

Université P. et M. Curie (Paris VI)
Faculté des Sciences

Rapport de D.E.A. de Biologie animale
Option : Entomologie

ETUDE MORPHOLOGIQUE ET BIOLOGIQUE
de Goniozus procerae Risbec (Hymenoptera Bethyridae)
parasite de Chilo suppressalis Walker (Lepidoptera Pyralidae)

par
LOR SUN LY
élève de l'O.R.S.T.O.M.

Octobre 1976.

Travail effectué au Laboratoire
d'Entomologie du Muséum national
d'Histoire naturelle
45, rue Buffon - 75005 PARIS
Sous la direction de Mademoiselle
S. KELNER-PILLAULT

Errata

Pages	lignes			
11	2	<u>Goniozus procerae</u>	au lieu de	<u>Goniozus procerae</u>
11	21	apportent	-id-	important
12	22	inséré	-id-	attaché
13	8	<u>macrogaster</u>	-id-	<u>maerogaster</u>
19	12	1940	-id-	1964
20	3	Il serait plus	-id-	Il devient donc très
21	11	rejette	-id-	sécète
27	17	à étaler	-id-	étaler
30	12	<u>Holepyris</u>	-id-	<u>Holopyris</u>
34	13	chercher la cause de	-id-	comprendre
34	20	pas à celles	-id-	pas celles
35	28	finissent	-id-	finit
40	19	parthénogénèse	-id-	ponthénogénèse
40	25	de la descendance	-id-	descendants

AVANT-PROPOS

J'exprime tout d'abord ma reconnaissance à Monsieur le Professeur J. CARAYON, Directeur du Laboratoire d'Entomologie du Muséum de Paris, pour son accueil ainsi que pour les encouragements qu'il m'a prodigués.

Je suis très reconnaissant à Mademoiselle S. KELNER-PILLAULT, Maître-Assistant du Laboratoire, qui a bien voulu accepter de m'initier à la recherche et qui m'a conseillé et aidé dans la réalisation du présent travail.

J'adresse mes remerciements à Messieurs ROTH, GRY et PIART, de l'O.R.S.T.O.M., pour leurs encouragements et les facilités qu'ils m'ont accordés.

Je remercie Monsieur FERON et Madame GUENNELON, Directeur et Maître-Assistant de la Station de Zoologie de l'I.N.R.A., pour leurs documents et aides matérielles.

Je remercie vivement Madame COQUARD et Monsieur BORDAT, du service de la Défense des cultures de l'I.R.A.T., qui ont bien voulu me confier les souches grâce auxquelles j'ai pu effectuer ce travail.

Mes remerciements vont également à tout le personnel du Laboratoire pour sa sympathie et pour son aide.

Que tous les membres de l'O.R.S.T.O.M. et du C.I.E.S. qui ont facilité mon séjour en France, trouvent ici ma profonde gratitude.

SOMMAIRE

	Pages
<u>AVANT-PROPOS</u>	
<u>INTRODUCTION</u>	
<u>CHAPITRE PREMIER - METHODES ET TECHNIQUES D'ELEVAGES</u> -----	1
I. METHODES D'ELEVAGES de <u>Chilo suppressalis</u> Walker-----	1
A. <u>Matériels et méthodes</u> -----	1
1. Elevage des imagos, accouplement et ponte-----	1
2. Conditions d'incubation des oeufs-----	2
3. Elevage des chenilles sur le milieu artificiel-----	2
4. Nymphose-----	3
B. <u>Résumé du cycle biologique de Chilo suppressalis</u> -----	4
1. Durée d'incubation des oeufs et de la croissance larvaire-----	4
2. Durée de la nymphose-----	5
3. Durée de vie des papillons-----	5
C. <u>Discussion</u> -----	5
II. METHODES D'ELEVAGE de <u>Goniozus procerae</u> Risbec-----	6
A. <u>Matériels et méthodes</u> -----	6
1. Elevage des adultes-----	6
2. Présentation des hôtes aux femelles de <u>G. procerae</u> -----	7
3. Observation des pontes-----	7
4. Elevage des larves de <u>G. procerae</u> -----	8
5. Elevage des nymphes-----	8
B. <u>Discussion</u> -----	8
1. Elevage des adultes-----	8
2. Présentation des chenilles hôtes aux parasites-----	9
3. Observation des oeufs-----	9
4. Elevage des larves-----	10
5. Elevage des nymphes-----	10

DEUXIEME CHAPITRE - MORPHOLOGIE ET BIOLOGIE DES IMAGOS	11
de <u>Goniozus procerae</u> Risbec -----	
I. MORPHOLOGIE DES IMAGOS-----	11
A. <u>Morphologie de la femelle</u> -----	11
1. Dimensions-----	12
2. Tête-----	12
3. Thorax-----	12
4. Abdomen-----	12
B. <u>Morphologie du mâle</u> -----	12
C. <u>Dimorphisme sexuel</u> -----	13
II. BIOLOGIE DES IMAGOS-----	13
A. <u>Sortie des adultes de G. procerae</u> -----	14
B. <u>Accouplement</u> -----	15
C. <u>Longévité des imagos</u> -----	16
1. Individus isolés, maintenus à jeun et	
individus bien nourris-----	16
2. Femelles vierges isolées, non nourries	
en présence d'hôtes-----	17
3. Individus groupés, nourris et en présence	
d'hôtes-----	17
a. Cas d'un couple-----	17
b. Cas des groupes de 20 femelles	
et 5 mâles-----	17
c. Cas des groupes de 60 femelles	
et 15 mâles-----	17
D. <u>Discussion</u> -----	18
1. Variation de longévité avec le sexe-----	18
2. Rôle de l'aliment sucré-----	18
3. Effet de l'hôte-----	18
4. Effet de groupe-----	19
E. <u>Biologie de la femelle</u> -----	20
1. Comportement prédateur-----	20
2. Durée de la paralysie-----	22
3. Comportement de ponte-----	22
4. Fécondité des femelles-----	23
a. Influence de l'accouplement sur	
la fécondité des femelles-----	24
b. Influence du groupement sur la	
fécondité-----	24

5. Variations quotidiennes de la ponte en fonction de l'âge d'adultes-----	25
a. Influence de l'accouplement-----	25
b. Influence du groupement-----	25
III CONCLUSION-----	26
A. <u>Sur la morphologie</u> -----	26
B. <u>Sur la biologie des imagos</u> -----	26
C. <u>Sur la biologie de la femelle</u> -----	27
TROISIEME CHAPITRE - BIOLOGIE DU DEVELOPPEMENT-----	28
I. OEUFS-----	28
A. <u>Forme et dimensions</u> -----	28
B. <u>Position des oeufs sur la proie</u> -----	28
C. <u>Nombre d'oeufs par chenille</u> -----	30
D. <u>Durée d'incubation</u> -----	31
II. LARVES-----	32
A. <u>Morphologie larvaire</u> -----	32
B. <u>Biologie larvaire</u> -----	33
1. Mode de nutrition-----	33
2. Durée du développement-----	35
3. Tissage du cocon-----	35
III NYMPHOSE-----	36
IV. DUREE TOTALE DU CYCLE JUSQU'A LA SORTIE DES PREMIERS ADULTES-----	37
A. <u>Technique d'observation</u> -----	37
B. <u>Résultats</u> -----	37
V. MORTALITE AUX DIFFERENTS STADES DE DEVELOPPEMENT-----	38
A. <u>Technique d'observation</u> -----	38
B. <u>Mortalité au stade d'oeufs</u> -----	38
C. <u>Mortalité aux stades larvaires</u> -----	38
1. Les causes-----	38
2. Le taux de mortalité-----	39
D. <u>Mortalité au stade nymphal</u> -----	39
E. <u>Perte globale au cours du cycle de développement</u> -----	39

VI. SEX RATIO-----	40
A. <u>Cas des femelles vierges</u> -----	40
B. <u>Cas des femelles fécondées</u> -----	40
VII. RESUME-----	40
QUATRIEME CHAPITRE - INFLUENCE DU PARASITE SUR L'HOTE-----	42
I. GENERALITES-----	42
II. MATERIELS ET METHODES-----	43
A. <u>Matériels</u> -----	43
1. Rappel du cycle évolutif de Goniozus procerae-----	43
B. <u>Techniques histologiques</u> -----	44
1. Dissection-----	44
2. Prélèvement-----	44
3. Fixation-----	45
a. Fixation sur lame-----	45
b. Fixation des chenilles entières-----	45
4. Inclusion dans la paraffine-----	45
a. Inclusion du corps gras en paquet-----	45
b. Inclusion de la chenille entière-----	46
5. Confection des coupes-----	46
6. Déparaffinage-----	46
7. Coloration et montage-----	47
a. Feulgen-vert lumière-----	47
b. APS-hématoxyline-----	47
c. Hémalum-éosine-----	48
d. Discussion sur les différentes colorations-----	48
C. <u>Observation in vivo</u> -----	48
D. <u>Observation des coupes</u> -----	49
1. Répartition du corps gras sur une coupe transversale-----	49
2. Corps gras d'une chenille âgée de 18 jours-----	49
3. Corps gras d'une chenille âgée de 25 jours, proche de la nymphose-----	50
4. Corps gras d'une chenille âgée de 25 jours et mise à jeun depuis 5 jours-----	50

5. Corps gras d'une chenille âgée de 25 jours portant les larves du parasite-----	50
III. DISCUSSION-----	51
CONCLUSION-----	52
BIBLIOGRAPHIE-----	54

INTRODUCTION

Les Goniozus appartiennent à la famille des Bethylidae, Hyménoptères Aculéates, considérés comme les plus primitifs par la plupart des auteurs et notamment par MALAYSHEV, 1968.

Le type du genre est Goniozus claripennis (Forster) décrit en 1851 par cet auteur dans le genre Bethylus puis, en 1856, le même auteur créa le genre Goniozus.

Comme la plupart des Bethylidae, le genre Goniozus est cosmopolite, et d'après KIEFFER, 1914, ce genre était représenté par 27 espèces réparties dans le monde entier.

Depuis, des révisions récentes ont été faites par EVANS, H.E. 1962, 1965, 1969 pour les espèces américaines et KISHITANI, Y. 1964 pour les espèces japonaises ; BRIDWELL, 1917, 1918, 1919 pour Hawaï ; TAYLOR, 1933 pour les espèces de Fiji (JAVA), mais il n'existe pas de synthèse pour les espèces européennes et africaines. La plupart des travaux précédemment cités comportent une part d'observations biologiques qui confirment que, alors que presque tous les Bethylides sont parasites de Coléoptères, les Goniozus sont tous parasites de Lépidoptères.

Tous les imagos de Goniozus sont de petite taille, le plus souvent avec des ailes bien développées, mais à l'intérieur d'une même espèce les variations de longueurs des ailes peuvent être observées.

L'espèce étudiée, Goniozus procerae a été décrite par Risbec en 1956 d'après les collections de parasites des insectes nuisibles au riz dans la région de Garoua (Cameroun) obtenus par MARIUS DESCAMPS à partir des Pyralides, Adelpherupa sp. et Salurea sp.

Nous avons pu examiner la série typique qui est au laboratoire O.R.S.T.O.M. de Bondy et nous a été aimablement communiquée par Mr QUENTIN.

L'hôte choisi, Chilo suppressalis Walker, Pyrale du riz, l'a été parce que les premières hôtes de Goniozus procerae récoltées dans la nature étaient des Pyralides du riz. D'autre part les élevages de ces mineuses du riz sur le milieu artificiel avaient été mis au point par Mme GUENNELON et SORIA 1973.

Ce Chilo suppressalis, Lépidoptère Pyralidae originaire d'Extrême-Orient et d'Asie, fut récemment signalé en France dans les rizières de Camargue (DUFAY, 1970 ; AUDEMARD, 1971 ; GRILLARD et SEGUY, 1972 ; FERON, 1973).

La souche de Goniozus procerae nous a été aimablement fournie par Mme COQUARD et Mr BORDAT du laboratoire de l'I.R.A.T. de Nogent sur Marne. Elle leur avait été envoyée de Casamana (Bénégal) en mai 1972. Nous avons fait les élevages à partir du mois d'août 1975 au laboratoire d'entomologie du Museum de Paris.

Le but de notre mémoire, après avoir résumé les méthodes et techniques d'élevage, est de présenter la morphologie des imago de Goniozus procerae, le cycle biologique de l'espèce obtenue au laboratoire, et l'action du parasite sur son hôte en particulier la résorption du corps gras de la chenille à la fin de la croissance de la larve de Goniozus procerae.

CHAPITRE PREMIER
METHODES ET TECHNIQUES D'ELEVAGES

I. METHODE D'ELEVAGE DE Chilo suppressalis Walker

A. Matériels et méthodes

La technique d'élevage de Chilo suppressalis utilisée par nous est très voisine de celle mise au point par Mme GUENNELON et SORIA (1973) et modifiée par BORDAT pour les élevages intensifs du Laboratoire d'Entomologie de l'I.R.A.T. à Nogent sur Marne.

Les élevages sont effectués en chambre climatisée dont la température constante est de 25°C et l'hygrométrie maintenue à 65 ou 70 pour cent. La photopériode est de 18 heures de lumière pour 24 heures.

1. Elevage des imagos, accouplement et ponte

Pour obtenir les imagos de Chilo suppressalis, les chrysalides sont placées dans une bonnette de matière plastique cylindrique (fig. 1) de 12cm de diamètre et 20cm de hauteur, perforée d'une ouverture latérale cylindrique de 2cm de diamètre, ouverture obturée par un grillage très fin pour assurer l'aération. A l'intérieur de la bonnette, un petit flacon contenant de l'eau sucrée à 10% et dont l'ouverture est bouchée par un tampon de coton qui trempe dans le liquide permet l'alimentation des imagos. Une bande de papier ondulé de 5cm de large est posée obliquement dans la bonnette. Les femelles viennent y déposer leurs pontes. Pour obtenir un taux normal de fécondation, il faut mettre, dans chaque bonnette 7 chrysalides de femelles et 9 de mâles.

Une autre technique adoptée consiste à laisser éclore les chrysalides récoltées dans une boîte cylindrique (fig. 3) de 8cm de diamètre et 6cm de hauteur à couvercle en partie grillagé. De telles boîtes sont aussi utilisées pour la nymphose. Un petit pilulier d'eau distillée fermé par un tampon de coton assure l'humidité. Les adultes sortis sont récoltés chaque matin et mis en bonnette de ponte dans la même proportion que précédemment.

2. Conditions d'incubation des oeufs

Les feuilles de papier ondulé portant les pontes sont prélevées après la mort des adultes et mises dans une nouvelle bonnette pour l'incubation des oeufs.

Quand les pontes noircissent en raison du brunissement de la capsule céphalique des futures larves, la feuille est découpée en prélevant seulement le rectangle portant la ponte. On conserve ainsi le minimum de papier afin d'éviter les moisissures qui se produisent sur les déjections déposées par les papillons.

Les pontes ainsi découpées sont piquées à l'aide d'épingles en plastique (les épingles en fer se rouillent trop vite) à 2cm environ au-dessus de la surface du milieu nutritif. On peut aussi les laisser éclore dans une petite boîte en plastique de 8cm de diamètre et 6cm de hauteur dont le couvercle est perforé d'un orifice circulaire de 2cm obturé par un grillage très fin (fig. 2). Un tampon de coton humecté chaque jour assure l'humidité. On transfère les néonates dans les boîtes d'élevage des larves en les prélevant avec un pinceau fin.

L'atmosphère humide est indispensable pour l'incubation et l'éclosion des oeufs, mais elle ne doit pas être saturée car des moisissures peuvent se développer rapidement sur les ooplaques.

3. Elevage des larves sur le milieu artificiel

Les larves sont élevées dans des boîtes de matière plastique (fig. 3) de 8cm de diamètre et 6cm de hauteur à couvercle non grillagé dont le fond est couvert d'une couche d'environ un centimètre d'épaisseur de milieu nutritif. Ce milieu simple est composé par un support gélosé auquel sont incorporés quatre constituants nutritifs et trois substances antimicrobiennes. Ce milieu fut établi d'abord par POITOUT et BUES (1970) pour les noctuelles et puis il a été mis au point pour les élevages de Chilo suppressalis par Mme GUENNELON et Mr SORIA (1973).

Enfin, BORDAT pour son élevage à l'I.R.A.T. lui a fait subir une légère modification relativement à la gélose et à l'acide ascorbique. Nous avons utilisé ce dernier milieu dont la composition est la suivante :

Eau.....	150,00cc
Agar.....	5,00g
Semoule de maïs.....	28,00g
Germe de blé.....	7,00g
Levure de bière.....	7,50g
Acide ascorbique.....	2,00g
Acide benzoïque.....	0,30g
Nipagine.....	0,25g
Auréomycine en poudre.....	0,025g

L'agar et l'eau sont chauffés jusqu'à 100°C puis refroidies jusqu'à 60°C environ dans un récipient muni d'un agitateur électrique. Les autres substances en poudre sont placées dans le bol d'un mixeur. La solution d'agar à 60°C est versée sur les poudres et le tout est mélangé pendant une à deux minutes. Le milieu, encore chaud, est coulé dans les boîtes qu'on laisse ouvertes pendant une demi journée pour les refroidir mais en les mettant sous un papier filtre pour les protéger des poussières. Les récipients sont ensuite bien fermés et conservés au frigidaire à 5°C sans inconvénients pendant un mois.

Pour faciliter le développement des larves, le milieu nutritif doit être bien incisé et gardé à la température de la salle d'élevage au moins une ou deux heures avant le transfert des jeunes larves du Chilo. L'incision doit être profonde pour faciliter la pénétration des néonates dont le nombre est de l'ordre de 30 larves en moyenne par boîte.

4. Nymphose

Quand les larves ont terminé leur croissance, les boîtes d'élevage de larves sont ouvertes et placées à l'intérieur des boîtes plastiques transparentes cylindriques, plus spacieuses (fig. 4) mesurant 10cm x 8cm, entourées d'un ruban de papier cannelé dans lequel les larves montent avant de se chrysalider. Ces boîtes de nymphose sont fermées par un couvercle pourvu d'une ouverture grillagée de 5cm de diamètre.

Prélevées une semaine après la mise dans la boîte de nymphose, les chrysalides sont triées et mises en boîtes d'éclosion

une fois par semaine dans les conditions de la chambre climatisée.

B. Résumé du cycle biologique de *Chilo suppressalis*

Dans les conditions décrites ci-dessus, la reproduction des hôtes est assurée d'une façon permanente. Grâce à l'ensemencement des pontes deux fois par semaine, la quantité d'hôtes disponibles pour le parasitage et l'entretien de la souche de *Chilo suppressalis* est satisfaisante.

1. Durée d'incubation des oeufs et de la croissance larvaire.

Après 5 à 7 jours d'incubation, les jeunes larves sortent. D'après KATSUMATA, 1934, le développement larvaire comporte au moins 5 stades dans les régions tempérées et 9 dans certains pays tropicaux. Ce nombre se situe entre 5 à 7 et la durée totale du développement est de 26 à 28 jours d'après Madame GUENNELON, 1973. Je n'ai pas compté le nombre de stades larvaires, mais dans nos conditions d'élevage précitées la durée minimale d'évolution larvaire est de 26 jours pour les chenilles normalement nourries. Cependant les chenilles issues d'une même ponte ne croissent pas toutes à la même vitesse, un petit nombre croissent plus lentement et ont une vie larvaire de près de 40 jours. La mortalité larvaire est maximale au cours du premier stade, en outre si les chenilles âgées sont mal nourries on constate un prolongement du cycle et parfois on observe du cannibalisme.

Il peut exister des mues surnuméraires sans montrer l'augmentation apparente de volume des chenilles. C'est ce que j'ai observé dans les boîtes dont le milieu pourrait plus vite ou moisir. La fermentation bactérienne et la moisissure ralentissent la croissance des chenilles et provoquent l'apparition des mues surnuméraires. Dans certains cas les chenilles ne se chrysalident pas ; celles qui réussissent à se nymphoser produisent généralement des adultes de petites tailles. Enfin, dans les boîtes contenant plus de 30 chenilles, la durée du développement s'accroît en fonction de leur nombre.

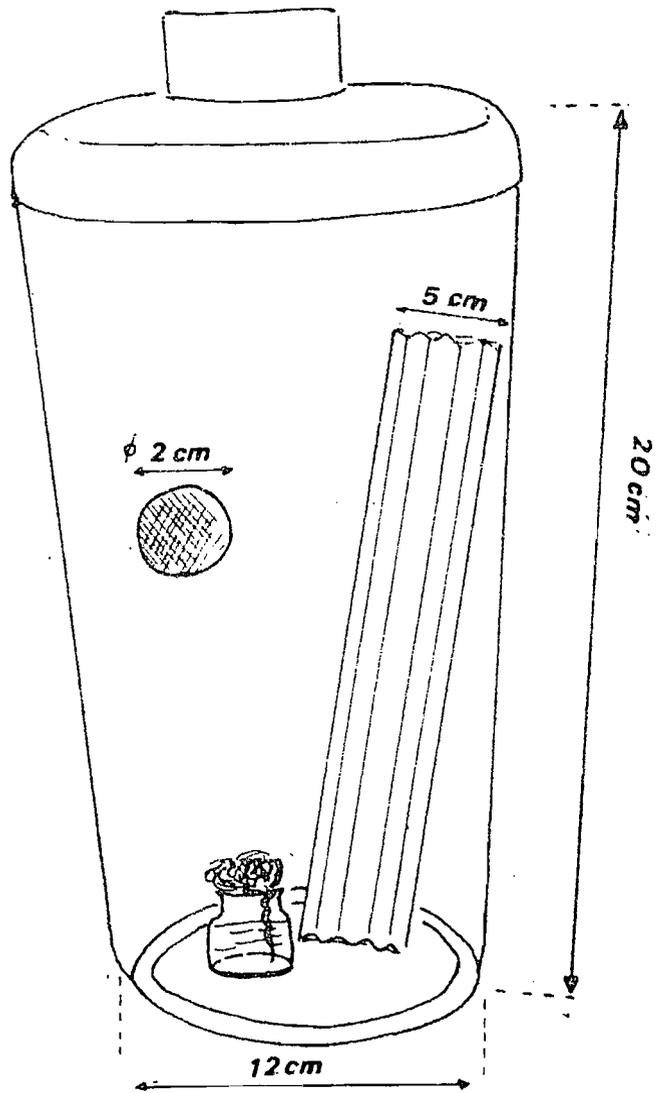


Fig. 1: Bonnette pour les adultes

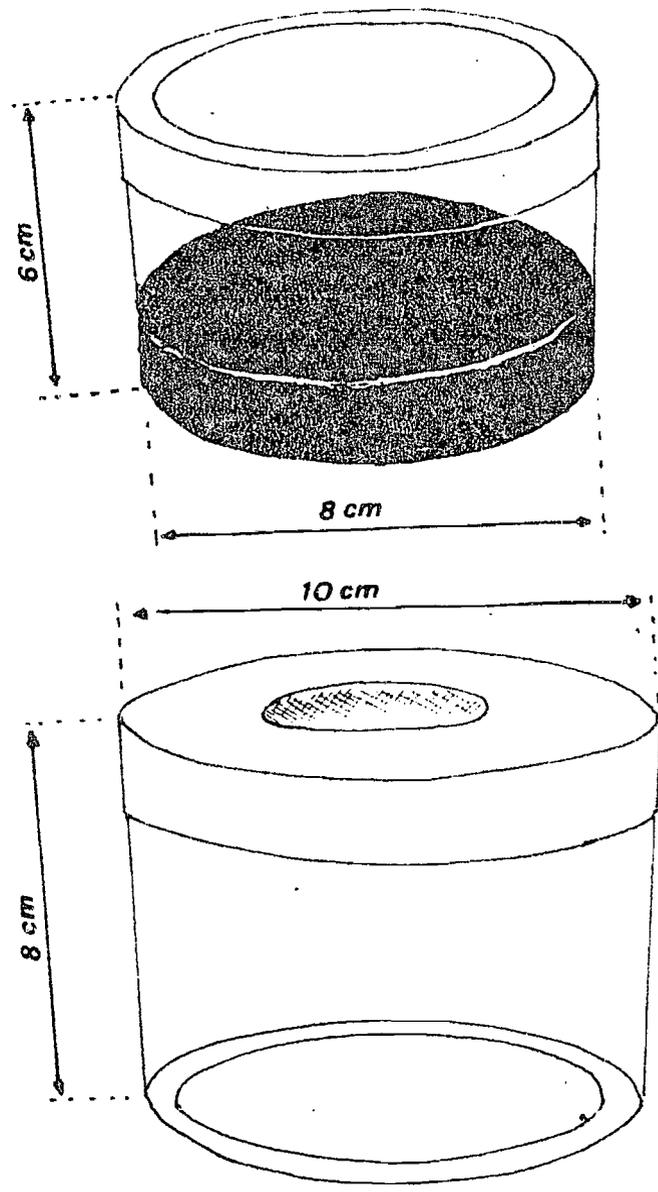


Fig. 2: Boite pour les larves

Fig. 3.: Boite de nymphose

BOITES POUR ELEVAGE DE CHILO SUPPRESSALIS

2. Durée de la nymphose

La durée du stade nymphal est voisine d'une semaine à 20°C, mais elle peut atteindre 20 jours à 15°C (GOMEZ-CLEMENTE, 1948). Dans nos élevages, cette durée est aussi de l'ordre d'une semaine.

