., 1 (3) : 20-28
- GUENNELON (G.), 1968 - L'alimentation artificielle des larves de Lépidoptères phytophages, Ann. Epiph., 19 (3) : 539-570
- GUENNELON (G.) et SORIA (F.), 1973 - Mise au point d'un élevage permanent de laboratoire de la Pyrale du riz, Chilo suppressalis Walker ( Lep., Pyralidae ) sur milieu artificiel, Ann. Zool. Ecol. anim. 5 (4) : 547-558
- KAPUR (A.P.), 1964 - Taxonomy of the rice stem borers, in : The Major Insect Pest of the Rice plant. Proceeding of a symposium at the International Rice Research Institute, sept. 1964 : 3-43
- LOR (S.L.), 1977- Ecologie des populations d'arthropodes des rizières irriguées de la région de Bouaké (Côte d'Ivoire), Rapport de stage, ORSTOM, Bouaké, 43 p.
- MASNER LUBMIR , 1976 - Revisionary notes and Keys to work genera of Scelionidae ( Hym., Proctotrupoidea ) , mem. Ent. Soc. Canada, Edit. P.E. Morrison, 97 : 87 p.
- MEYRICK (E.), 1935 - Scirpophaga melanoclista sp. n., Belgian Congo, Exot. Micr., 4 : 553 p.
- NA BOUY HENG (P.), 1977 - Systématique et biologie de Scirpophaga sp. ( Lep., Pyralidae, Schoenobiinae ), un ravageur du riz irrigué en Côte d'Ivoire. Morphologie et biologie d'un parasite d'oeuf : Telenomus thestor ( Hym., Scelionidae ), Rapport de stage, ORSTOM : 50 p.

- NISHIDA (T.) & TORII (T.), 1970 - A handbook of field methods for research on rice stem-borers and their natural enemies. I.B.P. handbook N° 14, Publ. I.B.P., Blackwell Sci. Publ., Oxford Edimburgh : 135 p.
- POITOUT (S.) et BUES(R.), 1970 - Elevage de plusieurs espèces de Lépidoptères Noctuidae sur milieu artificiel riche et sur milieu artificiel pauvre, Ann. Zool. Ecol. Anim. , 2 (1) : 79-91
- POLLET (A.), 1977 - Les insectes ravageurs du riz en Côte d'Ivoire. II.- La faune rencontrée sur riz irrigué en Côte d'Ivoire Centrale ( Kotiessou ), Cah. ORSTOM, sér. biol., 12 (1) : 3-23
- RICHARDS ( O.W. ) and DAVIES ( R.G. ), 1964 - A General Text-book of Entomology, Including the Anatomy, Physiology, Development and classification of insects. London, 886 p.
- RISBEC (J.), 1950 - I. La faune entomologique des cultures au Sénégal et au Soudan français. II. Contribution à l'étude des Proctotrupidae. Trav. Lab. ent. Sect. Soudan Rech. agr. stat. exp. M'Bambey ( Sénégal ) et sect. tech. Agr. Trop. du Minist. France Outre Mer : 511-638
- ROTH (M.), 1968 - Principe de la Synécologie Analytique et méthodes récentes d'échantillonnage en Ecologie Entomologique, Rev. Zool. Agr. App., n° 1 à 3 , 1er trimestre : 21-26
- ROTH ( M. ), 1974 - Initiation à la morphologie. La systématique et la biologie des insectes, ORSTOM , 23 : 213 p.

SNODGRASS (R.E.), 1935 - Principles of insects morphology.

New-York and London, 667 p.

TRAN ( V.L. ), 1977 - Morphologie des pièces génitales et nervation alaire des principales Pyrales foreuses du riz en Côte d'Ivoire. Description de quelques Hyménoptères parasites, Cah. ORSTOM, sér. biol., 12 (1) : 29-45

YASUMATSU & TORII (T.), 1968 - Trichogramme and Telenomus species, eggs parasides of Rice Stem Borers, Ann. Rev. Ent., 13 : 311-313