

Photo Couilloud.

PHOTO 1. — Adultes d'*Hypsipyla robusta* sur le support de pont.

ELEVAGE EN LABORATOIRE D'*HYPSIPYLA ROBUSTA*, MOORE (LÉP. PYRALIDAE)

par R. COUILLOUD (*) et F. GUIOL (*)

SUMMARY

THE LABORATORY BREEDING OF *HYPSIPYLA ROBUSTA*, MOORE (LEP. PYRALIDAE)

The authors describe a technique of laboratory breeding of Hypsipyla robusta, a pyralis responsible for serious damage to nurseries and plantations of tropical Meliaceae.

The physical conditions of breeding, the composition of the artificial nutritional medium used for the feeding of the larvae, and the preparation of this medium, are described.

(*) Laboratoire de Nutrition et d'Élevage d'Insectes. Centre de Recherches du G. E. R. D. A. T., Montpellier.

The authors report their observations concerning the different stages of the insect's cycle of development ; details are given of the number and duration of larval stages, the length of the cycle, the sex ratio, etc.
Some components of the parasitism of *H. robusta* are also given.

RESUMEN

CRÍA EN LABORATORIO DE *HYPSSIPYLA ROBUSTA*, MOORE (LEP. PYRALIDAE)

Los autores describen una técnica de cría en laboratorio de las distintas etapas de *Hypsipyla robusta*, piral responsable de graves perturbaciones en los viveros o plantaciones tropicales de *Meliaceae*.

Las condiciones físicas de la cría, la composición del medio nutritivo artificial utilizado para la alimentación de las larvas y la preparación de este medio se precisan debidamente en este artículo.

Los autores dan cuenta de sus observaciones relativas a las distintas etapas del ciclo de desarrollo del insecto y se dan diversas precisiones respecto al número de etapas larvales y su duración la longitud del ciclo, el sex-ratio, etc.

También figuran algunas componentes del parasitismo de *H. robusta*.

INTRODUCTION

Hypsipyla robusta, Pyrale répandue en Afrique et en Asie, est inféodée aux espèces botaniques appartenant à la famille des *Meliaceae*.

En Afrique occidentale et orientale, cette « mineuse des pousses » représente un facteur limitant du développement des plantations forestières du fait des graves dommages occasionnés aux plantes en pépinières ou aux jeunes plantations (BRUNCK, 1960).

La lutte chimique pour des raisons aussi bien techniques qu'économiques (RAO et BENNETT, 1968 — BRUNCK et FABRE, 1974) représente une solution peu satisfaisante pour le contrôle de ce ravageur. Les

recherches se sont dès lors orientées vers de nouvelles méthodes de lutte telles la sélection du matériel végétal, l'amélioration des techniques sylvicoles et la lutte biologique.

Dans ce dernier domaine, les recherches se poursuivent sur l'utilisation des entomophages et ont été entreprises plus récemment sur la définition des phéromones sexuelles.

C'est dans le cadre de ces études que nous avons entrepris la mise au point de l'élevage du ravageur dans des conditions strictement artificielles.

CONDITIONS ET TECHNIQUES DE L'ÉLEVAGE

Origine de la souche

Cinq introductions ont été réalisées entre octobre 1979 et décembre 1980 à partir de la Station du C. T. F. T. (*) de l'ANGUEDOU, située dans la forêt dense sempervirente en Côte-d'Ivoire.

Le matériel introduit consistait en pousses parasitées d'Acajou (*Khaya ivorensis*) prélevées en pépinières et qui révélaient, à l'examen, la présence des larves de deux ravageurs : *H. robusta* et *Gyroptera robertsi* Bradley, en proportion variable suivant l'époque des prélèvements.

Conditions physiques

La conservation des chrysalides, l'émergence des adultes et la période d'activité de ceux-ci, accouplement et ponte, se déroulent dans les conditions suivantes :

- température : 25 °C
- hygrométrie : 70-75 % H.R.
- photopériode : 12 h-12 h.

Le développement larvaire jusqu'à l'obtention des chrysalides se fait dans une chambre différente dont les conditions sont :

- température : 25 °C
- humidité : 40-45 % H.R.
- photopériode : 18 h-12 h (jour-nuit)

Milieu alimentaire

Alors qu'il existe de nombreux travaux, GRIJMA, 1971 — BERRIOS et HIDALGO-SALVATIERRA, 1971 — HIDALGO-SALVATIERRA et BERRIOS, 1972 — STERLINGA, 1973 — se rapportant à l'élevage d'*Hypsipyla grandella* (Zeller) ravageur des « acajous » en Amérique Centrale et Sud, les études concernant *H. robusta* sont peu nombreuses.

(*) C.T.F.T. : Centre Technique Forestier Tropical, B.P. 33 ABIDJAN 08 République de Côte-d'Ivoire.