3. Durée de vie des papillons

La longévité des papillons est de l'ordre de 1 à 3 semaines et les pontes ont lieu à partir du premier jour après leur sortie (PADILLA, 1966). J'ai pu observer que cette durée ne dépasse pas une dizaine de jours et la ponte peut s'effectuer à partir de la fin du 2^e jour. Avec des papiers cannelés, nous avons pu obtenir de longues ooplaques mesurant de 1 à 2cm.

D'autre part, les auteurs japonais ont remarqué un étalement des sorties d'adultes assez considérables, pouvant atteindre 80 jours (KUWANA, 1929 et HARUKAWA, 1935). La durée moyenne d'une génération complète d'après Madame GUENNELON, est évaluée à 56 jours ; elle est de 50 jours dans nos élevages.

C. Discussion

Les plus grosses difficultés rencontrées dans nos élevages étaient celles de fabrication du milieu artificiel. Il est difficile d'obtenir du maïs non traité. Etant utilisé comme substrat des autres ingrédients, la semoule de maïs ne doit être ni trop fine, ni trop grosse. La semoule fine retient mal les ingrédients qui tombent au fond de la boîte. Quand elle est trop grosse, les autres composants se dispersent mal dans le mélange. Le choix de la levure de bière est aussi délicat. Il faut demander les levures désamérisées car les chenilles refusent de se nourrir sur un milieu amère.

Les causes de la lenteur de la croissance des chenilles sont liées à deux facteurs : l'un, les moisissures du milieu, l'autre, le surnombre des larves.

Dans le cas de moisissures, on peut changer le milieu. Mais si le milieu de certaines boîtes est trop moisi ou pourri, il

faut le jeter définitivement pour éviter la contamination du reste de l'élevage.

Dans les cas de surnombre des chenilles on peut dédoubler la boîte. Le changement du milieu et le dédoublement accélèrent la croissance des chenilles, mais à condition que ceux ci soient faits avant le dernier stade larvaire, sinon beaucoup de chenilles ont tendance à remonter en raison du géotropisme négatif.

Quand il y a surplus de production de chrysalides on peut les conserver au frigidaire à 5°C pendant au maximum une semaine. On peut aussi conserver les pontes dans les mêmes conditions. Par contre on ne peut le faire pour les larves parce que le refroidissement et l'obscurité induisent une diapause larvaire.

II. METHODES D'ELEVAGE DE Goniozus proceræ

Les élevages des parasites ont été effectués dans la même chambre climatisée que ceux de Chilo suppressalis.

A. Matériels et méthodes

1. Elevage des adultes

Les adultes venant de sortir des cocons sont transférés dans la boîte d'accouplement avec l'aspirateur. Les boîtes pour accouplement de Goniozus sont de 2 types :

- l'une plus grande, rectangulaire, est réservée pour l'élevage en masse. Les dimensions sont 29cm x 28cm x 10cm (fig. 4). L'aération est assurée par un trou grillagé, d'environ 12cm de diamètre, sur le couvercle. Le trou d'introduction des adultes de 3cm de diamètre, est obturé par un bouchon de caoutchouc. Le fond de la boîte est perforé de 2 trous de 5 cm de diamètre dans lesquels on enfonce une petite boîte cylindrique de deux centimètres d'épaisseur qui doit obturer totalement l'orifice pour éviter la sortie des adultes. Cette boîte sera garnie d'une couche de milieu nutritif d'un centimètre d'épaisseur dans lequel on pique verticalement des tubes de verre de 4mm de diamètre et 4 à 5cm de long. Ces tubes sont rodés à la flamme aux deux extrémités afin d'éviter les risques de coupures. Ils remplacent le support naturel qui est

la tige de riz dans laquelle vivent les chenilles de Chilo suppressalis. Le milieu permet aussi la nutrition éventuelle des chenilles.

- Une autre boîte beaucoup plus petite, cylindrique, de 10cm de diamètre et 8cm de hauteur, à couvercle perforé est la même que celle utilisée pour la nymphose de Chilo suppressalis mais elle possède de plus un trou d'introduction des adultes de 2cm de diamètre sur le couvercle et un autre au fond de 5cm de diamètre pour introduire les chenilles. (fig. 5)

Dans les deux cas, la nutrition des adultes de Goniozus se fait avec de l'eau sucrée à 10% contenue dans un petit flacon bouché par un coton humide.

Le transfert des adultes est effectué soit à l'aide d'un petit aspirateur, soit en mettant les adultes dans le frigidaire pendant quelques minutes pour les immobiliser et en les faisant tomber dans la boîte d'accouplement. Ils y séjournent 48 heures avant d'être mis en présence des hôtes.

La proportion des sexes à respecter est de 1 mâle pour 4 femelles et on peut mettre 10 à 60 femelles dans la petite boîte et 60 à 200 femelles dans la plus grande.

2. Présentation des hôtes aux femelles de G. proceræ

On trie les chenilles âgées d'environ 20 jours, de préférence celles qui viennent de muer et qui ont encore la capsule céphalique blanche. On introduit dans chaque tube une seule chenille et on les laisse en présence des adultes de Goniozus pendant 48 heures. On renouvelle les chenilles tous les 2 jours jusqu'à la mort de toutes les femelles, soit environ pendant 22 jours. Il faut compter environ 3 chenilles pour permettre la ponte normale d'une femelle de Goniozus.

3. Observation des pontes

Toutes les 48 heures on sort les chenilles des tubes en poussant l'extrémité postérieure de la chenille avec une petite tige. On observe les pontes sous la loupe binoculaire. L'insecte

étant ectoparasite, sur les chenilles parasitées on voit bien les oeufs du parasite, collés sur le dos et les côtés. On peut voir parfois même les traces des piqûres effectuées par la femelle de Goniozus.

4. Elevage des larves de G. procerae

Les chenilles parasitées sont isolées dans de petites boîtes individuelles de 5cm de diamètre et 2cm de hauteur (fig. 6) contenant un petit carré du milieu nutritif pour que la chenille puisse se nourrir. Puis on les laisse jusqu'à l'éclosion des oeufs. Quand les larves de Goniozus ont quitté l'hôte, on enlève le milieu artificiel et la dépouille de la chenille afin d'éviter la moisissure.

5. Elevage des nymphes

L'élevage des nymphes s'effectue dans la même boîte que celle des larves. On attend la sortie des adultes que l'on récolte quotidiennement à l'aide d'un petit aspirateur.

B. Discussion

Dans les conditions de la salle climatisée déjà décrites, nous avons pu obtenir d'une manière satisfaisante et permanente des G. procerae pour nos expériences.

1. Elevage des adultes

Nous avons remarqué que dans la grande boîte, les insectes tendent à rester aux coins du couvercle. Il arrive parfois qu'on les écrase sous le couvercle. D'ailleurs avec la grande boîte nous avons du mal à changer l'eau sucrée et à récupérer les chenilles qui sont sorties des tubes. Une telle boîte n'est pas commode pour les expériences, mais elle facilite bien les élevages en masse.

Au contraire avec les petites boîtes, l'espace disponible pour la rencontre des couples, la rencontre de l'hôte et du parasite, et la nourriture des adultes, paraît meilleure mais il faut beaucoup de précautions pour ne pas écraser les adultes avec le flacon d'eau sucrée. Dans nos expériences, le plus souvent, nous avons utilisé ces petites boîtes.

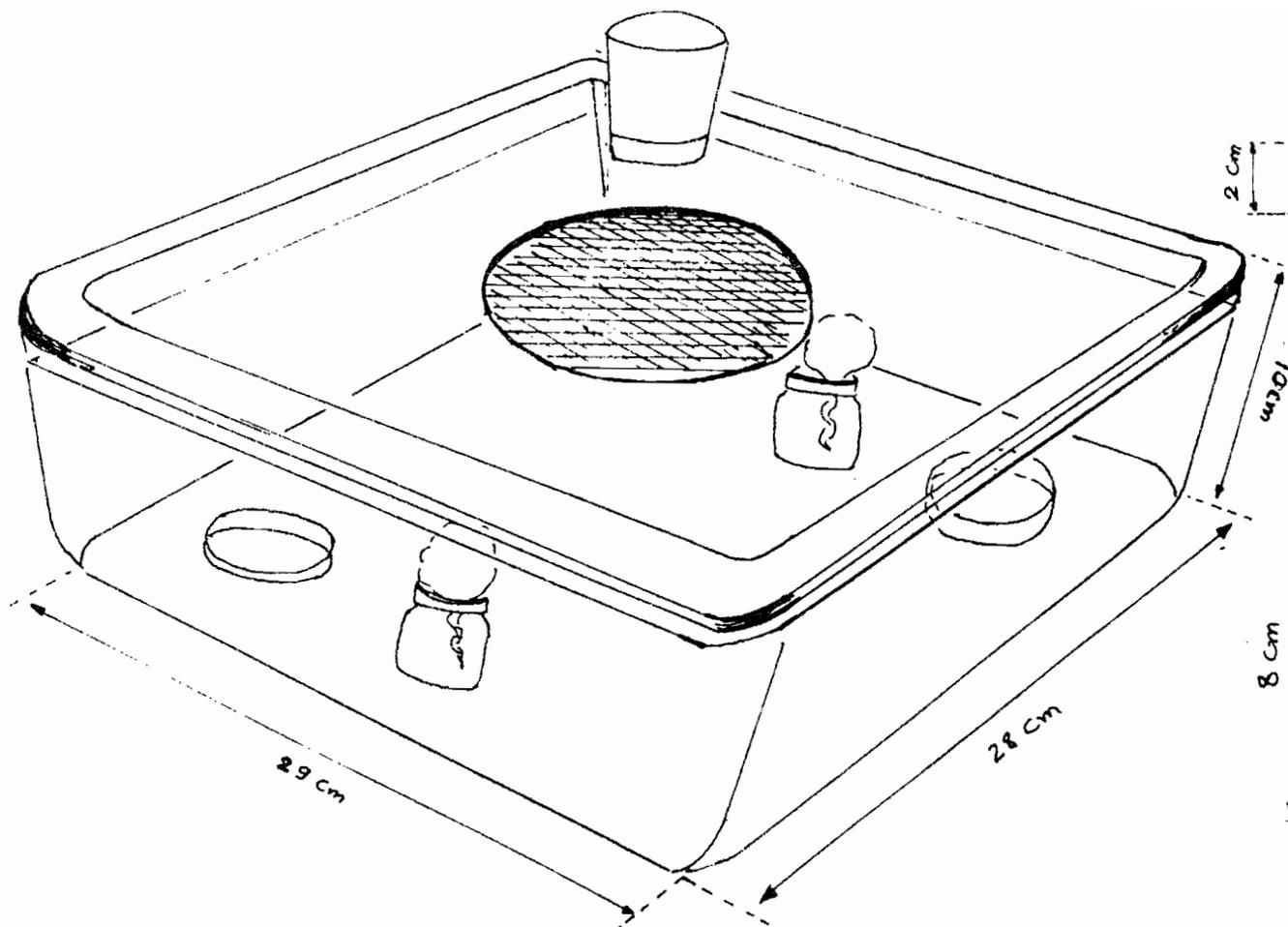


Fig. 4 : Grande boîte pour les adultes

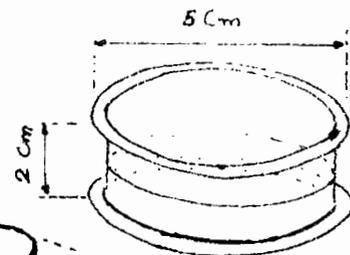


Fig. 6 - Boîte pour les larves

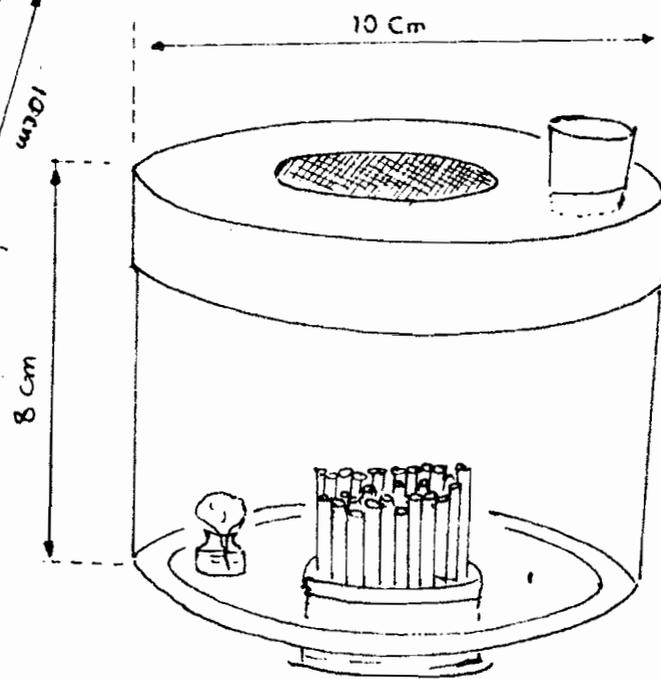


Fig. 5 : Petite boîte pour les adultes

BOITES POUR ELEVAGE DE GONIOZUS PROCERAE

La nutrition avec de l'eau sucrée à 10% paraît importante dans l'élevage des adultes, mais la concentration ne doit pas être trop élevée parce que les insectes risquent de se coller les pattes, et le prélèvement de substance nutritive est difficile, ce qui provoque par conséquence la mortalité plus rapide des adultes. Les avantages de l'eau sucrée dans la survie des adultes de Goniozus fera l'objet d'un autre paragraphe.

2. Présentation des chenilles hôtes aux parasites

Un tri soigneux des chenilles dans les boîtes est recommandé pour avoir de belles chenilles bien nourries. Le support en tube de verre facilite la paralysie de l'hôte, mais il n'est pas obligatoire car les chenilles qui ont réussi à quitter les tubes peuvent être aussi parasitées, et parfois même j'ai pu observer un nombre assez grand de piqûres et d'oeufs dans ce dernier cas.

La proportion de 3 chenilles pour une femelle de Goniozus permet à cette dernière de faire un choix. J'ai remarqué que dans chaque série, les chenilles ne sont pas toutes parasitées, ce n'est que dans le cas de femelle isolée que ces 3 chenilles avaient été attaquées et une ou deux d'entre elles seules avaient reçu des pontes. Les nombres de chenilles attaquées et de chenilles parasitées seront exposés ultérieurement.

Dans le cas où on manque de chenilles à faire parasiter, à cause du retard dans la croissance larvaire de Chilo, on peut freiner la vie des adultes de Goniozus en les conservant au frigidaire à 5°C pendant une semaine. On ne peut pas le faire avec les larves et les nymphes qui meurent presque toutes si elles ont séjourné une journée dans le frigidaire.

3. Observation des oeufs

La phase délicate de la manipulation est de faire sortir les chenilles des tubes. La plupart d'entre elles restent encore paralysées. Quand on les pousse, le risque de les écraser contre

la paroi du tube ou contre le reste du milieu artificiel est fréquent, ainsi que le détachement des oeufs. Cette manipulation peut aussi écraser la femelle de Goniozus quand celle ci reste encore avec la chenille paralysée dont le corps, incurvé, obstrue le tube.

4. Elevage des larves

Le détachement des oeufs et des jeunes larves du Goniozus s'observe si l'on dépose un bloc de milieu artificiel trop grand dans lequel certaines chenilles s'enfoncent, mais si le bloc est trop petit il sèche plus vite.

5. Elevage des nymphes

Si l'on n'enlève pas à temps le reste du milieu et la dépouille de la chenille, la moisissure provoque une grande mortalité au stade prénympheal.

DEUXIEME CHAPITRE
MORPHOLOGIE ET BIOLOGIE DES IMAGOS DE Goniozus procerae

I. MORPHOLOGIE DES IMAGOS (fig. 7 et 8)

Les descriptions succinctes de certaines espèces de Goniozus ont été faites par les auteurs suivants :

- Pour la première fois par Forster (1851) pour Goniozus claripennis puis,
- Goniozus gallicola par FOUTS 1942,
- Goniozus clarkei par CLARKE 1956,
- Goniozus crassifemur par WIRTH 1965,
- Goniozus cariborum par WIRTH 1965,
- Goniozus antilleanus par EVANS 1965,
- Goniozus eristatus par EVANS 1965,
- Goniozus alayoellus par ALAYO 1967,
- Goniozus virginalis par EVANS 1967,
- Goniozus stampteryxis par RAM 1968,
- Goniozus delhiensis par RAM 1969.

Les deux publications de RAM sur la faune orientale de Goniozus n'existaient pas en France, nous avons eu recours aux services du British Museum qui nous a envoyé les photocopies. Ces deux publications n'importent rien du point de vue biologique si ce n'est que les deux espèces nouvelles décrites sont toutes deux parasites des Lépidoptères dont l'une de Pyralidae, comme l'espèce que nous avons étudiée.

La description de Goniozus procerae fut publiée par RISBEC 1956 d'après les types récoltés au Cameroun. Nous avons pu examiner la série typique conservée au laboratoire d'entomologie de l'O.R.S.T.O.M. Les caractères que nous allons présenter ont été examinés sur les imagos obtenus dans nos élevages.

A. Morphologie de la femelle (fig. 7)

Toutes les mesures indiquées dans le texte ont été effectuées avec le micromètre oculaire électronique de WILD/CENSER adapté sur un stéréomicroscope WILD M5, sur un ensemble de 6 femelles de tailles très différentes.

1. Dimensions

La longueur des femelles de nos élevages était comprise entre 3,95 et 5mm. Largeur du thorax entre 0,40 et 0,65mm

2. Tête (fig. 9)

Prognathe très mobile de 0,62mm de long, 0,60mm de large et de 0,80mm de hauteur. Front et vertex presque lisses, luisants, avec quelques soies courtes fines et dressées. Yeux bruns rouges, petits de 0,35mm x 0,25mm, très rapprochés des mandibules. Ocelles de petite taille non saillants, disposés en triangle.

Antennes proches du bord du cadre buccal, à 0,06mm l'une de l'autre, séparées par une saillie un peu carénée du front, 11 articles ovoïdes, mesurant ensemble 0,7mm. Mandibules larges et fortes à face interne réticulée et dents rougeâtres.

3. Thorax

Pronotum presque plan, bord prolongé par une petite bande en col. Mésonotum très transverse. Scutellum en trapèze. Métanotum en bande courte. Propodéum très développé.

Ailes fines, incolores, stigma bien visible, le reste est moins visible. Franges très fines. Ailes antérieures : 2,55 x 0,75mm, ailes postérieures : 2,04 x 0,45mm.

Pattes, hanches larges, trochanters courts, cuisses courbes et très élargies. Tibia à éperon attaché avant l'apex.

4. Abdomen

Plus long que le reste de l'insecte, en fuseau fortement élargi à surface noire très brillante avec des soies courtes. Face ventrale plus claire. Longueur de 2mm à 2,35mm, largeur de 0,81 à 0,87mm.

B. Morphologie du mâle (fig. 8)

Petite taille, largeur de 3 à 3,72mm. Antennes jaune testacé. Thorax de 0,40 à 0,55mm de large. Abdomen effilé, longueur de 1,43 à 1,89mm, largeur de 0,60 à 0,64mm. Ailes transparentes

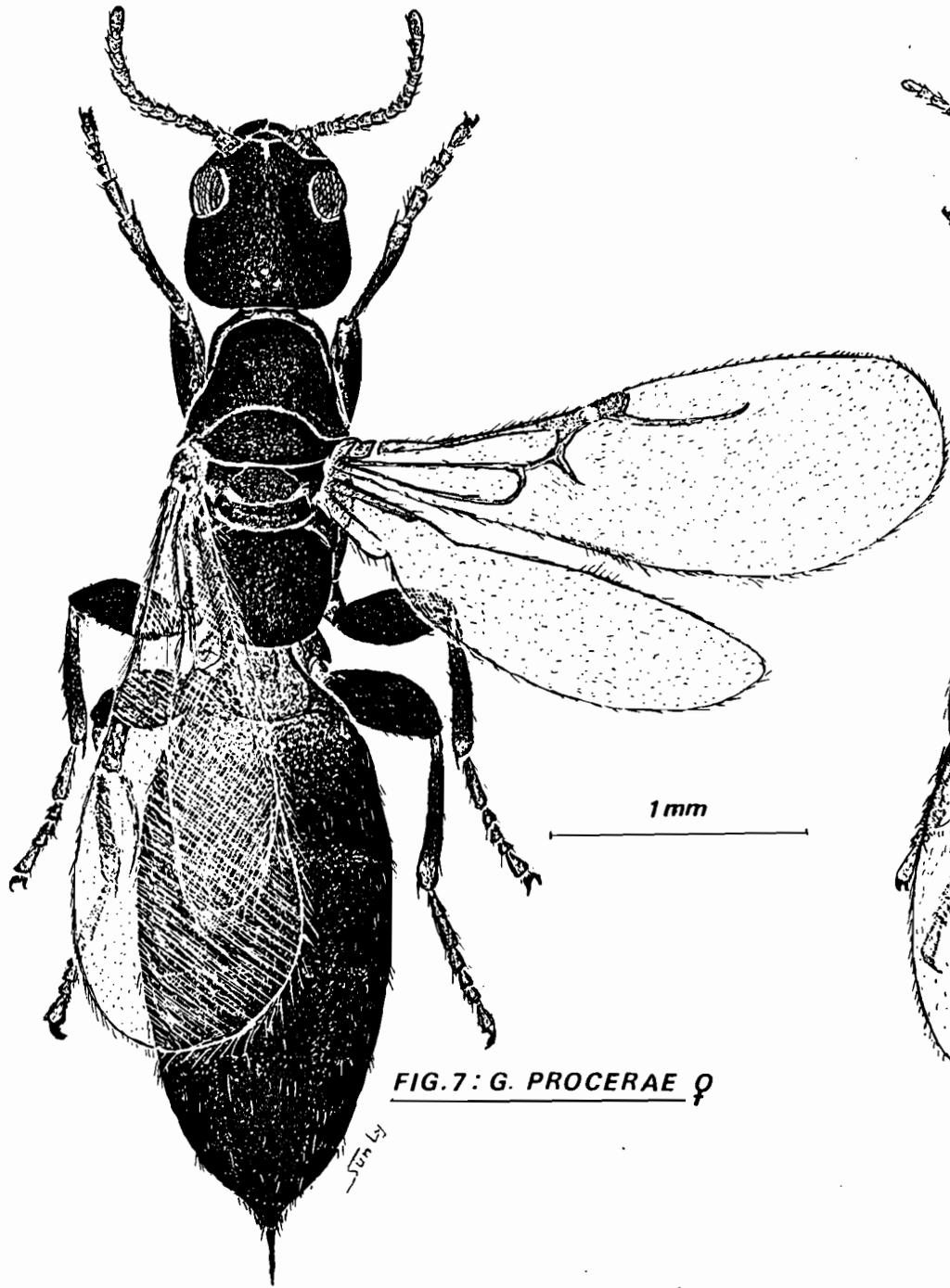


FIG. 7: G. PROCERAE ♀

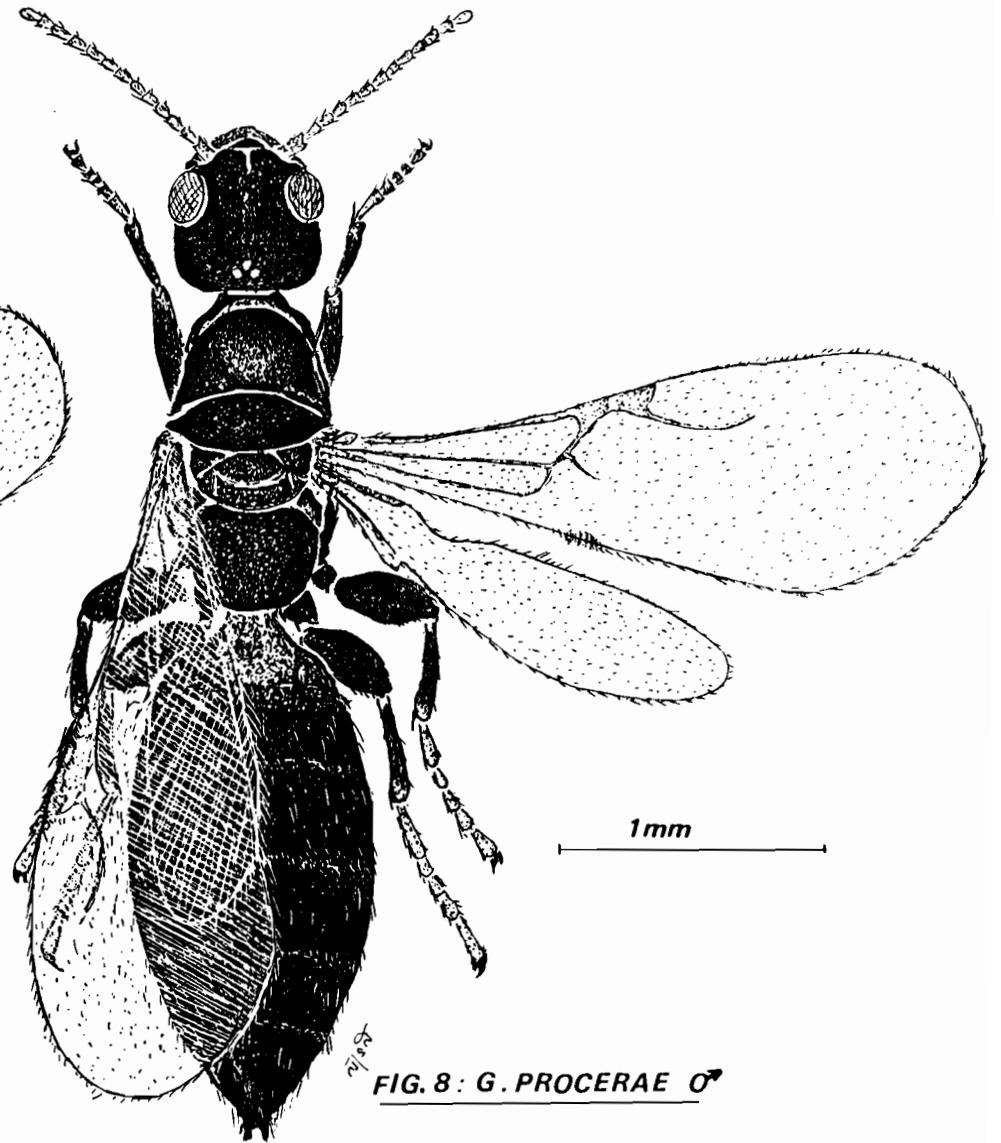
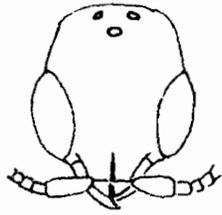
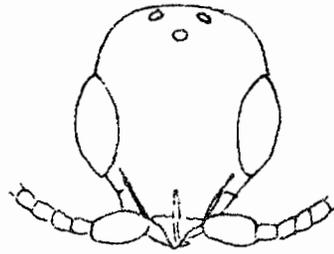


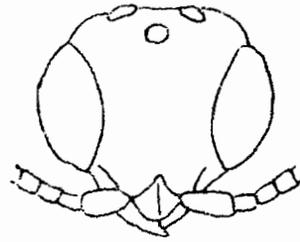
FIG. 8: G. PROCERAE ♂



1. Goniozus antilleanus, n. sp.



2. Goniozus cristatus, n. sp.



3. Goniozus clarkei, n. sp.



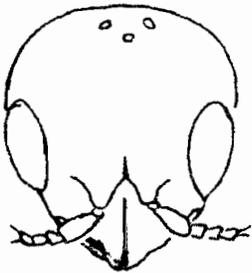
4. Goniozus aloyoellus, n. sp.



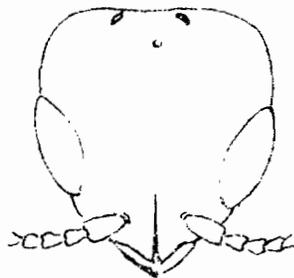
5. Goniozus megacepholus Ashmead



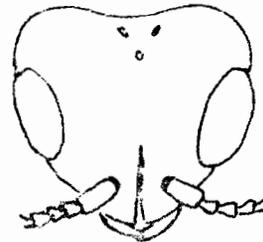
6. Goniozus virginialis n. sp.



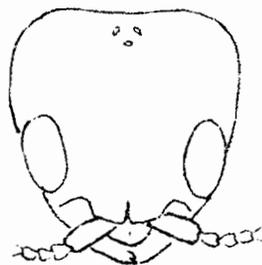
7. Goniozus platynotae Ashmead.



8. Goniozus stomapterycis, n. sp.



9. Goniozus delhiensis, n. sp.



10. Goniozus procerus Risbec

FIG. 9: TETES DES GONIOZUS

(1,2,3,4,5,6 et 7 d'après EVANS 1964, 1969, 1970 ; 8 et 9 d'après RAM 1967)

à nervures brunâtres. Ailes antérieures 2,38 x 0,73mm, ailes postérieures 1,82 x 0,44mm. Pattes testacées avec des hanches et cuisses brun foncé, le reste est plus clair.

C. Dimorphisme sexuel

Le dimorphisme sexuel est très fréquent chez les Béthylides. D'après BRIDWELL (1929), il est difficile d'établir, pour certains genres et espèces, une corrélation entre les deux sexes. Chez Scleroderma immigrans et maerogaster il existe un tiers de femelles ailées et deux pour cent des mâles sont aptères. D'après EMDEM 1931, un quart des mâles de Cephalonomia gallicola sont aptères, et d'après KEARNS 1934, certaines femelles vierges de cette dernière espèce donnent des mâles ailés et aptères en nombres approximativement égaux. Les femelles d'Epyris extraneus de Hawaï et d'Orient ont des ailes normales.

Chez les G. proceræ, nous avons vu, dans la série typique, que certaines femelles avaient des ailes beaucoup plus courtes. Dans nos élevages nous n'avons jamais obtenu de formes aptères, mais les ailes des femelles sont plus ou moins courtes.

La distinction entre les mâles et les femelles de G. proceræ se fait ainsi sous une binoculaire.

Les mâles sont de taille beaucoup plus petite que les femelles, les ocelles plus gros, les antennes plus grêles, les pattes plus claires, l'abdomen plus effilé et tronqué à l'apex. L'abdomen de la femelle est beaucoup plus grand et pointu à l'apex.

Chez les mâles, les ailes peuvent atteindre ou même dépasser l'extrémité postérieure de l'abdomen ; celles des femelles n'arrivent pas à couvrir tout l'abdomen, elles atteignent un tiers ou deux tiers de sa longueur.

II. BIOLOGIE DES IMAGOS

Des descriptions très succinctes de la biologie imaginale des Béthylides ont été faites par AUDOUIN 1842, POPENOE et MARLOTT 1889, ASHMEAD 1893, PICARD 1919. Une synthèse sur la biologie de cette famille a été présentée par BRIDWELL 1919-1920 et

WHEELER 1928. Les études les plus complètes sur quelques espèces sont celles de VOUKASSOVITCH 1924 sur Goniozus claripennis, parasite d'Oenophthira pilleriana, Pyrale de la vigne, de EMDEM 1931, sur Cephalonomia gallicola, parasite grégaire des larves et des pupes de Stegobium paniceum, Coléoptère Anobiide. KEARNS 1934 a étudié la même espèce comme parasite de Lasioderma serri-corne en Amérique du Nord. POWELL 1938, celle de Cephalonomia tarsatis, parasite d'Oryzaephylus sp. FINLAYSON 1950, celle de Cephalonomia westerstoni, parasite de Laemploeus sp., Coléoptère Cucujoïde. IWATA 1949, celle de G. japonicus, parasite des larves de Dichocrocis chlorophanta, et KISHITANI 1961 a étudié cette même espèce comme parasite de Adoxophyes orana et de Caloptilia theivora. Récemment, GORDON 1976, a présenté une étude détaillée de G. gallicola, parasite de Deoclona yuccasella, mais cette espèce a été élevée au laboratoire sur les larves de Pectinophora gossypiella, Lépidoptère Gelechiidae du Sud de la Californie.

A. Sortie des adultes de G. procerae

Certains auteurs ont signalé la protandrie dans la famille des Bethylidae. La sortie des mâles est plus précoce que celle des femelles. Les mâles de G. claripennis sortent quelques heures avant leurs femelles, d'après VOUKASSOVITCH 1924, et ceux de G. gallicola émergent 10 heures avant, d'après GORDON 1976.

Le décalage des temps d'émergence n'est pas net chez les G. procerae. Nous avons remarqué que les derniers individus sortis sont des femelles qui se sont nymphosées dans les cocons. Les premiers adultes sont issus de nymphes nues. Les sorties des adultes s'étalent sur 2 à 5 jours (cf. Tableau 1).

Sur le cocon, le trou de sortie peut être fait à n'importe quel endroit et il est rare que les adultes n'arrivent pas à quitter leur cocon. Nous avons pu observer quelques cocons bien formés, mais non percés, nous avons constaté qu'à l'intérieur le développement s'était poursuivi normalement jusqu'au stade nymphal, mais la nymphe ne s'était pas transformée en imago. Les causes de cette perte nous restent inconnues.

Avant de se déplacer, les jeunes adultes issus de nymphes nues étalent les ailes pendant une longue période qui peut durer de 2 heures à une demie journée, ce qui n'est pas le cas pour les

Tableau 1 : Dates de sorties et nombre d'imagos issus d'une expérience du 1er Juillet 1976
à partir de 60 ♀ et 15 ♂.

Dates de Ponte	Premier jour de sortie		Dernier jour de sortie		Nombre total de			
	Dates	Nombre de		Dates			Nombre de	
		Mâles	Femelles		Mâles	Femelles	Mâles	Femelles
03-7-76	24-7-76	6	11	28-7-76	0	3	11	51
05-7-76	26-7-76	10	27	29-7-76	5	17	17	67
07-7-76	26-7-76	6	17	30-7-76	0	16	16	57
09-7-76	28-7-76	3	12	31-7-76	0	2	7	22
11-7-76	31-7-76	3	21	03-8-76	0	6	6	33
13-7-76	04-8-76	4	19	05-8-76	0	2	4	21
15-7-76	06-8-76	2	8	08-8-76	0	10	2	18
17-7-76	09-8-76	2	11	10-8-76	0	6	2	17
19-7-76	-	0	0	-	0	0	0	0
21-7-76	-	0	0	-	0	0	0	0
23-7-76	-	0	0	-	0	0	0	0

adultes sortant des cocons. Au moment de l'étalement des ailes, si on le touche, l'insecte se montre agressif en ouvrant largement les mandibules et en recourbant l'abdomen avec l'aiguillon évaginé si c'est une femelle. Les ailes sont ramenées à plat sur le dessus du corps. Les mâles partent à la recherche des femelles et parfois ils volent et peuvent s'accoupler tout de suite même si les femelles sont encore immobiles.

Au cours de leur activité, les femelles nettoient la tête, l'abdomen et les antennes avec leurs pattes. Elles se déplacent peu .

B. Accouplement

VOUKASSOVITCH et GORDON ont signalé la pénétration des mâles dans le cocon des femelles de G. claripennis et gallicola pour s'y accoupler en se mettant ventre à ventre contre la femelle. Je n'ai pas pu observer le même processus chez le G. proceræ.

Quand le mâle de G. proceræ rencontre une femelle, il frappe sa tête à coups rapides des antennes. Si la femelle accepte, elle reste immobile et parfois le mâle tappe à plusieurs reprises la tête et le corps de la femelle. Pour s'accoupler il monte sur la femelle soit du côté de la tête, soit du côté postérieur de celle-ci. L'abdomen de la femelle s'étend. Le mâle courbe le sien dont les pièces copulatrices s'écartent et il cherche à prendre celles de la femelle. Après l'introduction de l'appareil copulateur, la femelle rabaisse son abdomen . Le mâle maintient l'abdomen de la femelle en l'enserrant avec toutes ses pattes sauf parfois les pattes de la 3^e paire restent écartées du corps. Certains mâles, tapent de temps en temps leur partenaire avec les antennes dressées. Le plus souvent la tête du mâle n'atteint même pas la moitié antérieure du corps de la femelle. L'accouplement dure en général quelques minutes, au maximum 6 minutes. La femelle reste immobile pendant toute la durée d'acceptation. Dans plusieurs des cas observés, le mâle peut rester accouplé durant un temps relativement long avec la première femelle et les femelles vierges occupées à étaler leurs ailes. Le couple peut être gêné par un autre mâle. Dans le cas de non acceptation, la femelle se déplace et il est rare que la mâle la poursuive, il va vers d'autres femelles. Dans la boîte d'un

seul couple, la femelle accepte le mâle dès la première rencontre. Avant de se séparer la femelle, le plus souvent, se déplace et parfois le couple tombe au fond de la boîte, et les deux individus se séparent rapidement. Après l'accouplement, les valves de la femelle restent ouvertes pendant quelques minutes avant de se refermer. Le mâle peut rester longtemps au près de la femelle déjà fécondée avant de s'accoupler de nouveau. Un mâle peut s'accoupler avec plusieurs femelles, au moins 4 et une femelle peut accepter deux ou trois fois l'accouplement.

C. Longévité des imagos

La longévité des imagos est très variable selon la saison, la nutrition et l'hôte. D'après VOUKASSOVITCH, 1924, les femelles de G. claripennis peuvent vivre jusqu'à 33 jours et le mâle de 8 à 12 jours. Par contre, les mâles de G. tarsalis vivent beaucoup moins longtemps, 6 jours. Selon GORDON 1976, les femelles de G. gallicola vivent de 11 à 18 jours, les mâles ailés de 9 à 15 jours et les mâles aptères de 7 à 12 jours pendant l'hiver ; mais pour les femelles en été, bien nourries et avec hôtes la longévité peut atteindre jusqu'à 3 mois.

Chez le G. proceræ, cette durée de vie peut varier suivant la nutrition, l'accouplement, l'hôte et l'effet de groupe. Nous avons effectué les essais sur :

- les adultes nourris ou à jeun
- les adultes isolés ou groupés, soit par couple, soit avec des groupes de 20 femelles et 5 mâles ou des groupes de 60 femelles et 15 mâles.

Les imagos morts sont comptés quotidiennement et les résultats sont traduits en pourcentage de survivants en fonction du temps. Ces résultats sont présentés sur les figures 10 et 11 qui appellent les remarques suivantes :

1. Individus isolés, maintenus à jeun et individus bien nourris (cf. fig. 10)

Les femelles isolées mises à jeûner ont une survie très courte. La durée la plus longue observée ne dépasse pas 14 jours et la moyenne calculée est de $8,2 \pm 1,6$ jours. La survie la plus longue fut observée chez les femelles isolées et nourries.

Ces dernières peuvent vivre jusqu'à 25 jours. La moyenne est de $19,3 \pm 2,0$ jours.

- Chez les mâles, les résultats paraissent parallèles à ceux des femelles. Les individus mis totalement à jeûner ne vivent en moyenne que $4,1 \pm 1,7$ jours, tandis que ceux qui sont nourris vivent en moyenne $8,8 \pm 1,6$ jours.

2. Femelles vierges isolées non nourries et en présence d'hôtes (cf. fig. 10)

J'ai pu observer seulement deux femelles du 24 août 1976 dont l'une était morte après 7 jours et l'autre après 9 jours de vie imaginaire. Les résultats ainsi obtenus ne sont pas significatifs. Faute de temps je n'ai pas pu répéter l'expérience.

3. Individus groupés, nourris et en présence d'hôtes (fig. 11)

a) Cas d'un couple

Pour la femelle, la survie moyenne est de $13,3 \pm 2,5$ jours. La plus grande mortalité a été observée entre le 12 et le 14^e jour. La survie dépasse rarement le 22^e jour.

Pour le mâle, l'évolution de la survie s'effectue à peu près dans le même sens pour les mâles isolés et nourris, la longévité moyenne est $8,4 \pm 1,7$ jours.

b) Cas des groupes de 20 femelles et 5 mâles

Pour la femelle, la longévité moyenne est de $14,1 \pm 1,2$ jours. La mortalité maximale survient entre le 14 et le 18^e jour.

Pour le mâle : survie moyenne $8,7 \pm 1,4$ jours. Grande mortalité entre le 8 et 10^e jour.

c) Cas des groupes de 60 femelles et 15 mâles

Pour les femelles : survie moyenne $15,2 \pm 2,0$ jours. Dans cette série d'expériences, certains individus meurent très tôt mais leurs survivants continuent à vivre plus longtemps que dans les autres cas et même certaines femelles peuvent vivre jusqu'au 24^e jour.

Les mâles : meurent nettement plus vite, leur longévité moyenne n'est que $6,3 \pm 1,2$ jours.

D. Discussion

1. Variation de la longévité avec le sexe

Dans toutes les conditions de nos expériences, les mâles isolés, ou groupés avec les femelles, ont une longévité nettement plus courte que celle des femelles. Les écarts observés sont de l'ordre d'une semaine ou même plus. La longévité la plus long des mâles est de 15 jours alors qu'elle est de 25 jours pour les femelles. Si l'on compte le nombre de morts, on trouve des mâles dès le 4^e jour et des femelles à partir du 6^e jour.

2. Rôle de l'aliment sucré.

Les adultes maintenus en jeûne meurent plus vite. Nous avons pensé que dans ce cas ils utilisent leurs réserves rapidement et s'épuisent ainsi plus vite que les individus nourris. D'après les courbes de survie, on a constaté que les adultes nourris avec de l'eau sucrée peuvent vivre deux fois plus longtemps que ceux qui sont affamés.

En résumé, l'efficacité de l'eau sucrée est évidente pour le maintien en vie des adultes et elle paraît beaucoup plus importante pour les femelles qui pondent. Mais, comme nous l'avons déjà signalé dans le chapitre des techniques d'élevages, la concentration de la solution d'eau sucrée ne doit pas être trop élevée car une solution trop sucrée devient très visqueuse et offre des difficultés aux déplacements des Goniozus, ainsi qu'au prélèvement de la nourriture. Ce qui augmente le taux de mortalité des adultes.

3. Effets de l'hôte

Quant aux effets de l'hôte nous n'avons pas de résultats spectaculaires. En comparant la survie moyenne des femelles isolées et mises à jeûner (8,2 ± 1,6 jours) avec celles des femelles non nourries et en présence d'hôtes (survie 7 jours et 9 jours) nous constatons qu'il n'y a pas de grande différence. Ce résultat est sans doute sous-estimé car les matériels exploités n'étaient pas assez abondants.

Essayons maintenant de comparer les courbes de survie des femelles adultes isolées et nourries à l'eau sucrée sans hôtes (cf. fig. 10) et celles des femelles nourries et avec

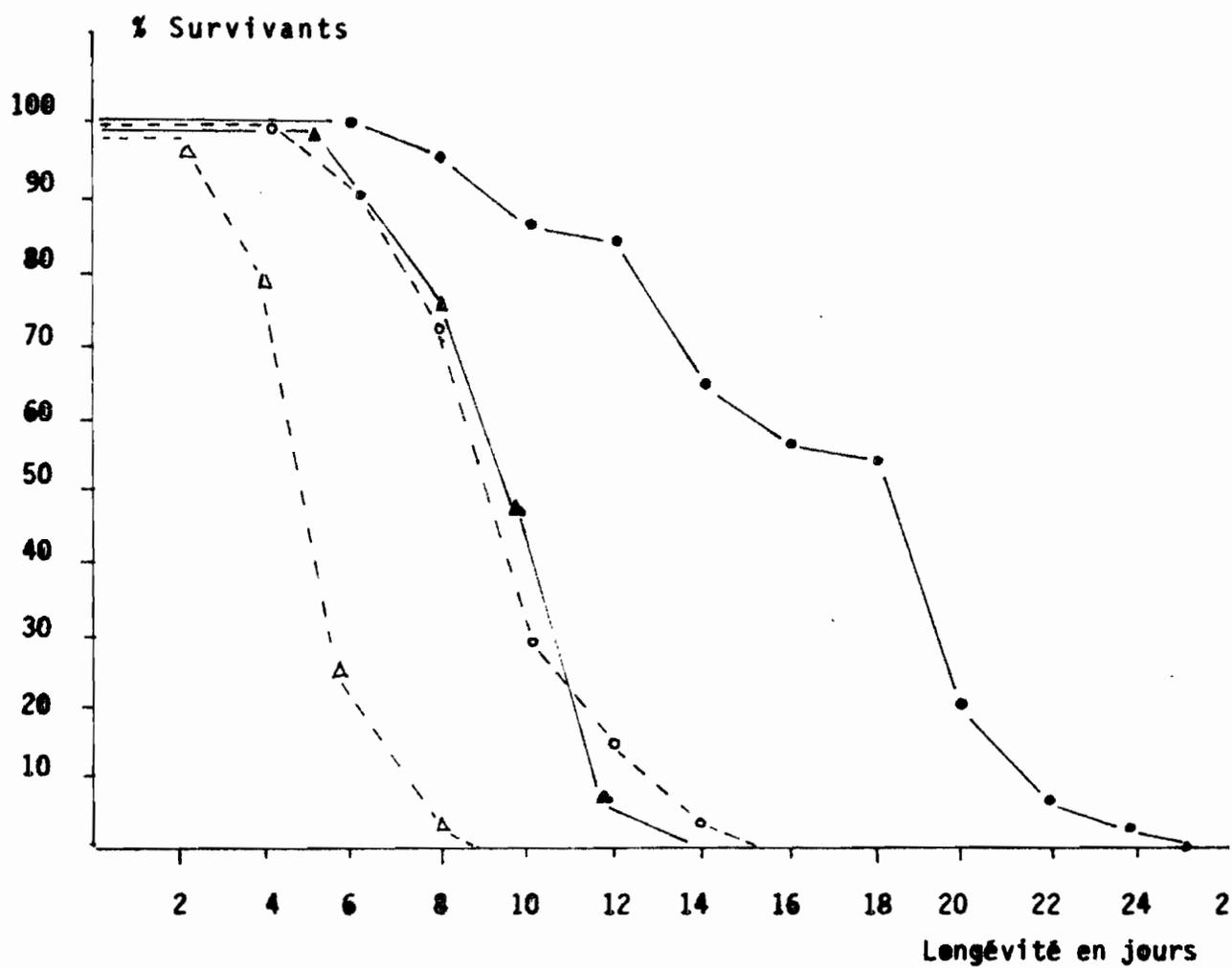


Fig.10 : Courbes de variations de la longévité d'individus isolés non accouplés, en fonction de la nutrition.

Individus nourris : Femelle vierge • ——— , Mâle isolé ◦ ---
 Individus à jeun : Femelle vierge ▲ ——— , Mâle isolé △ ---

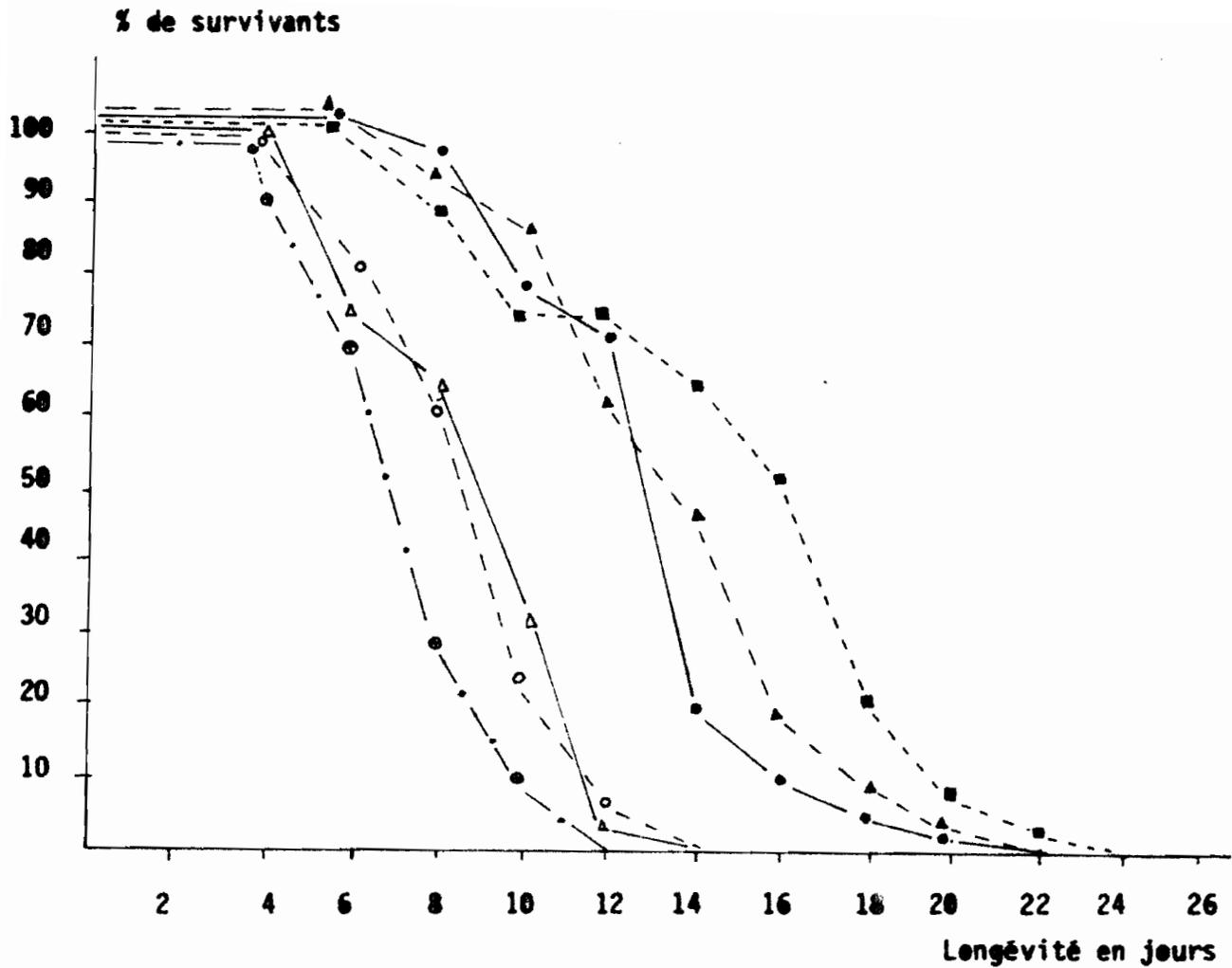


Fig.11 : Courbes de variations de la longévité des images en fonction du groupement

INDIVIDUS GROUPES
NOURRIS
ET AVEC HÔTES

- un couple: femelle ● ——— , Mâle ○ ---
- un groupe de 20 femelles ▲ ---- ,
5 Mâles △ ———
- un groupe de 60 femelles ■ - - - - ,
15 Mâles ⊙ - . - .

hôtes (cf. fig. 11). Nous avons constaté que les femelles nourries sans hôtes vivent relativement plus longtemps que celles qui pondent. Nous avons pensé que l'attaque des proies et la ponte épuisent plus vite les réserves des femelles. Nous éprouvons encore des difficultés pour interpréter les effets de l'hôte sur la survie de l'insecte, puisque les courbes obtenues ne concernent que des femelles fécondées. Donc il peut y avoir influence de l'accouplement d'une part et d'autre part les femelles peuvent se nourrir des fluides de l'hôte qui sont riches en matières nutritives tels que protéines, vitamines, sels..etc, que l'eau sucrée ne leur apporte pas.