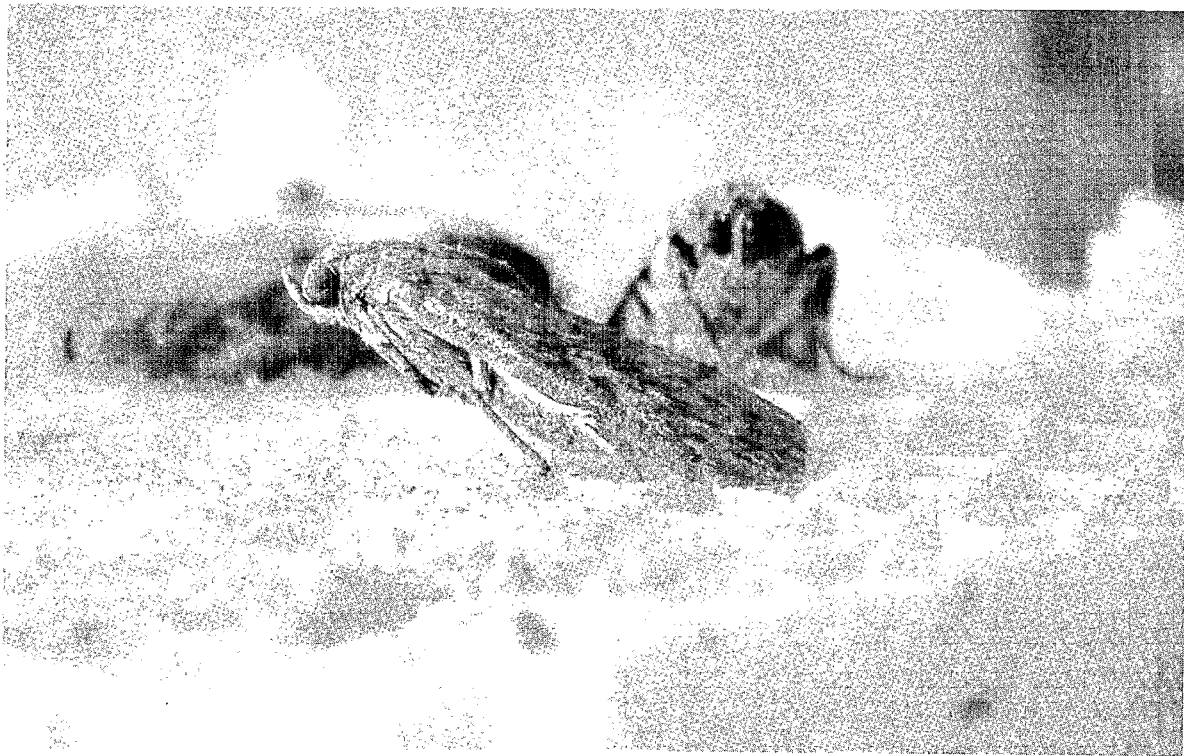


Photo Couilloud.

PHOTO 1bis. — Adultes d'*Hypsipyla robusta*.
Emergence sur le support de nymphe (papier alvéolé).

ACHAN, 1968 — BRUNCK, 1970 font état d'essais d'élevage des larves d'*H. robusta* sur milieu nutritif artificiel sans obtenir de résultats entièrement satisfaisants : durée de développement larvaire anormalement longue ou absence de ponte chez les adultes obtenus, suivant les différents travaux.

Le milieu alimentaire que nous utilisons dérive de ceux qui ont été mis au point à l'I.N.R.A. (*) pour l'élevage de nombreuses espèces de Lépidoptères appartenant à différentes familles (GUENNELON, 1968 — POITOUT et BUES, 1970-1974). L'apport supplémentaire de xylose et de cellulose semble indispensable ; parmi les agents de conservation, l'acide benzoïque est remplacé par l'acide sorbique et un antibiotique est ajouté comme agent antimicrobien.

La composition du milieu utilisé est la suivante :

— eau	72.79 %
— agar	1.82 %
— levure de bière	3.64 %
— farine de maïs	7.28 %
— germe de blé	3.64 %
— cellulose	5.46 %
— xylose	1.94 %
— acide ascorbique	1.21 %

(*) I.N.R.A. : Institut National de la Recherche Agronomique — Station de Zoologie Montfavet (Vaucluse).

— mélange vitaminé (1)	0.97 %
— sels minéraux (2)	0.97 %
— nipagine	0.12 %
— acide sorbique	0.12 %
— antibiotique (3)	0.03 %

Le pH de ce milieu est 4,8.