D'après CLAUSEN 1964, la nutrition des femelles adultes à partir des fluides du corps de l'hôte est habituelle dans la famille des Bethylidae, et ce type de nourriture est apparemment essentiel au développement des oeufs.

Enfin, la plus grande longévité fut observée chez les femelles nourries et non fécondées. Il serait donc plus rationnel pour déterminer l'influence de l'hôte sur la longévité des femelles d'expérimenter sur des femelles maintenues en jeûne stricte et mises ou non en présence de l'hôte.

Chez les mâles la longévité augmente nettement quand la nourriture d'eau sucrée leur est assurée. Par contre elle varie peu qu'il y ait ou non accouplement.

4. Effets de groupe

La traduction des courbes de la figure 11 montre que si l'on passe d'un couple au groupe de 60 femelles et 15 mâles on constate que la longévité des femelles tend à augmenter. Par contre, celle des mâles diminue un peu. Ces effets de groupe paraissent intimement liés au facteur hôte. C'est à dire que les femelles de G. proceræ ont tendance à paralyser toutes les chenilles qui bougent. Une femelle peut paralyser beaucoup de chenilles en peu de temps et les autres peuvent pondre sur les chenilles déjà immobilisées sans dépenser beaucoup de leur propre énergie. Tandis que pour les mâles qui meurent plus vite quand les effectifs du groupe augmentent, nous avons pensé aux effets de l'accouplement. La présence, en masse, des femelles semble exciter d'avantage les mâles puisqu'un mâle peut s'accou-

pler avec plusieurs femelles et vice-versa. Par suite les mâles s'épuiseront plus rapidement.

Il devient donc très commode d'étudier les effets réels du groupement sur les individus mis à jeun, sans hôte et séparés suivant le sexe.

E. Biologie de la femelle

1. Comportement prédateur

Les plus anciennes observations de comportement prédateur des femelles de Béthylide sont celles de BUSCK 1917. Il avait observé des femelles de Laelius trogodermalis attaquant des larves de Dermestes. La femelle paralyse toutes les larves qu'elle rencontre mais elle ne dépose pas d'oeufs sur toutes ces proies.

WHEELER 1929 avait signalé que le développement de Goniozus est rattaché au type dit sclérodermatiné. La femelle va en quête d'une proie qui est une larve de Coléoptère, de Lépidoptère, parfois une fourmi. Mais BRIDWELL 1920, avait divisé les Béthylides en 3 groupes suivant leurs hôtes préférés et leurs comportements de ponte. Le groupe de Goniozus attaque les Lépidoptères, celui de Scleroderma attaque les Coléoptères et le groupe intermédiaire Epyris, attaque aussi les Coléoptères mais la femelle ne dépose qu'un seul oeuf par hôte.

D'après CLAUSEN 1940, de nombreuses espèces de Béthylides attaquent l'hôte à découvert. Après la piqûre elles transportent l'hôte dans une cavité à la manière des guêpes. Ce transport de l'hôte a été observé chez les Bethylus par CHATTERJEE 1941, chez Epyris par BRIDWELL 1917 et WILLIAMS 1919, Laelius par KROMBEIN 1955, chez les Holepyris, Parascleroderma, et certains Cephalonomia par YAMADA 1955. Ce transport n'a jamais été observé chez les Goniozus.

VOUKASSOVITCH 1924 avait observé que quand la femelle de G. claripennis a trouvé le fourreau d'une proie, elle y pénètre toujours du côté opposé à la tête de la chenille. Elle se place parallèlement à la chenille avant de la paralyser et même aussi loin que possible de celle-ci pour que la proie ne montre pas la moindre réaction. D'après KISHITANI 1961, la femelle de G. japonicus bondit toute de suite sur la proie après avoir percé le cocon. Pour GORDON 1976, la femelle de G. gallicola s'attache à la cuticule de l'hôte et enfonce les mandibules juste en arrière

de la capsule céphalique. Elle introduit l'aiguillon à la face ventrale, près de la gula de l'hôte et la femelle de Laelius anthrenivorus mâche la région post céphalique pour endommager les ganglions cervicaux.

Chez G. proceræ, quand les chenilles sont présentées, les femelles semblent très agitées et certaines d'entre elles se dirigent tout de suite vers les hôtes. Elles tendent à paralyser toutes les chenilles en mouvement. On peut voir même 2 ou 3 femelles attaquer à la fois une seule chenille quand celle-ci sort du tube d'expérience. Effrayée par les parasites, la chenille recule ou remonte en tentant de s'évader et sécrète un liquide brunâtre par la bouche. La femelle du Goniozus proceræ placée en haut du tube inspecte sa proie. Les chenilles non dérangées commencent à tisser la soie pour obturer le tube. Cette fermeture sera perforée ultérieurement par les parasites. Quand la chenille reste un peu calme, le parasite entre doucement et, arrivée près de la proie, soit la femelle attaque tout de suite la chenille en s'agrippant sur son dos, soit elle descend rapidement au fond du tube. Après elle remonte progressivement sans faire remarquer sa présence. Arrivée au niveau du thorax, elle bondit sur le dos de la chenille en s'agrippant étroitement avec les pattes et les mandibules. Elle courbe l'abdomen sur le côté de la chenille et enfonce l'aiguillon sur la face ventrale près de la chaîne nerveuse. La piqûre est rapide, environ 30 secondes, sans relâcher l'hôte malgré les mouvements violents de la part de la chenille. Ensuite, la femelle remonte en haut du tube. Souffrant de la piqûre, la chenille tombe au fond de la boîte ou remonte pour en sortir. Généralement une à deux piqûres suffisent pour immobiliser la proie. Cependant les piqûres peuvent être répétées en différentes places de l'abdomen. La réaction de l'hôte s'affaiblit au bout de deux minutes. La piqûre paralyse les pièces buccales et les pattes. L'attaque des femelles dure de quelques minutes à une demie heure et parfois il faut un temps relativement long pour immobiliser un hôte de grande taille. Quand la proie est totalement inerte, certaines femelles se précipitent vers le lieu de piqûre pour s'alimenter du fluide s'écoulant de la blessure.

2. Durée de la paralysie

D'après CLAUSEN 1940, la paralysie de l'hôte est habituellement complète et permanente chez les Bêthylides. FINLAYSON 1950, avait noté l'effet permanent de la paralysie chez Cephalonomia waterstoni sur son hôte Laemophloeus ferrugineus. Cependant, chez quelques genres et en particulier chez les Goniozus, elle est seulement temporaire.

Les chenilles hôtes de G. claripennis retrouvent leur activité 2 heures après la piqûre. Cette durée paraît très courte chez l'espèce de Goniozus, observée par TAYLOR 1933, et G. gallicola, observée par GORDON 1976, les chenilles reprennent la totalité de leur vivacité peu de temps après la piqûre.

Chez les G. procerae la durée de paralysie varie d'une à 4 heures. Quand elle reprend son activité, la chenille de Chilo suppressalis retisse un bouchon de soie pour obturer le tube. L'hôte, guéri du coup d'aiguillon continue ses activités normales jusqu'à l'éclosion des oeufs. Certaines chenilles peuvent même effectuer une mue qui est habituellement inhibée par la présence des oeufs du parasite. Au contraire, d'autres chenilles supportent mal les piqûres, n'arrivent pas à se remettre et meurent par la suite même sans porter de parasites.

CLAUSEN avait signalé que le nombre d'hôtes attaqués et paralysés par une femelle est souvent considérablement supérieur au nombre d'oeufs qu'elle peut déposer. Chez G. procerae, on a constaté que les femelles peuvent piquer plusieurs chenilles sans pondre sur elles mais le nombre total de chenilles paralysées n'est pas supérieur au nombre d'oeufs déposés, plusieurs oeufs étant pondus sur une même chenille.

3. Comportement de ponte (Photo 1)

La femelle de Goniozus ne pond pas tout de suite après sa naissance ; il existe une période de préoviposition qui dure 2 à 3 jours chez G. gallicola et procerae.

Après avoir fini de se nourrir du fluide de l'hôte, la femelle de G. procerae se tient immobile sur la proie pendant quelques minutes avant de déposer les premiers oeufs. Dans la majorité des cas observés, elle commence à pondre sur la partie postérieure de la chenille. Pour pondre, l'insecte rampe sur le

dos de l'hôte et palpe pendant 1 ou 2 minutes la cuticule de la chenille avec l'extrémité de son abdomen, puis s'arrête et allonge le reste de l'abdomen encore pendant environ 2 minutes. Elle courbe l'abdomen, les valves ouvertes et appuie très fort avec les extrémités des valves sur la chenille. L'oeuf glisse entre les valves inférieures. Quand l'oeuf est fixé sur la peau de l'hôte, elle retire doucement les valves de l'ovipositeur. L'acte de ponte est fini, la femelle s'avance et recommence à nettoyer un autre endroit. Certaines femelles espacent le dépôt des oeufs en montant et descendant sur la chenille avant de recommencer une nouvelle ponte. Dans la majorité des cas observés, la femelle de G. proceræ pond 7 à 12 oeufs successivement en 30 minutes. La femelle en action se déplace sur le dos ou sur la face ventrale de l'hôte mais elle ne colle jamais les oeufs sur la face ventrale de la chenille. S'il y a des chenilles de grande taille occupant presque tout le volume du tube avec leur corps mou et incurvé, la femelle s'aide dans ses déplacements en utilisant ses mandibules et sans cesser de pondre.

Une femelle de G. proceræ peut pondre sur 2 chenilles en moyenne d'après les résultats rassemblés sur les tableaux 5 et 6, mais une femelle isolée peut pondre sur 1 à 6 chenilles (cf. tableau 3 et 4), si, dans nos élevages les chenilles sont changées tous les 2 jours.

4. Fécondité des femelles

La fécondité des femelles est caractérisée par le nombre total des oeufs pondus par une femelle. Ce nombre est très variable chez les Bêthylides. D'après CLAUSEN 1940, les espèces solitaires produisent probablement un plus petit nombre d'oeufs, tandis que les espèces grégaires en pondent beaucoup, jusqu'à 150 oeufs au maximum. Le record fut observé par WILLARD 1927, qui peut atteindre jusqu'à 236 en 44 jours pour une femelle de Perisierola emigrata. Celui de Cephalonomia gallicola est de 158 oeufs en 36 jours, d'après KEARNS 1934. Une femelle fécondée de Cephalonomia tarsalis dépose environ 85 oeufs, d'après POWELL 1938, celle de G. claripennis a pondu 77 oeufs en 40 jours (cf. VOUKASSOVITCH, 1924), la femelle de G. japonicus, 79 oeufs (cf. KISHITANI, 1961), et la femelle de G. gallicola 153 oeufs en 62 jours d'après GORDON 1976.

Ce nombre est relativement très limité chez les G. proce-
rae (cf. tableau 2), il n'est que 32 oeufs pour une femelle
vierge et isolée, 34 oeufs pour une femelle fécondée et isolée,
14 à 23 oeufs par femelle pour les individus groupés. Le nombre
de faits observés est relativement restreint mais cependant si-
gnificatif.

a) Influence de l'accouplement sur la fécondité des
femelles.

Pour étudier l'influence de l'accouplement sur la fécondi-
té des femelles, nous avons étudié seulement les femelles iso-
lées car sur les femelles groupées, l'influence du groupement
paraît plus dominante.

Le tableau 2 permet les remarques suivantes : une femelle
vierge et isolée peut pondre presque autant qu'une femelle fé-
condée. Le nombre maximum d'oeufs déposés est de 38 pour la
femelle vierge (cf. colonne B du 13-7-76) et de 39 pour la fe-
melle fécondée (cf. colonne F du 24-7-76). Il arrive parfois que
le nombre d'oeufs pondus par une femelle vierge est beaucoup plus
grand que celui pondu par une femelle fécondée (cf. colonnes A,
B et E du 01-7-76).

D'après le calcul, la moyenne obtenue pour une femelle
vierge est légèrement inférieure à celle de la femelle fécondée
(32 contre 34). La différence n'est pas significative.

b) Influence du groupement sur la fécondité

Dans le même tableau 2, si on compare les pontes d'une
femelle isolée, fécondée ou vierge, à celles des femelles grou-
pées, fécondées ou vierges, la fécondité baisse.

- pour les femelles vierges, la fécondité baisse de 32
oeufs par femelle isolée à 23 oeufs pour une femelle d'un groupe
de 10.

- dans le cas des femelles fécondées, elle baisse de 34
oeufs pour une femelle isolée à 21 oeufs par une femelle d'un
groupe de 20 et à 14 oeufs par femelle d'un groupe de 60.

Ces résultats sont en sens inverse de ceux de la longévi-
té des adultes que nous avons exposés dans le paragraphe précé-
dent, le taux de fécondité baisse quand les femelles sont groupés.

Tableau 2 : Récapitulatif des nombres d'oeufs pondus par des femelles de G. procerae

I, II, III = Numéros des boîtes ;

A, B , C... = Numéros des colonnes.

Dates	Femelle isolée						Femelles groupées		
	vierge			accouplée			10 femelles vierges	Groupe de 20 femelles et 5 mâles	Groupe de 60 femelles et 15 mâles
	I	II	III	I	II	III			
	A	B	C	D	E	F	G	H	I
01-7-76	37	32		38	28			398	634
13-7-76	27	38		36	37		246	428	891
24-7-76	35	30	26	33	29	39	209	411	979
Nombres moyens d'oeufs	32, 14			34, 28			22,75	20,61	13,90

5. Variations quotidiennes de la ponte en fonction de l'âge de l'adulte

Pour cette question, nous devons aussi étudier le cas d'une femelle isolée, vierge ou fécondée et celui de femelles groupées afin de mieux voir l'échelonnement du dépôt des oeufs au cours de la vie de l'insecte. Nous avons noté le nombre d'oeufs déposés par les femelles tous les 2 jours jusqu'à leur mort. Et les résultats sont classés comme suit :

a) Influence de l'accouplement

D'après les tableaux 3 et 4 nous avons constaté que les femelles vierges d'une part et les femelles fécondées d'autre part attaquent presque toujours les chenilles successivement introduites. La ponte peut s'effectuer entre le 2^e et le 20^e jour si les femelles sont isolées. Le nombre d'oeufs déposés diminue au cours du vieillissement de la femelle. J'ai choisi ici d'illustrer les variations des nombres quotidiens d'oeufs sous forme de courbes pour mettre en évidence les variations d'une expérience à l'autre (fig. 12)

- Cas d'une femelle vierge : D'après les résultats obtenus dans les expériences du 24-7-76, la femelle vierge dépose ses oeufs un peu plus tard. Au cours des premiers jours, elle tend à déposer un maximum d'oeufs, puis le nombre quotidien baisse brusquement. Le maximum d'oeufs déposés est observé entre le 8^e et le 10^e jour.

- Cas d'une femelle fécondée : Elle commence à pondre tout de suite après la fécondation, à partir du 2^e jour de sa vie. Parmi les 3 femelles fécondées et isolées du 24-7-76 (cf. tableau 4), l'une d'elles a déposé 7 oeufs, l'autre 4 oeufs et la 3^e n'a pas encore pondu vers le 4^e jour de sa vie. Le maximum des pontes est observé entre 4^e et 8^e jour. Le dépôt des oeufs paraît bien étalé au cours de la vie de la femelle car d'après la figure 12 la courbe présente des pics réguliers. Par contre la courbe illustrant la ponte de la femelle vierge présente un pic très remarquable au début de sa vie.

b) Influence du groupement

Les résultats sont rassemblés dans les tableaux 3,4,5 et 6 et interprétés par les histogrammes de la figure 13.

Les femelles groupées, vierges ou fécondées, peuvent prolonger leurs pontes jusqu'au 22^e jour et seulement jusqu'au 20^e jour pour une femelle isolée.

- Cas des femelles vierges groupées par 10 (Fig. 13a). Certaines femelles vierges du groupe pondent après 2 jours de préoviposition comme les sujet fécondés, puis brusquement, le nombre est maximal vers le 6^e jour, ensuite il diminue progressivement.

- Cas des femelles groupées par 20 (fig. 13b) : la ponte commence après l'accouplement, atteint un maximum entre le 4^e et le 8 jour, baisse progressivement sauf le 14^e jour où le nombre d'oeufs comptés est relativement élevé, et la ponte cesse vers le 22^e jour.

- Cas des femelles groupées par 60 (fig. 13c) : le maximum d'oeufs se situe entre le 4^e et le 8^e jour, un autre maximum existe entre le 12^e et le 14^e jour.

Les irrégularités de ces deux derniers histogrammes (13b et 13c) nous font penser qu'il y a aussi des effets dus à l'accouplement.

III. CONCLUSION

A. Sur la morphologie

Les imagos obtenus dans nos élevages, ressemblent bien à ceux de la série typique conservée au laboratoire de l'O.R.S.T.O.M. La seule différence observée est la couleur ; les imagos de G. proceræ de nos élevages sont plus noirs et plus brillants que ceux de la série typique, peut être en raison des conditions de préparation à sec entre lame et lamelle, procédé utilisé très souvent par RISBEC, non admis maintenant.

B. Sur la biologie des imagos

Les imagos de G. proceræ ont une vie courte, dans nos conditions d'élevages leur longévité est au maximum de 25 jours pour les femelles. La vie des mâles est encore plus brève, mais ils peuvent s'accoupler dès leur émergence pour assurer la reproduction de l'espèce.

Tableau 3 : Nombres quotidiens d'oeufs pondus par les femelles vierges de G.procerae (Expériences des 13 et 24-7-76)

(* Nous avons compté les oeufs ^{à partir} du 4^e jour car il faut 2 jours de préoviposition et 48 heures de séjours des chenilles).

(I,II,III = Numéros des boîtes ; A = nombre d'oeufs ; B = nombre de chenilles parasitées).

Age * en jours	Cas d'une femelle vierge								Cas de 10 femelles vierges groupées					
	I		II		III		Moyenne		I		II		Moyenne	
	A	B	A	B	A	B	A	B	A	B	A	B	A	A
4	0	0	0	0	0	0	0	0	16	3	11	2	13,50	2,5
6	0	0	2	-	0	0	0,66	0,33	54	3	56	4	55	3,5
8	8	1	14	1	12	1	11,33	1	42	4	39	3	40,50	3,5
10	11	1	7	1	7	1	8,33	1	39	3	34	3	36,50	3
12	6	1	0	0	0	0	2	0,33	25	4	30	3	27,50	3,5
14	2	1	0	0	0	0	0,66	0,33	31	3	17	3	24	3
16	0	0	7	1	4	1	3,66	0,66	17	3	15	2	16	2,5
18	5	1	0	0	3	1	2,66	0,66	16	2	4	1	10	1,5
20	3	1	0	0	0	0	1	0,33	4	1	3	1	3,50	1
22	0	0	-	-	0	0	0	0	2	1	0	0	1,50	0,5
24	0	0	-	-	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
26	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Totaux	35	8	30	4	26	4	30,33	5,33	246	27	209	22	227,50	24,50

Tableau 4 : Nombres quotidiens d'oeufs pondus par les femelles d'un couple de G.procerae (Expériences du 24-7-76).

(I,II, III = Numéros de boîte ; A = Nombre d'oeufs ; B = Nombre de chenilles parasitées).

Age en jours	I		II		III		Moyenne	
	A	B	A	B	A	B	A	B
4	7	1	0	0	4	1	3,66	0,66
6	0	0	9	1	11	1	6,66	0,66
8	12	1	0	0	0	0	4	0,33
10	0	0	11	1	0	0	3,66	0,33
12	3	1	0	0	12	1	5	0,66
14	0	0	0	0	5	1	1,66	0,33
16	6	1	6	1	0	0	4	0,66
18	5	1	3	1	0	0	2,66	0,66
20	0	0	0	0	7	1	2,33	0,33
22	0	0	-	-	0	0	0	0
24	0	0	-	-	-	-	0	0
26	-	-	-	-	-	-	-	-
Totaux	33	5	29	4	39	5	33,66	4,66

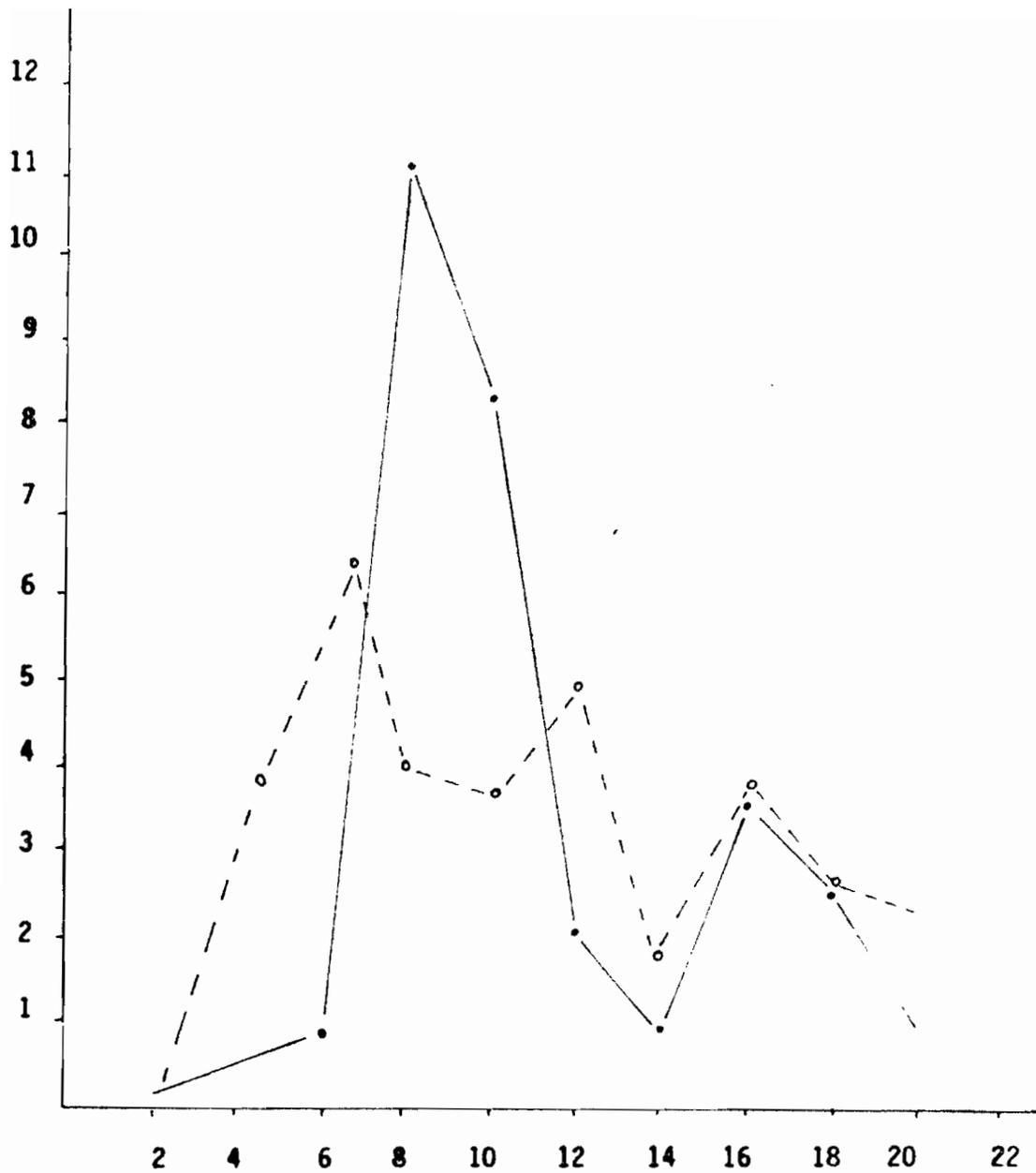


Fig 12 : Courbes des variations de la ponte quotidienne des femelles de Goniozus procerae

(● — femelle vierge, ○ ---- femelle fécondée)

en abscisses : âge en jours, en ordonnées : moyenne quotidienne du nombre d'œufs.

Tableau 5 : Nombres quotidiens d'oeufs pondus par les femelles de G.procerae d'un groupe de 20 femelles et 5 mâles.
 (* = Date de l'expérience, A = nombre d'oeufs ; B = Nombre de chenilles parasitées).

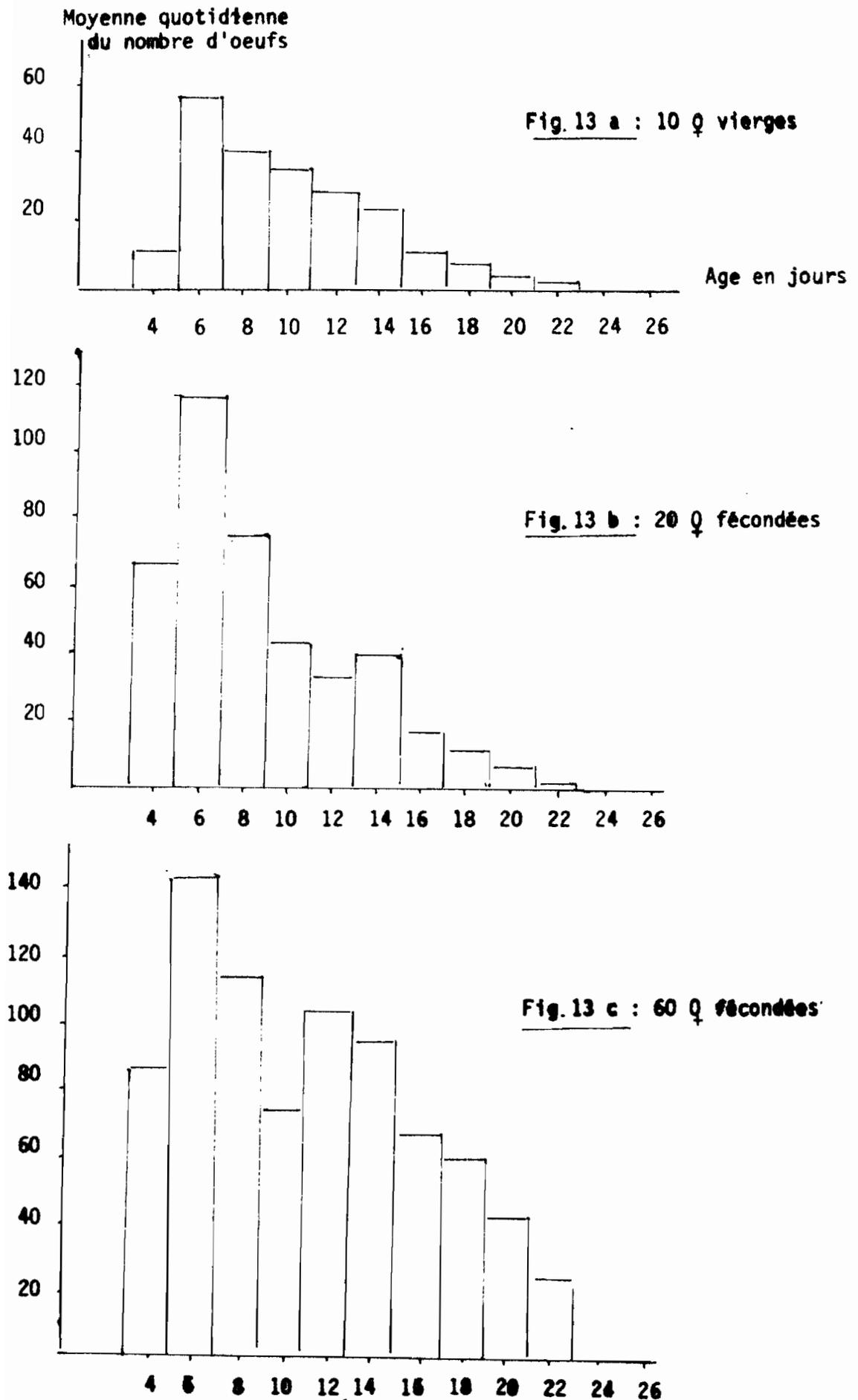
Age en jours	01 - 7 - 76 *		13 - 7 - 76		24 - 7 - 76		Moyenne	
	A	B	A	B	A	B	A	B
4	78	11	59	6	57	6	64,66	7,66
6	112	11	132	11	109	9	117,66	10,33
8	64	7	72	9	83	11	73	9
10	27	4	57	5	38	4	40,66	4,33
12	30	4	40	4	41	4	37	4
14	51	5	31	4	39	3	40,33	4
16	21	4	11	2	23	3	18,33	3
18	9	3	18	2	15	1	14	2
20	6	2	6	2	6	1	6	1,66
22	0	0	2	1	0	0	0,66	0,33
24	0	0	0	0	-	-	0	0
26	-	-	-	-	-	-	-	-
Totaux	398	51	428	46	411	42	412,33	46,33

Tableau 6 : Nombres quotidiens d'oeufs pondus par les femelles de G.procerae d'un groupe de 60 femelles, et 15 mâles.

(* Date de l'expérience ; A = nombre d'oeufs ; B = nombre de chenilles parasitées)

Age en jours	01-7-76 ^M		13-7-76		24-7-76		Moyenne	
	A	B	A	B	A	B	A	B
4	94	10	98	12	79	11	90,33	11
6	134	14	147	13	159	14	146,66	13,66
8	99	11	123	10	134	13	118,66	11,33
10	58	6	78	9	89	6	75	7
12	92	11	136	12	88	9	105,33	14
14	63	7	98	11	126	11	95,66	9,66
16	31	4	75	7	96	8	67,33	6,33
18	29	4	63	9	103	10	65	7,66
20	16	2	51	6	58	5	41,66	4,33
22	18	3	22	3	47	5	29	3,66
24	0	0	0	0	0	0	0	0
26	-	-	0	0	-	-	0	0
Totaux	634	72	891	91	977	92		

Fig.13 : Variations du taux de ponte en fonction de l'âge des femelles (cf.tableaux 3,5,6) .



C. Sur la biologie de la femelle

L'espèce étudiée est un des éléments typiques du groupe de Goniozus. La femelle attaque les proies qui sont uniquement des larves de Lépidoptères, et elle ne les transportent pas comme le font d'autres Hyménoptères. La paralysie provoquée par les G. proceræ est temporaire, celle d'autres groupes est permanente ou plus ou moins longue.

La fécondité de G. proceræ, obtenue au laboratoire paraît très faible par rapport à celles indiquées pour d'autres espèces.

Une femelle vierge et isolée peut pondre 32 oeufs dont le maximum se situe au début de la vie imaginale et une femelle fécondée dépose en moyenne 34 oeufs qui sont bien répartis au cours de la vie des femelles. L'accouplement n'a pas d'effet notable sur la fécondité, mais la présence des mâles paraît importante car elle évite la chute brusque du taux de ponte.

Les femelles groupées tendent à vivre plus longtemps et étaler d'avantage leur durée de ponte, mais la ponte globale diminue en même temps que le nombre d'individus des groupes augmente. Les trop grandes densités de population semblent perturber l'activité de ponte mais d'autre part l'espèce grégaire qu'est G. proceræ semble pouvoir régler le nombre d'oeufs d'une part en fonction de la densité de population et d'autre part en fonction du volume de la proie.

TROISIEME CHAPITRE
BIOLOGIE DU DEVELOPPEMENT

La biologie du développement de certaines espèces de Goniozus a été étudiée par AUDOUIN 1842, EMDEM 1931, KEARNS 1934, YUMADA 1955, GIFFORD 1965, mais les études les plus détaillées sont celles de VOUKASSOVITCH 1924 pour G. claripennis, IWATA 1949 pour G. japonicus et GORDON 1976 pour G. gallicola.

I. OEUFS

A. Forme et dimensions

Les oeufs sont de formes ovales, translucides, blanchâtres, de dimensions très variables suivant les espèces. Les oeufs de G. claripennis mesurent 0,45mm de long et 0,13mm de diamètre, ceux de G. marasmi ont 0,4mm de long, ceux de Goniozus sp. d'Ethiopie ont 0,5mm de long, et 0,8mm sur 0,2mm chez G. gallicola. Les mesures des oeufs de G. prœceræ nous ont fourni des dimensions moyennes suivantes : 0,60mm de long et 0,2mm de diamètre.

B. Position des oeufs sur la proie

La position des oeufs sur l'hôte est très variable dans la famille des Bethylidae. Les vastes études de EMDEM 1931 ont montré que Cephalonomia quadridenta dépose les oeufs sur les replis intersegmentaires ventraux des larves de Stegobium panicum et sur le segment dorsal des nymphes du Coléoptères. Laelius anthrenivorus a choisi le sternite abdominal de Anthrenus verbasci, ces oeufs sont répartis tout le long de l'axe du corps de l'hôte (VANCE et PARKER 1932). La femelle de Laelius trogodermalis dépose ses oeufs sur la face ventrale des larves de Dermestres, d'après BUSCK 1917. CLAUSEN 1940, avait remarqué que les oeufs des espèces solitaires sont placés longitudinalement. Les oeufs de Prorops nasuta sont sur la face ventrale du thorax de l'hôte ; ceux de Parascleroderma berlandi sont sur la face ventrale du 1er segment abdominal de l'hôte, d'après MANEVAL 1930, et les Holepyris hawaiiensis sur la partie

dorsale postérieure de l'hôte. Les espèces grégaires déposent leurs oeufs transversalement sur le corps de l'hôte, excepté Perisierola gallicola qui les dépose longitudinalement sur le côté dorsal de l'hôte et Laelius sp dont les oeufs sont déposés sur le côté ventral. GORDON, 1976, avait affirmé que toutes les espèces de Goniozus, excepté gallicola, déposent leurs oeufs transversalement sur le corps de l'hôte, et c'est le contraire chez les espèces du genre Perisierola dont les oeufs sont toujours en position longitudinale.

Les oeufs de G. claripennis sont placés en travers, à moitié incrustés dans la peau de la chenille, dans le sens de la largeur de chaque anneau et juste sous le rebord de l'anneau précédent, d'après VOUKASSOVITCH 1924. Ceux de G. japonicus sont collés sur la partie latérale et sur la membrane intersegmentaire de ses hôtes Diehocrocis chlorophanta, Adoxophyes orana et Caloptilia theivora, et le dépôt des oeufs s'effectue seulement sur la région abdominale de l'hôte. GIFFORD 1965, avait noté que les oeufs de G. indicus sont collés sur les parties latérales de son hôte, Diatraea daccharlis. Ceux de Goniozus sp d'Ethiopie sont exclusivement sur les replis intersegmentaires latéraux, dans ce cas il n'y a qu'un seul oeuf de chaque côté du repli.

Les oeufs de G. procerae sont aussi attachés transversalement sur la face dorsolatérale de chaque segment de l'hôte, et parfois sur le dos (fig. 16). Les oeufs sont placés juste en arrière du repli intersegmentaire et orientés de telle sorte que la partie céphalique soit toujours en haut. Le rebord postérieur du segment précédent peut en cacher une partie. La position des oeufs sur le milieu latéral du segment est aussi fréquente. La position des oeufs sur le milieu latéral du segment est aussi fréquente. Ils sont répartis du 1er au 8è segment abdominal de l'hôte. Il est rare d'observer les oeufs collés dans la région thoracique dans ce cas il n'en existe que 2 ou 3 seulement.

La plupart des femelles de G. procerae, comme nous l'avons déjà vu dans le paragraphe précédent, commencent à déposer leurs premiers oeufs sur la partie postérieure de la chenille au niveau du 5è ou 6è segment abdominal. Les derniers segments

abdominaux sont souvent incurvés ou tassés au fond du tube en raison du poids du corps de la chenille paralysée. Certains oeufs éclatent au moment de la sortie des chenilles et ne laissent qu'une trace mâte pigmentée quelquefois en noir sur la peau de l'hôte.

C. Nombre d'oeufs par chenille

Nous avons déjà noté dans le chapitre de fécondité des femelles, qu'il y a variabilité du nombre d'oeufs pondus par une femelle, d'une espèce à l'autre et d'une espèce solitaire à une espèce grégaire. Il en est à peu près de même pour les nombres d'oeufs déposés sur une proie.

D'après GORDON 1976, certains Bethylides comme Holopyris, Pristocera et Epyris déposent un seul oeuf par hôte. Par contre, les genres Goniozus et Perisierola en déposent d'avantage. Mais il y a des exceptions chez Cephalonomia tarsalis, parasite des larves d'Oryzaephylus, d'après POWELL 1938, il y a seulement 2 oeufs placés de chaque côté de l'hôte, le premier déposé qui est destiné à donner une femelle, est placé sur le côté du prothorax, le second, qui donnera le mâle, est déposé sur le mésothorax. La femelle de G. claripennis dépose 1 à 10 oeufs à chaque ponte et celle de G. japonicus en dépose 1 à 11 par hôte.

Chez G. procerae, nous avons remarqué que le nombre d'oeufs déposés sur chaque chenille varie avec la taille de cette dernière.

Pour calculer la moyenne des oeufs déposés sur chaque chenille, nous avons eu recours aux expériences de femelles groupées du 1, 13 et 24 juillet 1976, pour lesquelles nous avons compté le nombre d'oeufs portés par chenille, par observation quotidienne sous le binoculaire. Ces résultats sont rassemblés dans le tableau 7, et nous avons appliqué la formule de la moyenne

$$m \pm \frac{1,96s}{\sqrt{n}}$$

avec { x = nombre d'oeufs portés sur une chenille.
 f = nombre de chenilles observées = fréquence
 n = total des fréquences

$$m = \text{moyenne} = \frac{\sum fx}{n}$$

$$s = \text{variance} = \frac{\sum fx^2 - \frac{(\sum fx)^2}{n}}{n-1}$$

Les calculs à partir des chiffres du tableau 7 donnent :

$$m = 9,32$$

$$\sum fx^2 = 51345$$

$$(\sum fx)^2 = 17\ 297\ 281$$

$$s = 28,22$$

et $m = 9,32 \pm 2,63$

La moyenne calculée à partir des femelles groupées est donc $9,32 \pm 2,63$ oeufs par chenille. Ce nombre varie de 1 à 23 (cf. tableau 7), qui est le maximum observé sur une chenille de grande taille mesurant environ 25mm de long et 3mm de diamètre. On entend par chenille de grande taille, des chenilles du même âge, ayant à peu près la même largeur de capsule céphalique et la même longueur, mais dont le corps est plus volumineux et plus gras. Les chenilles les plus petites sur lesquelles les femelles de G. proceræ peuvent déposer leurs oeufs ont 14mm de long et 2mm de diamètre. Il semble donc que l'insecte puisse régler le nombre d'oeufs déposés en fonction de la quantité de nourriture évaluée ici par la grosseur de la chenille. D'ailleurs nous avons noté sur les tableaux 3 et 4 du chapitre 2 que les oeufs déposés par une femelle isolée, vierge ou fécondée, sur une chenille varie de 1 à 14. J'ai pensé que le nombre maximum de 23 relevé dans les groupes de femelles peut être obtenu par les pontes de 2 ou 3 femelles différentes sur une même chenille. (faute de temps je n'ai pas pu continuer ces observations). D'après la figure 14 nous avons constaté que parmi les chenilles âgées de 18 à 24 jours que nous avons utilisées, la majorité porte 4, 7 et 11 oeufs chacune. Dans la majorité des cas observés, les segments abdominaux qui reçoivent le plus grand nombre d'oeufs sont les 3^e, 4^e, 5^e et 6^e. Le maximum observé est de 5 oeufs par segment.

D. Durée d'incubation

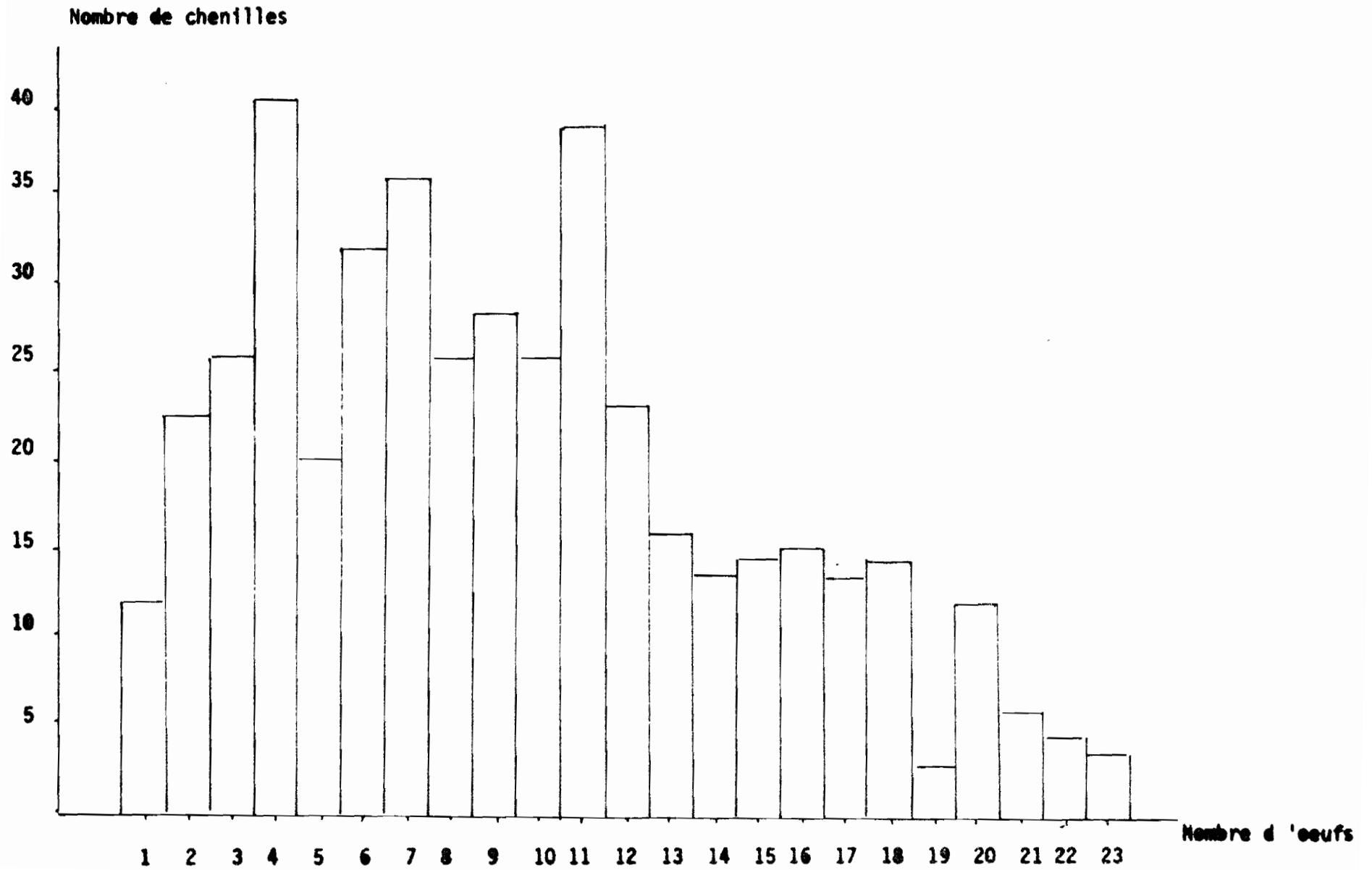
L'incubation des oeufs de G. proceræ dure deux à trois jours. Le temps exact de l'éclosion est difficile à déterminer.

Tableau 7 : Récapitulatif des calculs des nombres moyens d'oeufs
par chenille

(Calcul fait sur 446 chenilles parasitées par les groupes
de 10,20 et 60 femelles).

x	f	x^2	fx	fx^2
1	13	1	13	13
2	22	4	44	88
3	26	9	78	234
4	41	16	164	656
5	20	25	100	500
6	32	36	192	1152
7	37	49	259	1813
8	26	64	209	1664
9	28	81	252	2268
10	27	100	270	2700
11	39	121	429	4719
12	23	144	276	3312
13	16	169	208	2704
14	13	196	182	2548
15	14	225	210	3150
16	15	256	240	3840
17	13	289	221	3757
18	14	324	252	4536
19	2	361	38	722
20	12	400	240	4800
21	6	441	126	2646
22	4	484	88	1936
23	3	529	69	1587

Fig. 14 : Histogramme des nombres moyens d'œufs par chenille



On remarque, peu avant l'éclosion que les oeufs deviennent un peu mâte. Les larves ne sortent pas, elles restent fixées sur place sans montrer de signe d'éclosion. On ne constate le changement de forme qu'après une durée plus ou moins longue, 24 heures environ.

II. LARVES

Avant d'exposer les éléments de la biologie de la larve de G. proceræ, nous donneront une description succincte de la morphologie larvaire.

A. Morphologie larvaire (Fig. 15)

La morphologie des larves a été étudiée au binoculaire et les dessins ont été exécutés à la chambre claire sur des préparations faites entre lame et lamelle. Les dissections fines ont été effectuées après potassage, avec coloration au noir chlorazol dans le lactophénol, selon la technique mise au point par J. CARAYON, 1969.

La larve de G. proceræ paraît acéphale, la limite entre la tête et les segments thoraciques n'est pas bien visible, seules la région mandibulaire et l'échancrure de l'orifice buccale sont bien nettes. Larve apode à cuticule blanchâtre très mince sur le vivant, colorée en bleu en préparation. La région thoracique est cylindrique, reliée à l'abdomen par une constriction formant un anneau circulaire. C'est jusqu'à ce niveau que l'insecte enfonce la tête dans le corps de l'hôte. Parfois, l'exuvie d'une mue larvaire reste attachée au niveau de la constriction. Normalement, les larves laissent leurs exuvies collées sur la peau de la chenille. La région abdominale est composée de 10 segments avec les ouvertures stigmatiques parfaitement arrondies et très nettes au binoculaire à fort grossissement. Le nombre est au 10 paires de stigmates dont 2 thoraciques et 8 abdominaux ont été observés sur tous les stades larvaires. Les 7 premières ouvertures sont relativement plus grandes.

Vue la difficulté de compter le nombre des mues de ces larves, nous avons eu recours à la forme, aux dimensions du corps et au diamètre stigmatique pour essayer de définir le nombre de stades larvaires. Nous avons mesuré, au microscope, le

plus souvent le diamètre du premier stigmate abdominal à l'aide du micromètre objectif en raison de l'état des préparations.

Les larves âgées de 2 jours après l'éclosion sont globuleuses mesurant 2,30mm de long sur 1,5mm de large et le diamètre stigmatique est de 0,015mm (Fig. 15a). Les larves âgées de 4 jours mesurent 3,5mm sur 2mm et ont la région thoracique allongée (l'allongement thoracique se fait à partir du 2^e jour), l'abdomen est très élargi et le diamètre stigmatique est de 0,030mm (Fig. 15b). Enfin, celles âgées de 7 jours, au dernier stade larvaire, sont beaucoup plus allongées qu'aux autres stades, le corps est relativement moins bombé, ses dimensions sont 5 sur 2,1mm, et 0,035mm pour le diamètre stigmatique (fig. 15c).

B. Biologie larvaire (Fig. 16)

1. Mode de nutrition

Après l'éclosion, la larve s'accroche en enfonçant les extrémités des pièces buccales dans la cuticule de la chenille. Le corps commence à gonfler, la partie postérieure correspondant à la région abdominale. La larve redevient translucide, avec reflet jaunâtre et globuleux sans montrer aucun signe de segmentation. A travers son mince tégument, on peut suivre les pulsations du contenu de la larve, provoquées par la contraction et le mouvement de l'hémolymphe de l'hôte entrant dans le corps du parasite. Ce qui conduit à nous demander si les larves se nourrissent de l'hémolymphe au début de leur vie parce que leur tête ne pénètre pas dans l'hôte. Peu après, la larve s'enfonce et allonge sa partie antérieure correspondant à la partie céphalothoracique dans l'hôte. A partir de ce moment la larve grossit plus vite, l'une d'elle a pu augmenter de 2 fois sa taille pendant une seule journée. Elle devient jaunâtre avec apparition du tracé du réseau trachéen et d'un petit nombre de corpuscules blancs. Ce sont des sphérules des cellules d'urate qui, d'après GORDON 1976, n'apparaissent que sur les prénymphe de G. gallicola ; chez G. proceræ, elles apparaissent beaucoup plus tôt. Le parasite épuise tout le contenu de l'hôte et ne laisse que le tégument et la capsule céphalique. J'ai pu même suivre le cheminement des liquides de l'hôte pompés par le parasite à travers la capsule céphalique et les pièces buccales des larves devenues

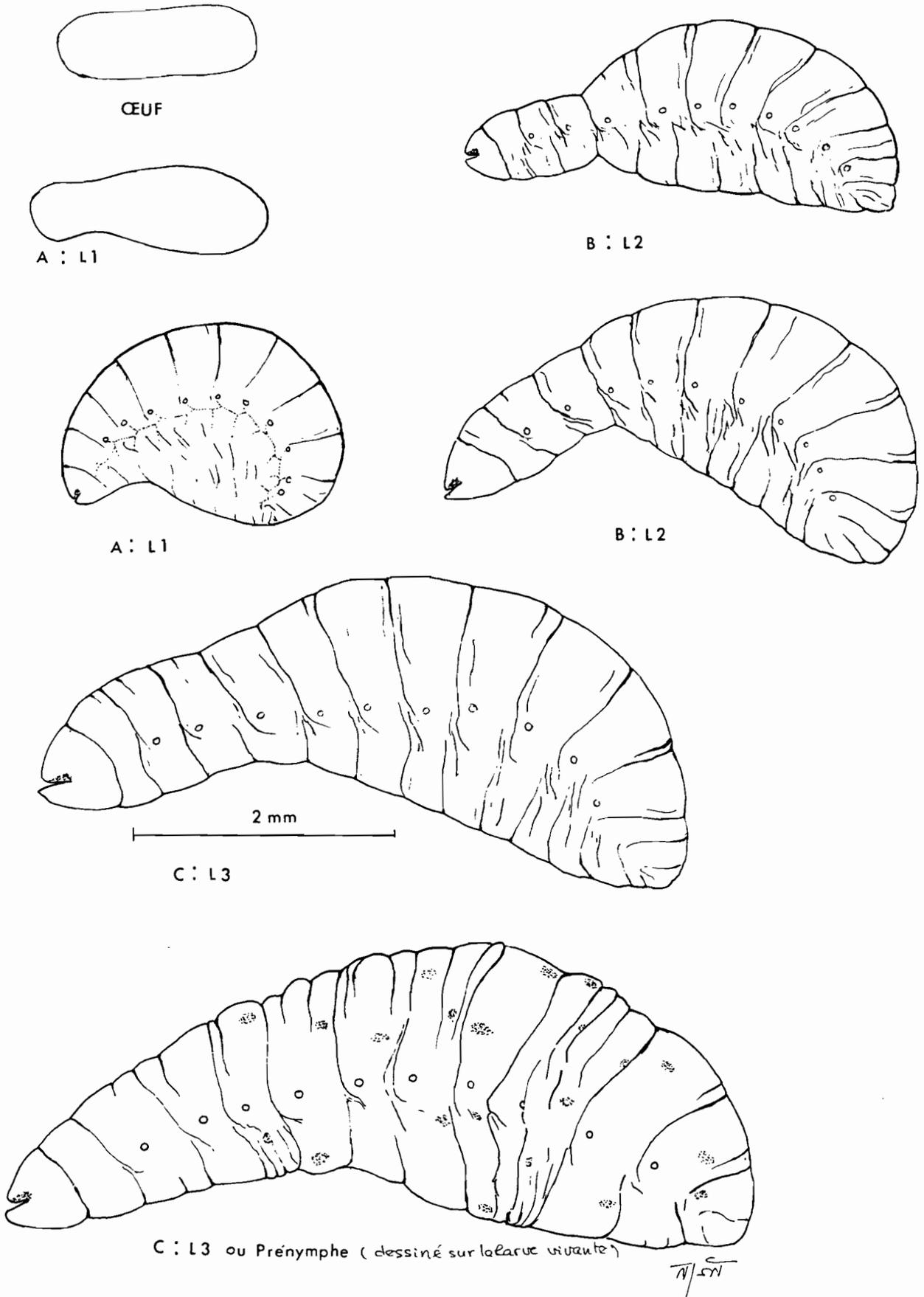


Fig. 15: Œuf et larves de *Goniozus procerae*

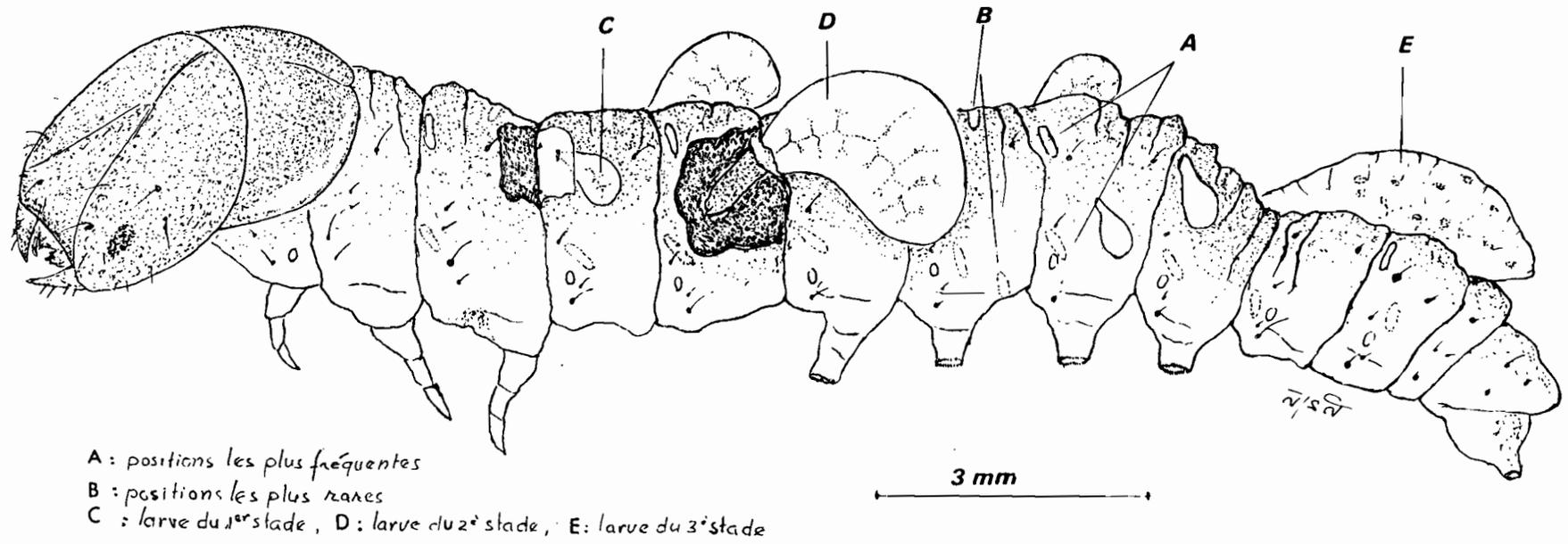


Fig. 16 : Position des œufs et des larves de *G. proceræ* sur la chenille de *Ch. suppressalis*

transparentes. Le corps de la larve de G. proceræ devient de plus en plus laiteux, opaque, sauf les derniers segments abdominaux correspondants aux futures pièces génitales qui restent transparents. On ne voit plus le contenu de la larve et les replis intersegmentaires du corps deviennent de plus en plus visibles jusqu'à ce que ces larves ectoparasites se détachent de leur hôte. Si l'on détache la larve âgée de 4 ou 6 jours, elle se contracte en laissant les différents segments du corps bien visibles, puis elle se dessèche et meurt au bout de 2 à 6 heures.

Les rares oeufs placés sur le thorax dont nous avons suivi l'évolution donnent des larves dont la plupart ne peuvent achever leur développement. Nous avons essayé de comprendre la mort prématurée de ces larves en examinant des lobes du corps gras de la chenille qui constitue les réserves supposées utilisées par la larve. Au niveau du thorax de la chenille, les lobes adipeux sont beaucoup plus réduits que dans l'abdomen. Au niveau de l'abdomen les larves sont nombreuses et grossissent plus vite en pompant rapidement les réserves de la chenille et ne permettant pas celles qui sont fixées au niveau du thorax d'achever leur cycle. Comme toutes les larves n'ont pas la même capacité de nutrition et de croissance, il y a aussi des larves mal nourries au niveau de l'abdomen. Ces larves meurent aussi assez vite dans le cas où il y a beaucoup d'oeufs déposés sur la chenille, exemple courant de concurrence dans la nutrition. Mais il n'est pas certain que même en petit nombre, les larves placées sur une chenille puissent toujours achever leur croissance. Dans le cas où il y avait une à trois larves par chenille, j'ai observé parfois que l'une des larves meurt très tôt en restant accrochée à l'hôte. Les autres qui ont continué à vivre étaient de grande taille et se sont détachées de façon précoce de la chenille. Dans quelques cas, assez rares, certaines chenilles ayant porté une ou deux larves de G. proceræ peuvent continuer à vivre sans se nourrir et meurent un peu plus tard. Ce problème reste difficile à expliquer. Il semble que l'hôte puisse réagir contre les larves du parasite simplement pour survivre mais sans muer

ni se nymphoser.

Après la mort de la chenille dont le corps est rétracté, aplati, la peau paraît un peu durcie par le dessèchement ce qui rend le détachement des larves de Goniozus très difficile. Il y a des larves qui ne peuvent pas quitter l'hôte et meurent à plus ou moins bref délai.

2. Durée du développement

D'après CLAUSEN 1940, la période de nutrition de la larve peut être exceptionnellement courte deux ou trois jours chez quelques espèces de Goniozus et Cephalonomia. Tandis que dans la majorité des autres cas la croissance larvaire s'effectue en 5 jours, avec un maximum de 10 jours pour Bethylus cephalotes. AUDOUIN, 1842 avait ramassé une chenille d'une Pyrale couverte de petites larves de Bethylus formicarius qui ont quitté leur hôte 8 jours après. La phase de nutrition des larves ne dure que deux jours chez G. claripennis et trois à quatre jours chez G. gallicola.

Pour G. procerae, d'après de nombreuses observations, la phase de nutrition des larves varie de 4 à 6 jours. Les larves n'abandonnent l'hôte que 7 à 9 jours après la date de ponte. Elles restent auprès de la dépouille de l'hôte et commencent à tisser leur cocon bien compacte. Les larves ne donnent des nymphes blanches que quatre jours plus tard. La durée totale du développement larvaire est de l'ordre de 11 à 13 jours.

3. Tissage du cocon

Le cocon tissé par la larve a une dimension de 4 à 6mm de long et 1,3 à 1,8 mm de diamètre. La durée de construction varie d'une demie à une journée. Un petit nombre de larves, fréquemment observé, ne finit pas le tissage et leur corps est nu. A la fin du tissage, les larves dans le cocon ou nues rejettent un liquide brunâtre par leur partie postérieure. Ce liquide durcit vite, en quelques minutes.

Nous avons remarqué que les larves ayant fini le cocon sont surtout dans des angles de la boîte ou près de la dépouille de la chenille. Celles qui sont au milieu de la boîte ne le finissent pas. Ceci s'explique, semble-t-il, parce que pour tisser le cocon les larves ont besoin d'un support, comme dans nos

élevages, nous enlevons la dépouille de la chenille après le détachement des larves, nous avons obtenu sur toutes les générations 40% de nymphes nues.

Nous avons observé des cocons de deux couleurs, les uns blanc et les autres brun foncé pour chaque génération, ce qui nous a fait penser que l'espèce G. proceræ n'était pas pure. Nous avons essayé de séparer les cocons et de faire des expériences suivantes :

- comptage des cocons. Il y a 30% de cocons brun foncé, et les deux sortes de cocons ne sont pas mélangés ; ils sont dans des boîtes différentes. Il peut y avoir des boîtes où les cocons ne sont ni blanc ni brun foncé, mais de couleur intermédiaire, blanc sale.

- nous avons isolé ces cocons suivant la couleur mais les descendants ont donné aussi des cocons blancs et des bruns.

- nous avons fait s'accoupler les individus issus de différents cocons, ils sont interféconds.

- quand nous avons laissé les boîtes de larves ouvertes au cours du développement larvaire et pendant le tissage de cocon, nous avons obtenu seulement des cocons blancs. Nous avons toujours récolté les deux sortes de cocons bruns et blancs dans les autres boîtes bien fermées.

Enfin, j'ai constaté que les cocons brun foncé ne s'observent que dans la boîte où la grande dépouille de chenille pourrie est restée avec la parcelle de milieu au moment du tissage des cocons par les larves de G. proceræ.

Il semble donc que la couleur brune des cocons soit due à une oxydation résultant de gaz dégagé par le cadavre de la chenille ou le milieu.

III. NYMPHOSE (Fig. 17)

La transformation de la larve en nymphe se produit 4 jours après le détachement de l'hôte. On remarque l'apparition d'appendices translucides, la pigmentation des yeux en rouge foncé, et vers le cinquième jour on obtient la nymphe blanche. Après 4 jours, le thorax de la nymphe noircit ainsi que le bord

postérieur de la tête. La couleur noire s'étend ensuite vers les antennes et postérieurement à partir des bords latéraux de l'abdomen. Les pattes noircissent peu à peu et toutes les pièces se colorent en noir uniforme. Les antennes et les tarse ne se colorent que juste avant la sortie des adultes. La nymphe achève de se colorer vers le 7^e jour de sa vie quand elle est prête à donner l'imago. Les dimensions de la nymphe varient de 3 à 5mm de longueur totale et 0,7 à 1,20mm de largeur de l'abdomen.

IV DUREE TOTALE DU CYCLE JUSQU'A LA SORTIE DES PREMIERS ADULTES

A. Technique d'observation

La durée globale (incubation des oeufs, développement larvaire et nymphal) a été suivie sur plusieurs générations tout au long de l'année. La durée totale du cycle est obtenue en faisant la différence entre la date de ponte et celle de la sortie des premiers adultes.

B. Résultats

Les résultats ont été rassemblés dans le tableau 8 et interprétés par l'histogramme de la figure 18.

Le cycle le plus court est de 18 jours et celui le plus long de 25 jours. Le plus grand nombre de G. proceræ ont fini leur cycle de développement environ au 20, 21 ou 22^e jour de leur vie larvaire et nymphale.

La moyenne est calculée d'après la formule : $m \pm \frac{1,96s}{\sqrt{n}}$

avec : - moyenne (m) = $\frac{\sum fx}{n}$

- variance (s) = $\frac{\sum fx^2 - (\sum fx)^2}{n-1}$

- x = la durée du cycle observé

- f = nombre d'observations = fréquence

- n = nombre total des fréquences

Après le calcul on a :

$$m = 21,12$$

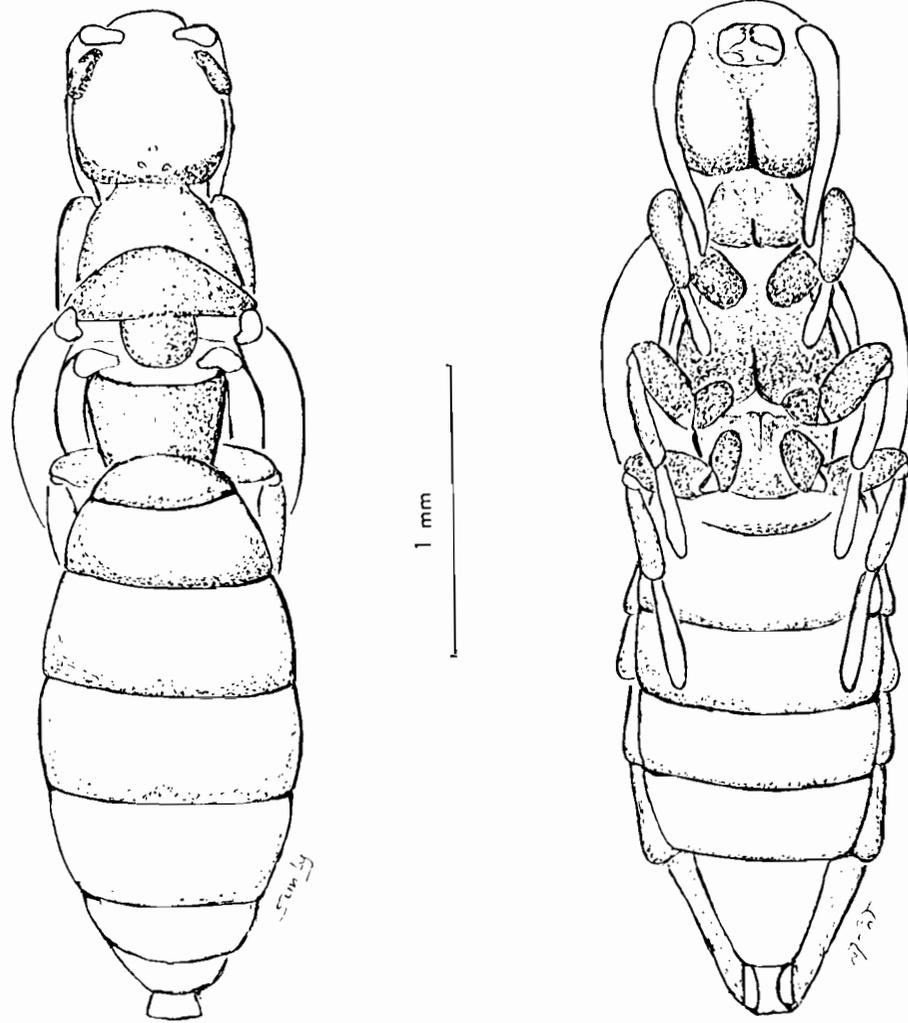
$$\sum fx^2 = 72\ 748$$

$$(\sum fx)^2 = 11\ 710\ 084$$

$$s = 2,88$$

Et la moyenne du cycle est de 21,12 \pm 0,44

La durée du cycle de G. proceræ est donc moyenne par rapport



A : Face dorsale d'un mâle

B : Face ventrale d'une femelle

Fig.17 : Nymphes de Goniozus procerae

Photo n° 1 : Femelle de G.procerae pondant sur la chenille
(δ = oeuf éclaté ; o = oeuf)



Photo n° 2 : chenilles portant des larves de G.procerae
(L₂ = larves du 2^e stade ; L₃ = larves du 3^e sta

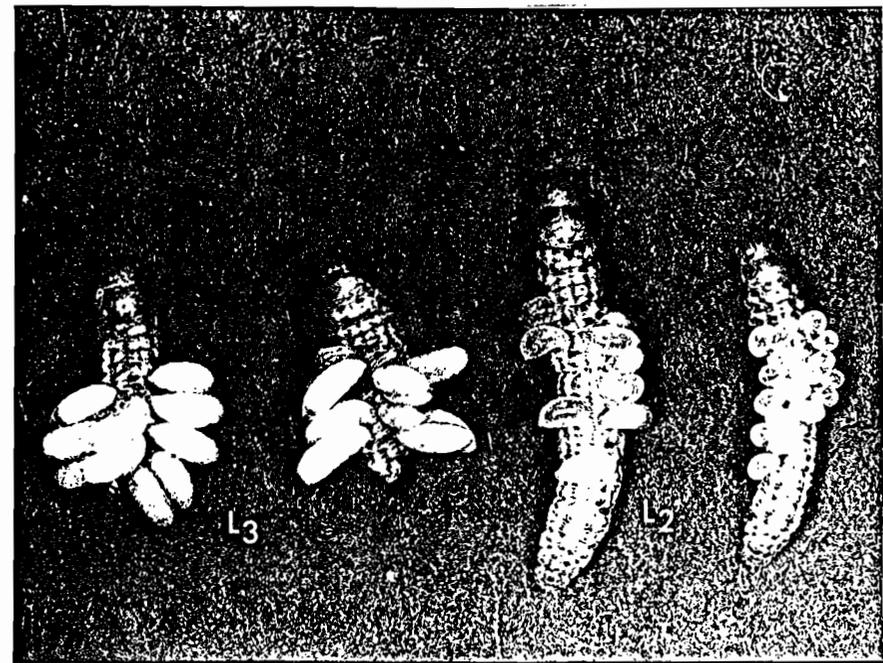


Tableau 8 : Durée totale du cycle de développement

Durée du cycle en jours	fréquence observée
18	8
19	21
20	33
21	36
22	28
23	22
24	9
25	5
Moyenne $21,12 \pm 0,44$	

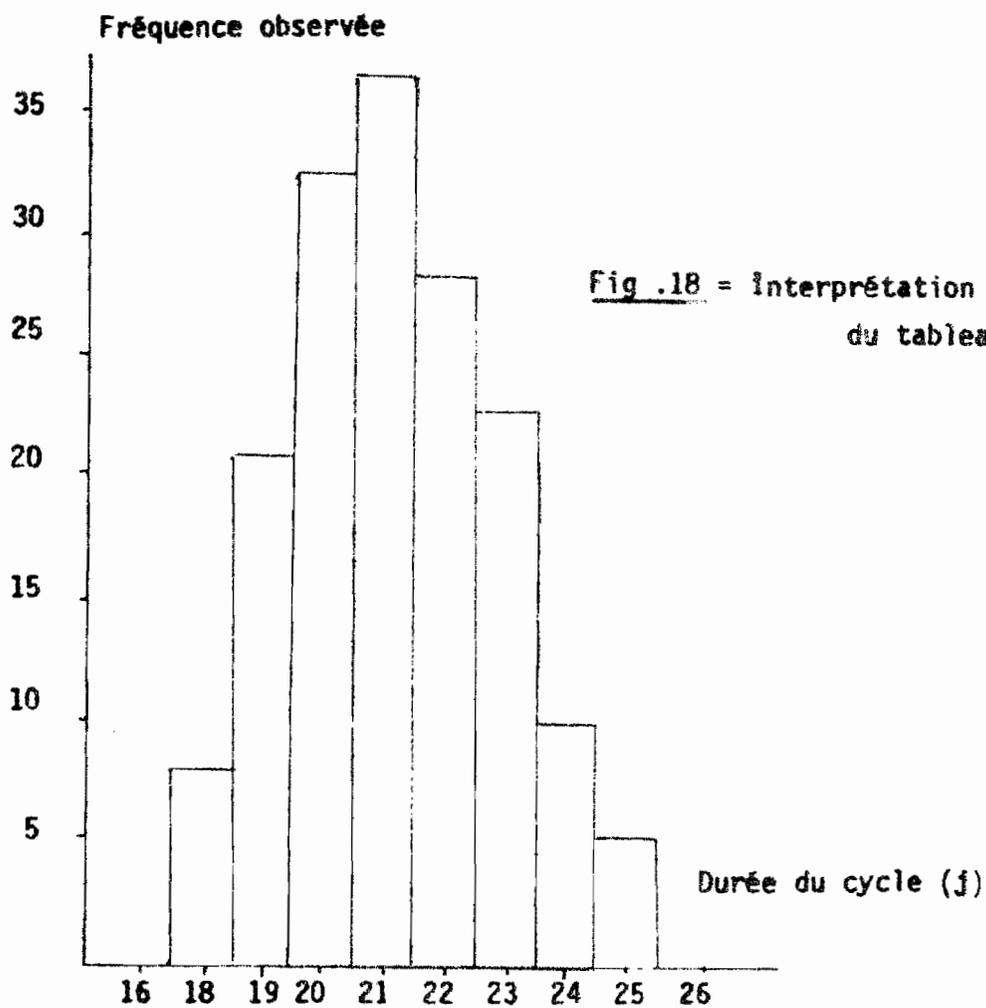


Fig .18 = Interprétation graphique du tableau 8

à celle des autres espèces pour lesquelles le minimum est de 9 à 12 jours et le plus souvent de 30 à 35 jours d'après CLAUSEN 1940.

V. MORTALITE AUX DIFFERENTS STADES DE DEVELOPPEMENT

A. Technique d'observation

On compte le nombre d'oeufs après avoir sorti les chenilles des boîtes d'accouplement et de ponte de G. proceræ, y compris le nombre d'oeufs qui sont déjà éclatés. Le nombre de larves est relevé quatre jours après la ponte, celui de nymphe au moment de l'apparition des nymphes blanches et celui des adultes au moment des récoltes pour mettre en boîte d'accouplement.

B. Mortalité au stade d'oeufs

Les causes de mortalité à ce stade sont le détachement, le dessèchement, la non éclosion ou la mue de l'hôte qui laisse sa peau avec les oeufs du parasite.

Cette perte est calculée en pourcentage en fonction du nombre d'oeufs déposés (cf. tableaux 9 et 10)

$$\text{Pourcentage de perte en oeufs} = \frac{\text{Nombre d'oeufs} - \text{Nombre de larves}}{\text{Nombre d'oeufs}} \times 100$$

Les valeurs obtenues varient de 13 à 34% pour les femelles isolées et de 40 à 69% pour les individus groupés.

C. Mortalité aux stades larvaires

Les causes de mortalité au cours du développement larvaire sont :

1. Causes

a) Mauvaise nutrition :

Au cours de leur croissance, les larves mal nourries jaunissent et meurent. La mort des chenilles après l'éclosion des oeufs du parasite provoque une grande perte.

b) Difficultés au moment d'abandon de l'hôte

Au moment de se détacher de l'hôte, certaines larves n'arrivent pas à retirer leur partie céphalique qui est enfoncée dans la dépouille de la chenille. Ces larves deviennent noires et meurent.

c) Mauvaises conditions de nymphose

Avant la nymphose, la larve rejette un liquide brunâtre. C'est après ce moment que certaines larves deviennent mâtes, de plus en plus sombres et meurent. C'est le cas observé sur les petites larves de Goniozus n'ayant pas réussi à tisser un cocon. Cas fréquent quand des chenilles ont porté un grand nombre de larves.

2. Taux des pertes au cours des stades larvaires

Le pourcentage de mortalité des larves est calculé d'après la formule qui suit :

Pourcentage de perte en larve :

$$\frac{\text{nombre de larves} - \text{nombre de nymphes}}{\text{nombre de larves}} \times 100$$

Cette perte varie de 10 à 14% dans toutes les expériences, aussi bien pour les femelles isolées que pour les femelles groupées.

D. Mortalité au stade nymphal

La mortalité des nymphes a été constatée en grande partie au cours des premiers jours de la vie nymphale quand la nymphe est encore blanche et que son corps est nu sans cocon. Comme nous l'avons déjà signalé, dans le paragraphe de la sortie des adultes, après l'ouverture des cocons d'où les adultes n'étaient pas sortis, nous avons constaté que l'insecte était mort au stade de nymphe noire non encore transformée en imago. On ignore les causes de cette mort, mais c'est le cas le plus rare.

Pourcentage de perte en nymphes =

$$\frac{\text{nombre de nymphes} - \text{nombre d'adultes}}{\text{nombre de nymphes}} \times 100$$

La valeur calculée est beaucoup plus faible que celles obtenues pour les autres stades. Elle est de l'ordre de 4 à 7% (cf. tableau 10)

E. Perte globale au cours du cycle du développement embryonnaire et postembryonnaire

Du stade oeuf jusqu'au début du stade imaginal, nous avons

Tableau 9 : Nombre d'individus obtenus aux différents stades.

Nombre de femelles	Dates des expériences	Nombre de					Total des Imagos
		oeufs	Larves	Nymphes	Imagos mâles	Imagos Femelles	
1 ♀ vierge	24-7-76	35	23	20	20	0	20
		30	14	14	14	0	14
		26	16	14	14	0	14
10 ♀ vierges	13-7-76	246	76	68	63	0	63
	24-7-76	209	66	54	51	0	51
1 ♀ fécondée	24-7-76	33	20	18	4	13	17
		29	22	20	5	14	19
		39	25	21	5	16	21
20 ♀ fécondées	01-7-76	398	215	190	28	150	178
	13-7-76	428	224	193	32	150	185
	24-7-76	411	231	195	36	143	179
60 ♀ fécondées	01-7-76	634	422	372	53	306	359
	13-7-76	891	566	502	82	399	481
	24-7-76	979	491	435	92	329	421

Tableau 10 : Moyennes des pourcentages de mortalité au cours des différents stades (cf. tableau 9).

Effectifs	Nombre moyen d'œufs	Nombre moyen de larves	% des Pertes au stade œuf	Nombre moyen de Nymphes	% des Pertes aux stades larvaires	Nombre moyen d'adultes	% des Pertes au stade nymphal	% total des pertes
1 ♀ vierge	20,33	17,66	13,13 %	16	9,39 %	16	0 %	21,29%
10 ♀ vierges	227,50	71	68,79 %	61	14,08 %	57	6,55 %	74,94%
1 ♀ fécondée	33,66	22,33	33,66 %	17,66	11,95 %	19	3,35 %	43,55%
20 ♀ fécondées	412,33	223,33	45,83 %	192,66	13,73 %	180,66	6,22 %	56,18%
60 ♀ fécondées	834,66	493	40,93 %	436,33	11,49 %	420,33	3,66 %	49 %

constaté des pertes énormes. Le calcul a été effectué à partir de la formule :

$$\text{pourcentage de perte globale} = \frac{\text{nombre d'oeufs} - \text{nombre d'adultes}}{\text{nombre d'oeufs}} \times 100$$

et nous donne des résultats suivants (cf. tableau 10). La perte est de 21 à 44% pour la descendance d'une femelle isolée et de 49 à 75% pour les femelles groupées.

En résumé, il y a seulement à peu près la moitié du nombre d'oeufs déposés qui peut donner des adultes jusqu'à la fin du développement. Les pertes les plus grandes s'observent au stade oeuf.

VI. SEX RATIO (Tableau 11)

La proportion entre les nombres des mâles et des femelles récoltés est très variable.

A. Cas des femelles vierges

Les femelles non fécondées pondent des oeufs qui donnent uniquement des mâles. Les femelles de G. proceræ, comme beaucoup d'Hyménoptères sont susceptibles de ponthénogénèse arrhénotoque.

B. Cas des femelles fécondées

Dans tous nos élevages, nous avons adopté de mettre un mâle pour une femelle dans les boîtes d'accouplement. Au moment de la récolte des descendants, j'ai constaté que dans les petites boîtes où s'effectue le développement larvaire du parasite le nombre des adultes descendants est très variable, ainsi que la proportion entre les mâles et les femelles. Par exemple dans une petite boîte on peut avoir un mâle pour 9 femelles ou bien 6 mâles pour 5 femelles etc..., mais le nombre global des mâles récoltés est toujours inférieur à celui des femelles. Le sex ratio ne peut donc être évalué que d'après la moyenne calculée à partir du tableau 11, il est de l'ordre de 1 mâle pour 5 femelles.

VII. RESUME

Les femelles de G. proceræ déposent leurs oeufs qui sont relativement grands sur la partie dorsolatérale de la chenille. Le plus souvent les oeufs sont collés derrière le repli du

segment précédent. Ce nombre d'oeufs sur chaque chenille varie de 1 à 23 (moyenne : 9) qui sont répartis du premier au 8^e segment abdominal et parfois sur la région thoracique. Le plus souvent les oeufs ont été observés sur les anneaux 3,4,5 et 6 des segments abdominaux. La relation entre le nombre d'oeufs déposés et la grandeur de la proie paraît évidente.

Les oeufs éclosent deux à trois jours après la ponte. Les larves commencent à grossir très vite à partir de 24 heures après l'éclosion. Elles sont globuleuses, puis allongées et passent d'une couleur jaunâtre translucide au blanc laiteux. D'après ces changements de forme, de couleur et le diamètre stigmatique, nous pouvons déduire qu'il existe au moins trois stades larvaires chez G. proceræ. Parfois le nombre d'oeufs déposés est très supérieur au nombre de parasites qui peuvent atteindre leur maturité ; les larves en surnombre succombent.

La durée du développement larvaire est d'environ 13 jours. La nymphe noircit 4 à 5 jours après et ne donne l'adulte que 7 jours après l'apparition des nymphes blanches. La durée complète du développement varie de 18 à 25 jours, la moyenne est de 21 jours.

Les femelles non fécondées ne donnent que des descendants mâles, par contre les femelles fécondées donnent toujours plus de femelles que de mâles.

Tableau 11 : Moyennes des nombres d'adultes mâles et femelles récoltés (cf. tableau 9)

Nombre de femelles	Nombre de mâles	Nombre de femelles	Nombre total d'adultes	% de mâles	% de femelles	Proportion $\frac{\sigma}{\varphi}$
1 ♀ vierge	16	0	16	100 %	0	-
10 ♀ vierges	57	0	57	100 %	0	-
1 ♀ fécondée	4,66	14,33	19	24,52 %	75,42 %	$\frac{1}{3,07}$
20 ♀ fécondées	32	148,66	180,66	17,71 %	82,28 %	$\frac{1}{4,64}$
60 ♀ fécondées	75,66	344,66	420,33	18 %	81,99 %	$\frac{1}{4,55}$

QUATRIEME CHAPITRE
INFLUENCE DU PARASITE SUR L'HOTE

I. GENERALITES

Le corps gras des insectes est formé de bandelettes ou de lobes de cellules géantes. Il dérive embryologiquement du mésoderme des parois de la cavité coelomique et est constitué en général, chez les insectes de deux couches : la couche périphérique ou "corps gras externe" qui adhère à la membrane basale de l'épiderme et la couche profonde ou "corps gras interne" qui revêt les viscères. Beaucoup d'auteurs l'avaient considéré comme tissu de réserve. La plus apparente fonction de ces cellules est d'accumuler des enclaves lipidiques, PEREZ lui avait donné le nom de cellules grasses, puis le nom de cellules adipeuses par HUFNAGEL et SEMICHON. BERLESE et BONNEVILLE l'avaient appelé adipocytes. Ce corps gras contient non seulement des lipides, mais aussi des carbohydrates qui sont essentiellement des protéines (HOLLANDE, 1914) et des glycogènes (PAILLOT et NOEL, 1926), des substances minérales (LOTMAR, 1938). Enfin IWANOFF et MESTSCHERSKAYA (1935) ont pensé que les cellules adipeuses contiennent aussi une substance hormonale réagissant sur le développement de l'insecte. Toutes ces inclusions se modifient au cours de la vie des insectes. Des études récentes, biochimiques et histologiques (LOKE et COLLINS, 1965, 1968, 1969 ; DE LOFF et LA GASSE, 1970 b, 1972), citées par LABOUR 1974, ont montré que cet organe cumule certaines fonctions du foie et des tissus adipeux des vertébrés.

En raison de sa grande importance dans la vie des insectes, le corps gras a été l'objet de nombreux travaux en particulier : l'évolution du corps gras en fonction du régime alimentaire par WIGGLESWORTH, 1949 où le contenu en glycogène diminue chez Drosophila quand l'insecte est mis à jeun ; l'évolution de la composition du corps gras en fonction de l'hormone (THOMSEN, 1942), l'allatectomie chez Calliphora provoque l'hypertrophie de corps gras ; un dimorphisme sexuel du corps gras a été constaté chez certains Orthoptères (par MARTOJA et LAUVERJAT, 1965) ; et l'évolution ultrastructurale du tissu adipeux au cours du développement de Doryphore a été étudié

par (LABOUR, 1974). D'autres travaux ont été effectués sur l'évolution du corps gras en fonction du parasitisme viral, l'hypertrophie cellulaire et nucléaire est assez généralement remarquée dans les maladies à sporozoaires telles que le virus de la densonucléose des Lépidoptères qui provoque chez la chenille de Galleria une augmentation rapide de la teneur en acide urique du tissu adipeux qui peut atteindre 5 fois la teneur normale (SMIRNOFF et LOISELLE 1969). Le tissu adipeux de Bombus parasité par le Nematelminthe est dépourvu de réserves ; la taille des adipocytes est réduite chez ceux qui hébergent le Braconide Synthretus (ALFORD, 1969)

Au cours de nos observations, nous avons constaté des modifications morphologiques notables des chenilles de C. suppressalis parasitées par G. procerae, notamment la rétraction du corps qui devient opaque alors que les chenilles non parasitées sont translucides. Il existe aussi des différences physiologiques qui entraînent l'inhibition de la mue et de la nymphose que j'ai souvent constatées. De plus, j'ai effectué une courte étude de l'évolution du corps gras des chenilles parasitées.

II. MATERIELS ET METHODES

A. Matériels

Nous avons déjà décrit la méthode d'élevage de G. procerae dans le chapitre I. Les chenilles de Chilo utilisées pour le parasitage sont issues du même lot et âgées de 18 jours après l'éclosion des oeufs. A chaque série de chenilles parasitées, on isole les chenilles portant des oeufs du parasite dans des petites boîtes individuelles en présence d'un petit carré du milieu artificiel, et la chenille continue à s'en nourrir jusqu'à l'éclosion des oeufs.

1. Rappel du cycle évolutif du parasite

Les oeufs du parasite éclosent 2 ou 3 jours après la ponte. La larve de Goniozus commence à se nourrir du contenu de la chenille jusqu'à la dernière phase d'absorption évaluée de 4 à 6 jours soit 7 à 9 jours après la ponte. Puis la larve se

détache de l'hôte et s'apprête à se nymphoser.

2. Choix du matériel

Après avoir sorti les chenilles hôtes de la boîte d'adultes de G. proceræ, on sépare les chenilles parasitées et les chenilles ne portant pas d'oeufs du parasite. On met ces dernières chenilles non parasitées dans des boîtes individuelles avec un bloc du milieu, et quand les chenilles parasitées cessent de s'alimenter on enlève le carré du milieu nutritif de toutes les boîtes. Les chenilles non parasitées deviennent affamées et seront utilisées comme témoins dans nos expériences pour essayer de mettre en évidence l'effet réel du parasite sur le corps gras. Les chenilles parasitées meurent après détachement des larves du parasite soit 7 à 9 jours après la ponte, celles qui ne sont pas parasitées continuent à vivre en prolongeant la durée du cycle si l'on les met à jeûner et celles qui sont bien nourries prêtes à se nymphoser. Nous allons donc comparer l'évolution du corps gras des chenilles de Chilo de même âge, toutes bien nourries, puis les unes mises à jeûner et les autres parasitées par les larves de Goniozus. Nous avons étudié l'état du corps gras des chenilles portant les larves de Goniozus âgées de 7 jours après la ponte soit 25 jours d'âge des chenilles.

B. Techniques histologiques

1. Dissection

La dissection a été effectuée dans la solution physiologique (solution de Hayes 1953) avec les ciseaux fins d'ophtalmologie. On découpe l'épiderme le long du côté dorsal de la chenille puis on écarte la peau de l'insecte avec des épingles. L'opération doit être rapide avant que l'animal ne meurt.

2. Prélèvement du corps gras

Le prélèvement doit être aussi rapide après l'enlèvement des trachées qui sont souvent attachées aux lobes adipeux. Si on le laisse longtemps dans la solution physiologique le contenu du corps gras se disperse.

3. Fixation

La fixation a été faite dans le fixateur A.F.T.D. à base d'alcool absolu 70%, formol 10%, diméthylsulfoxyde 10%, acide acétique 10% et environ 1% d'acide trichloracétique. Nous avons utilisé trois méthodes de fixation pour des différentes observations :

a) Fixation sur lame (Technique de J. CARAYON)

- En couche mince

On prélève un fragment de corps gras mince et on le place dans une goutte de solution physiologique déposée sur une lame porte-objet soigneusement dégraissée. On observe à la loupe binoculaire et on aspire une partie de la goutte avec une pipette ou à l'aide de petits triangles de papier filtre. Puis on immerge la lame entière dans le fixateur A.F.T.D. pendant 45mn à 1 heure à la température du laboratoire et la pièce est prête pour l'inclusion dans la paraffine.

- En paquet

Le procédé est à peu près identique à celui précédemment cité, mais on rassemble les paquets de corps gras en une boule sur la lame. Après 45mn ou 1 heure dans le fixateur A.F.T.D., on pratique l'inclusion.

b) Fixation des chenilles entières

On fait mourrir la chenille en extension en la plongeant rapidement dans l'eau chaude 1 à 2 secondes, puis on enlève la partie céphalothoracique car nous étudions seulement le corps gras au niveau de l'abdomen, et on la plonge dans le fixateur pendant 2 à 3 heures. Après on passe à l'inclusion.

4. Inclusion dans la paraffine

a) Inclusion du corps gras en paquet

On plonge la lame portant le paquet de corps gras dans les bains successifs : 5mn dans l'alcool 100°, 30mn dans l'alcool 100° + éosine pour colorer le paquet qui se distingue bien dans le bloc de paraffine, 2 bains d'alcool butylique de 2 à 6h chacun, 15mn dans le benzoate de méthyle, 24 heures dans le benzoate + celloïdine, 2 bains de supercedrol de 30mn chacun, 3 bains de 3 heures dans la paraffine maintenue à l'état liquide

dans l'étuve à 55°C et enfin on fait l'inclusion proprement dite. On racle le surplus de paraffine sur la lame. Avec les barres de LEUCKART on forme un petit carré autour du paquet et on les met sur la platine chauffante. Quand la paraffine sur la lame fond, on descend la lame et on remplit le carré avec de la paraffine liquide à température d'ébullition 56-58°C. On la laisse refroidir et on fixe une petite étiquette en carton portant une référence. Pour faciliter l'enlèvement du bloc de paraffine de la lame et des barres de LEUCKART, on met la lame dans le frigidaire pendant 2 ou 3 minutes. Le bloc ainsi formé peut être conservé indéfiniment pour les coupes.

b) Inclusion de la chenille entière

Après le fixateur on passe les lames dans les différents bains suivants : 30mn à 1heure dans l'alcool 100°, 1 heure dans le mélange d'alcools Ethylique butylique, 3 bains d'alcool butylique de quelques heures chacun, benzoate de méthyle jusqu'à ce que la pièce tombe au fond du pillulier, 12 à 24 heures dans le mélange benzoate + colloïdine à 1%, 2 bains de supercédrol d'une heure chacun, 3 bains de 3 heures dans la paraffine liquide à 56-58°C de température d'ébullition, puis on fait l'inclusion avec les barres de LEUCKART sur une lame porte-objet. Le bloc formé est prêt pour les coupes.

5. Confection des coupes

Les coupes ont été faites avec le microtome à une épaisseur de 7 μ . On étale les rubans obtenus sur une lame porte-objet avec le liquide RUYTER ainsi préparé 10ml d'acétone + 10 gouttes de benzoate de méthyle + 80ml d'eau distillée + 20 gouttes d'albumine glycérinée. On met la lame sur la platine chauffante, chauffée légèrement, pour étaler les coupes et après on enlève l'excès de liquide, et on essore les coupes en appuyant la lame sur plusieurs épaisseurs de papier joseph et on les laisse sécher pendant au moins 2 heures dans l'étuve à 45°C.

6. Déparaffinage

On place chaque lame, coupes en dessus, sur platine chauffante, dès que la paraffine du ruban commence à fondre, on plonge la lame dans un premier puis un second bain de

toluène de 5mn chacun. On arrose la lame avec de l'alcool 100° puis on la plonge dans une solution de collodion à 0,1% dans le mélange d'alcool absolu + éther sulfurique à parties égales. On l'enlève tout de suite pour que les coupes ne soient pas trop tannées, on laisse évaporer une partie du mélange d'alcool-éther, puis on la plonge dans l'alcool 70° et l'eau distillée chacun pendant 5mn. Après on fait la coloration.

7. Coloration et montage

a) Feulgen-vert lumière

Nous avons choisi la coloration Feulgen-vert lumière pour les couches minces de corps gras fixées sur lame, en procédant aux opérations suivantes : hydrolyse dans une solution d'acide chlorhydrique normale à 60°C pendant 5mn, lavage à l'eau courante et eau distillée pendant 5mn chacun, coloration 45mn dans le réactif de Schiff, 3 bains d'une minute chacun d'eau sulfureuse (10ml d'acide chlorhydrique normal + 90ml d'eau distillée mélangée avec 10ml d'une solution aqueuse à 10% de métrasulfite de sodium + 90ml d'eau distillée), lavage à l'eau courante pendant 5mn, coloration de "fond" pendant quelques minutes dans la solution alcoolique de vert lumière. On effectue ensuite le montage au baume après déshydratation dans la série des alcools et le toluène.

b) APS - hématoxyline

Après le tannage et lavage à eau, on traite les coupes dans une solution aqueuse d'acide périodique à 1% pendant 10mn. Lavage 5mn à l'eau courante, rinçage à l'eau distillée pendant 5mn, coloration pendant 10mn dans le réactif de Schiff, rinçage énergique au moins 2 fois à l'eau distillée, lavage à l'eau courante pendant 5mn. Traiter pendant 10mn à 40°C ou 30mn à la température ordinaire dans une solution aqueuse d'alun de fer à 5%, rincer à l'eau distillée, colorer pendant 10mn à 40°C ou 30mn à la température ordinaire dans la solution d'hématoxyline à 10% dans l'alcool 95° avec 90ml d'eau distillée. Différencier la coloration en plongeant les coupes dans un mélange composé de $\frac{1}{3}$ d'alcool à 70° et de $\frac{2}{3}$ d'une solution saturée d'acide picrique dans l'alcool à 70°. Surveiller la différenciation au microscope après avoir lavé les coupes à l'eau courante

faire virer la coloration nucléaire au bleu-violet en plongeant les lames dans de l'eau additionnée d'une pincée de carbonate de lithium, laver à l'eau courante, déshydrater par l'alcool absolu et toluène et enfin monter dans le baume entre lame et lamelle.

c) Hémalun-éosine

Plonger la lame portant les coupes dans l'hémalun pendant 10 à 20 mn. Transporter la lame dans l'alcool chlorhydrique (alcool à 70° + 0,50% d'acide chlorhydrique), où les coupes virent au rose et s'éclaircissent pendant 10 à 20 secondes. Laver à l'eau ordinaire et surveiller la coloration au microscope. Faire virer la teinte au bleu en plaçant la lame une ou deux minutes dans l'eau lithinée. Laver à l'eau courante. Colorer pendant 30 secondes dans une solution aqueuse d'éosine à 0,5%. Déshydrater la lame en arrosant d'alcool absolu puis en plongeant dans le toluène puis pratiquer le montage au baume.

d) Discussion sur les différentes colorations employées

Pour la coloration au "Feulgen-vert lumière" on obtient une coloration nucléaire rouge extrêmement précise et claire, fort intéressante notamment dans le cas des coupes épaisses. Mais la coloration "de fond" par vert lumière est irréversible.

Pour la coloration par APS-hématoxyline, le temps est relativement long.

Pour la coloration par hémalun-éosine, le temps est beaucoup plus rapide. C'est la méthode la plus classique et la plus simple.

Ces deux derniers procédés comportent une différenciation, les variations de l'intensité de coloration ne correspondent donc pas rigoureusement aux variations du taux de A.P.S. positive ou de l'hémalun.

C. Observation in vivo

L'observation sur la chenille ouverte au niveau de la tête du parasite nous montre que le corps gras de l'hôte ne présente aucun signe spectaculaire de modification. On voit seule la tête de la larve de Goniozus qui pénètre à l'intérieur

du corps gras. Le tube digestif aplati montre que la chenille parasitée ne s'alimente plus.

D. Observation des coupes

Les observations qui suivent ont été faites au microscope WILD M20, les dessins à la chambre claire et les mesures avec le micromètre objectif.

1. Répartition du corps gras sur une coupe transversale au niveau du premier segment abdominal d'une chenille de Chilo (fig. 19a)

Chez Chilo suppressalis les lobes du corps gras périphérique et profond sont disposés en bandelettes bien séparées alors que chez d'autres insectes elles sont souvent accolées les unes des autres. Le corps gras externe est réparti en bandelettes plus ou moins étroites et souvent accolées aux muscles. Tandis que le corps gras interne est plus ou moins épais constitué de plusieurs lobes assez volumineux et parfois coalescents, ces lobes sont reliés le plus souvent par des trachées, il entoure plus ou moins complètement le tube digestif. La bande de corps gras a des épaisseur et longueur très diverses variant de quelques dizaines à une centaine de microns.

A l'âge de 18 jours le corps gras du Chilo occupe presque 50% de la surface des coupes au niveau du premier segment abdominal. Il est impossible de constater des différences de volumes sur des chenilles parasitées dont le corps est plus ou moins déprimé et contracté. Faute de pouvoir utiliser des techniques d'histochimie, nous nous limiterons donc à une description sommaire du corps gras en ce qui concerne les formes, dimensions des vacuoles et des noyaux.

2. Etat du corps gras d'une chenille âgée de 18 jours (= Témoin n°1)

a) Pour le corps gras externe (fig. 19b et c) : les vacuoles paraissent abondantes, ovoïdes ou circulaires de 2 à 3,8 microns de diamètre pour celles de plus petites tailles, 12 microns pour les plus grandes et le plus souvent de 8 microns. Les noyaux ovoïdes de 5 à 7 microns. La limite cellulaire paraît assez nette.

b) Pour le corps gras interne (fig. 19d et e) : les vacuoles sont aussi abondantes, ovoïdes, leur axes mesurent 11 sur 17 microns, le plus fréquemment 12 microns de diamètre. Les noyaux aussi sont ovoïdes de 4 à 5 microns de diamètre nucléaire et de 6 à 7 microns de longueur.

3. Corps gras d'une chenille âgée de 25 jours, bien nourrie et proche de la nymphose (= Témoin 2)

a) Pour le corps gras externe (fig. 19f) : les vacuoles sont beaucoup plus volumineuses de 10 à 12 microns de diamètre sur 20 microns de longueur. Le noyau reste toujours à 7 microns de diamètre.

b) Pour le corps gras interne (fig. 19g) : les vacuoles ovales mesurent 5 microns de diamètre sur 13 à 26 microns de longueur. Le diamètre du noyau est de 5 à 7 microns.

Sur les coupes colorées par APS - hématoxyline, les corps gras interne et externe présentent des petites plaquettes arrondies ou rectangulaires, brunâtres, dont la taille varie de 0,3 à 1 micron de diamètre et d'un à 2,8 microns pour la longueur. Ces plaquettes se répartissent à la périphérie des noyaux et entre les vacuoles.

4. Corps gras d'une chenille âgée de 25 jours et mise à jeûn depuis 5 jours (Témoin n°3)

a) Pour le corps gras externe (fig. 20a et b) : le contour cellulaire est toujours bien net, les vacuoles sont abondantes. Leur taille s'échelonne de 2 à 6 microns, les noyaux mesurent de 4 à 6 microns le plus grand est de 8 microns.

b) Pour le corps gras interne (fig. 20c et d) : les vacuoles restent ovoïdes leurs dimensions s'échelonnent entre 2 et 22 microns, la plus fréquente est de 12 microns. Les noyaux arrondis ou ovoïdes mesurent de 5 à 7 microns.

5. Corps gras d'une chenille âgées de 25 jours portant des larves de Goniozus âgées de 7 jours après la ponte

a) Dans le corps gras externe (fig. 20 e et f) : les vacuoles restent encore nombreuses de petites tailles 3 à 7

Fig. 19a : Coupe transversale d'une chenille non parasitée de Chilo suppressalis âgée de 18 jours :

- C.G. ext : corps gras externe
- C.G. int : corps gras interne
- G.s : glande serricigène
- M. long : muscle longitudinal
- M. trs. : muscle transversal
- s. dr. : sinus dorsal
- S.N. : Système nerveux
- T.D. : Tube digestif
- T.tr.l : Tronc trachéen longitudinal
- T.tr.v : Tronc trachéen ventral

Fig. 19b et c

- corps gras externe d'une chenille non parasitée âgée de 18 jours (N: noyau ; V. : vacuole)

Fig. 19d et e :

- Corps gras interne d'une chenille non parasitée âgée de 18 jours.

Fig. 19f

- Corps gras externe d'une chenille âgée de 25 jours proche de la nymphose.

Fig. 19 g

- Corps gras interne d'une chenille âgée de 25 jours proche de la nymphose.

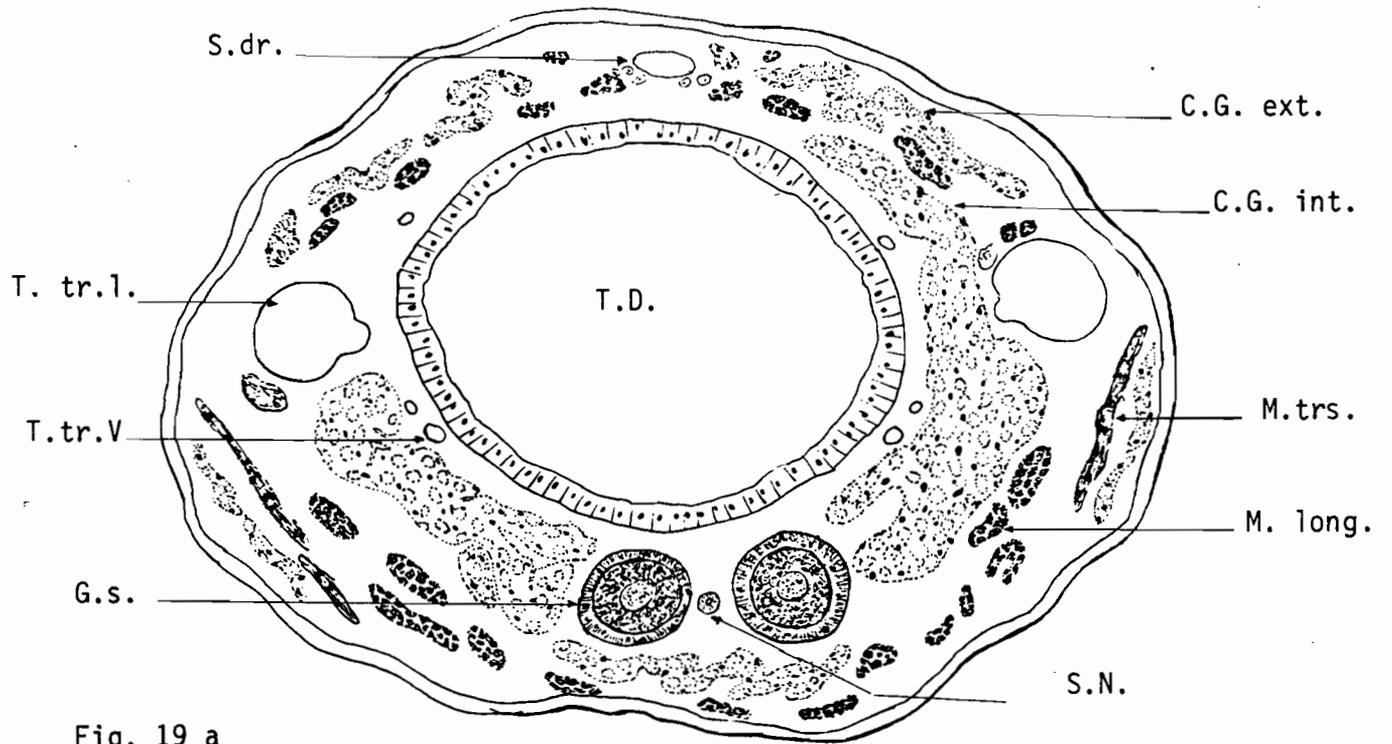
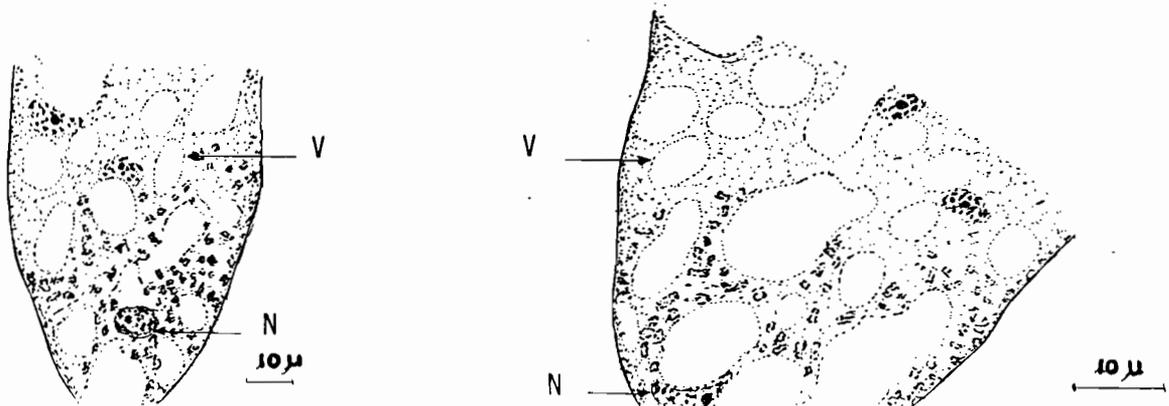
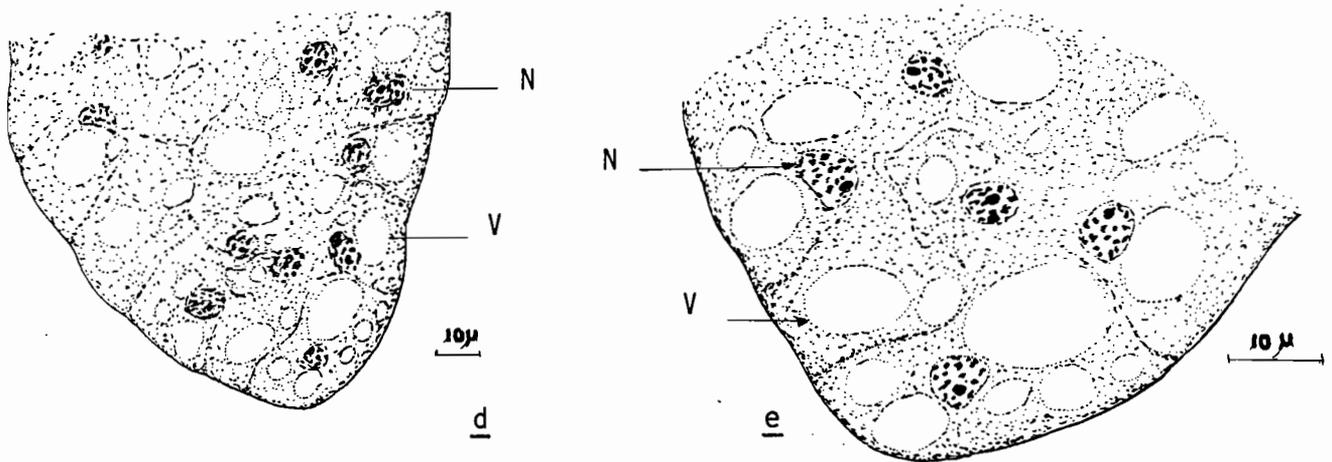
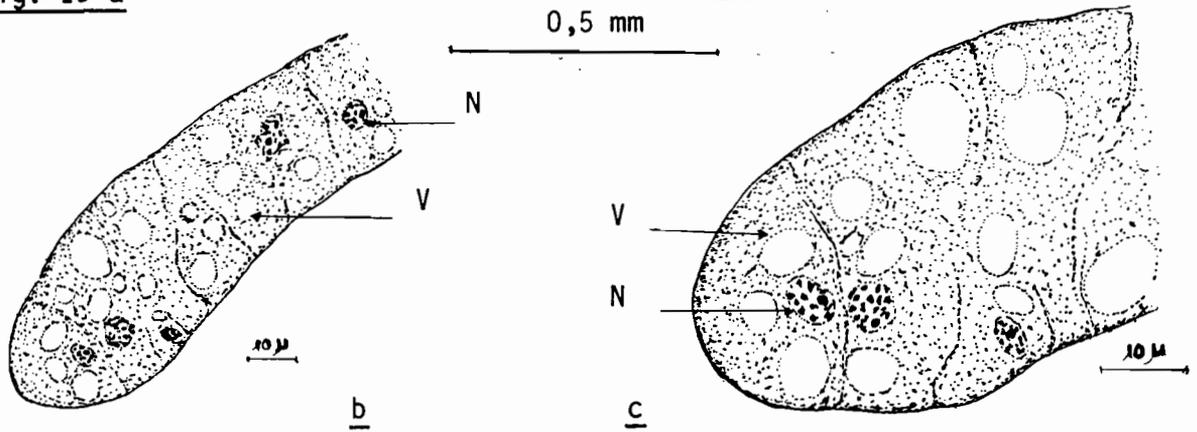


Fig. 19 a

0,5 mm



microns, le noyau conserve la taille à peu près constante de 7 microns.

b) Pour le corps gras interne (fig. 20g et h) : les vacuoles sont ovoïdes de 2 à 19 microns, le plus souvent de 8 microns ; noyaux de 7 microns. Dans certains cas vacuoles et noyaux n'ont pas de contour bien net.

III. DISCUSSION

Les corps gras externe et interne présentent des caractères cytologiques à peu près identiques, le corps gras périphérique se présente en couches minces avec les contours cellulaires, le plus souvent, bien nets.

La coloration au Feulgen révèle une chromatine abondante, observée sur toutes les coupes, formant des ponctuations bien réparties dans le noyau. Celui-ci peut contenir de 1 à 3 nucléoles.

Il n'existe pas de grande différence entre la forme, les dimensions des vacuoles et des noyaux d'une coupe à l'autre. Seule, chez la chenille proche de la nymphose il y a des plaquettes très abondantes qui peuvent s'observer aussi bien chez certaines chenilles âgées de 25 jours et mise à jeûn, que chez des chenilles parasitées mais en nombre très faible, quand on fait la coloration avec APS - hématoxyline.

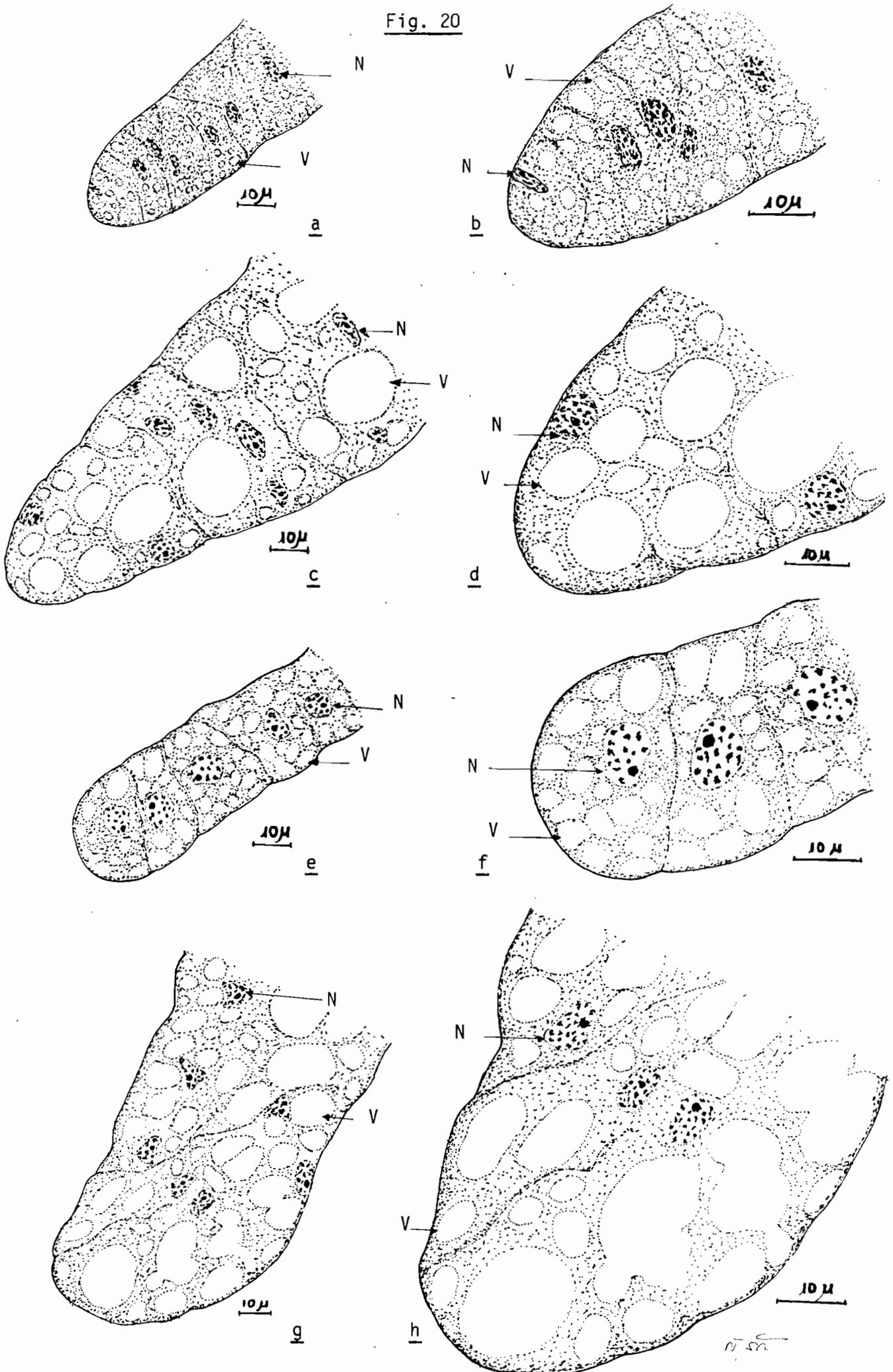
Fig. 20a et b: Corps gras externe d'une chenille âgée de 25 jours mise à jeûn depuis 5 jours (N: noyau; V : vacuole)

Fig. 20c et d: Corps gras interne d'une chenille âgée de 25 jours mise à jeûn depuis 5 jours.

Fig. 20e et f: Corps gras externe d'une chenille âgée de 25 jours portant des larves du parasite.

Fig. 20g et h: Corps gras interne d'une chenille âgée de 25 jours portant des larves du parasite.

Fig. 20



CONCLUSION

Le présent travail nous a permis de suivre le cycle biologique complet de Goniozus procerae, Hyménoptère Aculeate primitif parasite de Chilo suppressalis, pyrale du riz, ravageur d'intérêt économique en diverses parties du monde et surtout en Asie.

L'élevage dans des conditions constantes (25°C et 65% d'humidité relative, conditions voisines de celles des zones tropicales humides, a permis d'obtenir environ une génération par mois et ainsi d'évaluer la durée des différents stades : oeufs 2 à 3 jours, larves 11 à 13 jours, nymphe 7 jours, imagos 21 jours.

La bonne productivité de l'élevage nous a conduit à effectuer un calcul statistique des taux de mortalité aux différents stades. La biologie des imagos nous a particulièrement intéressé :

Nous avons pu déterminer que les mâles sortent peu de temps avant les femelles.

Nous avons établi le sex ratio moyen = 1 mâle pour 5 femelles.

Nous avons précisé les modalités de l'accouplement qui, au laboratoire pour G. procerae, n'a jamais lieu dans le cocon, contrairement à ce qui avait été signalé pour G. claripennis et G. gallicolla.

Le comportement de ponte de la femelle a retenu notre attention :

- elle attaque des chenilles âgées
- la paralysie provoquée par la piqûre n'est que temporaire.
- elle peut piquer plusieurs fois une même chenille parfois sans pondre sur elle
- elle est incapable de distinguer, hôte sain et hôte parasité.

Ces observations prouvent que le genre Goniozus semble difficilement utilisable en lutte biologique malgré les essais qui ont été faits en Amérique et en Inde.

Ce travail nous donne une bonne idée du cycle biologique de G. procerae et montre que les femelles de genre Goniozus ont un comportement intermédiaire entre celui des Térébrants et celui des Aculéates en raison de la paralysie temporaire et du non transport de la proie.

Il ne nous a pas été possible de savoir comment la larve de G. procerae se nourrit de l'hôte au cours des différents stades.

BIBLIOGRAPHIE

- AUDEMARD, H. 1971 - Note d'information sur la Pyrale du riz (Chilo suppressalis). Bull. Inf. Riz. Fr. (135) 9-13.
- AUDOUIN, J.V. 1842 - Histoire naturelle des Insectes nuisibles : 189-190.
- BORDAT, D. 1975 - Techniques d'élevages d'Entomophages (Note non publiée) : 4 pages.
- BRIDWELL, J.C. 1919 - Some notes on hawaiian and other Bethylidae (Hyménoptera) with descriptions of new species. Hawaii. Ent. Soc. Proc. 4 : 21-38.
- CARAYON, J. 1969 - Emploi du noir chlorazol en anatomie microscopique des insectes. Ann. Soc. Ent. Fr. (N.S.), 5 (1) : 179-193.
1974 - Quelques procédés courants pour l'anatomie microscopique et l'histologie des insectes (Note du laboratoire non publiée), 8 p.
- CLAUSEN, C.P. 1940 - Entomophagus Insects. Mc. Graw Hill-Book co, New York and London, 688 p.
- DUFAY, C. 1970 - Chilo suppressalis Walker, espèce nuisible au riz, découverte en France. Alexanor, t. 6-7 : 331-332.
- EVANS, H.E. 1962 - The genus Bethylus in North America (Hymenoptera : Bethylidae), Breviora, Mus. Comp. Zool, 150 : 1-12.
1964 - Goniozus list of included American spp. Bull. Mus. Comp. Zool. 132, 1905-1907.
1969 - Bredin - Archbold - Smithsonian biological survey of Dominica Smithson. Contr. Zool. (3) : 1-14.
1970 - West indian Wasps of the Subfamilies Epyrinae and Bethylinae. Proc Ent. Soc. vol. 72, n° 3 : 340-356.
- FERON, M. 1973 - Apparition de la Pyrale du riz (Chilo suppressalis) en Camargue. Bull. Inf. Riz. Fr, (145) : 13-15.

- GIFFORD, J.R. 1965 - Goniozus indicus as a parasite of the Sugarcane borer. Jour. Econ. Ent., 58 : 799-800.
- GORDON, G. 1976 - Goniozus gallicola Fouts, a parasite of Moth larvae, with notes on other Bethylids (Hymenoptera : Bethylidae). U.S. Dept. Agr. Tech. Bull. 1524, 25p.
- GUENNELON, G., SORIA, F. 1973 - Mise au point d'un élevage permanent de laboratoire de la pyrale du riz, Chilo suppressalis Walker (Lepidoptera, Pyralidae) sur milieu artificiel. Ann. Zool. Ecol. Ani., 5, (4), 547-558.
- IWATA, K. 1949 - Biology of Goniozus japonicus Ashmead, a Parasite of the Persimmon Leaf Roller, Dichocrocis chlorophanta Butler. Kagawa Agr. Col. Tech. Bul. 1 : 58-60.
- KEARNS, C.W. 1934 - A hymenopterous parasite (Cephalonomia gallicola Ash.) new to the cigarette beetle (Lasioderma serricornis Fab.) Jour. Econ. Ent. 27 : 801-806.
- KISHITANI, Y. 1961 - Observations on egg-laying habits of Goniozus japonicus Ash. (Hymenoptera : Bethylidae). Kontyû 29 : 175-179.
- LABOUR, G. 1974 - Etude ultrastructurale de l'évolution du tissu adipeux au cours du développement larvaire et nymphal chez le Doryphore. Ann. Soc. Ent. Fr (N.S.) 10 (4) : 943-958.
- LHOSTE, J. 1950 - Etude cytologique et histochimique du tissu adipeux de l'imago de Forficula auricularia L. Ann. Sc. Nat. Zool. 11 : 471-483.
- MALYSHEV, S.I. 1968 - Genesis of the Hymenoptera and the phases of their evolution. Methune, London : 319 p.
- MARTOJA, R. 1976 - Le corps gras ou tissu adipeux des insectes. Traité de Zool. t. 8, (4) : 407-482.
- POITOUT, S. et BUES, R. 1970 - Elevage de plusieurs espèces de Lépidoptères Noctuidae sur milieu artificiel riche et sur milieu artificiel simplifié. Ann. Zool. Ecol. Ani - t. 2 (1) : 79-91.

- RAM, A. et SUBBA, R. 1967 - The description of Goniozus stamp-
terycis, (Bethylidae : Hymenoptera), a primary larval
parasite of Stomopteryx nerteria in South India and a
revised Key to oriental species of Goniozus Foester.
Bull. Soc. Ent. India, 8: 73-78.
- RAM, A. 1969 - Description of Goniozus delhiensis (Bethylidae,
Hymenoptera), a primary larval parasite of Dichocrocis
princtiferalis (Pyralidae = Lepidoptera) Bull. Soc.
Ent. India 10, (1) : 68-70.
- RISBEC, J. 1956 - Description de Goniozus procerae, Hyménoptère
parasite du Cameroun. Bull. I.F.A.N. 1956 : 157-160.
- STRAMBI, A. et STRAMBI, C. 1973 - Influence du développement du
parasite Xenos vesporum Rossi (Insecte, Strepsitère) sur
le système neuroendocrinien des femelles de Polistes
(Hyménoptère, Vespide) au début de leur vie imaginaire.
Arch. Ana. Mier t. 62.(1) : 40-52.
- TAYLOR, T.H.C. 1933 - An investigation of the Banana scab moth,
Nacoleia octasema Meyr and its parasites in Java and the
introduction of one its parasites into Fiji. Fiji Dept.
Agr. Jour. 6 : 3-13.
- VOUKASSOVITCH, M. 1924 - Biologie de Goniozus claripennis Forst.
Parasite d'Oenophtira pilleriana Schiff. Bull. Soc. Hist.
Nat. de Toulouse : 225-246.
- WHEELER, W.M. 1926 - Les sociétés d'Insectes. Leur origine. Leur
évolution, 468 p.