La fabrication du milieu est simple. Dans l'eau préalablement chauffée à 60 °C, on ajoute l'agar, l'acide sorbique et la nipagine ; l'ensemble est alors porté à ébullition pendant deux à trois minutes, sous agitation continue, puis refroidi à 55 °C ; à ce moment, sont incorporés et fortement mélangés les autres constituants en poudre préalablement mélangés ; l'antibiotique, sous forme de comprimé, dissous dans un peu d'eau, est également ajouté pendant le temps d'agitation. Le milieu est alors coulé dans des boîtes rondes (diamètre 105 mm, hauteur 75 mm) sur une épaisseur d'un centimètre représentant environ 100 grammes de milieu. Les boîtes ainsi préparées sont exposées au rayonnement ultra-violet pendant une heure puis refermées et stockées en chambre froide à 7 °C jusqu'à leur utilisation.

(1) Total vitamin supplement, fabriqué par Nutritional Biochemicals Corporation.

(2) Salt mixture Wesson modification, fabriqué par Nutritional Biochemicals Corporation.

(3) Bactrim (Sulfamethoxazol Trimethoprime), Laboratoire ROCHE S. A.

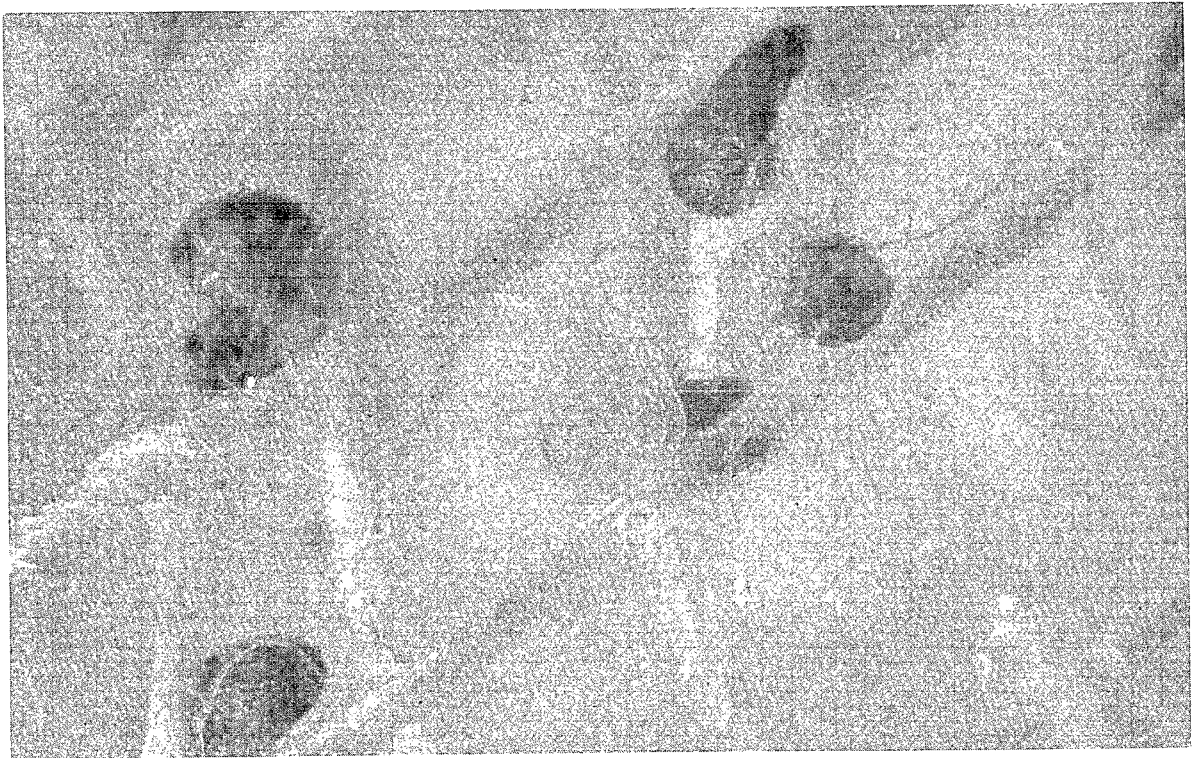


Photo Couilloud.

PHOTO 2. — Œufs d'*Hypsipyla robusta* sur gaze, en élevage de laboratoire.

Technique de l'élevage

— Adultes, pontes (photographies n° 1)

Les adultes émergent des chrysalides directement dans les « cages pondoirs ». Ces cages sont cubiques, 25 cm d'arête ; les quatre faces latérales et le fond sont en plexiglass transparent, une des faces latérales présente une surface grillagée permettant une ventilation. La partie supérieure de la cage est fermée par une gaze amovible, servant de support de ponte. Dans le fond de la cage on place un tissu éponge humidifié et un abreuvoir d'eau miellée.

La cage est utilisée pour une cinquantaine d'adultes.

Les premières pontes peuvent être récoltées 72 h après l'émergence des adultes puis ensuite deux ou trois fois, suivant une périodicité de deux jours.

Les adultes, morts ou vivants, sont éliminés après une période de 7 à 8 jours.

Les gazes sur lesquelles sont déposés les œufs sont découpées en morceaux contenant de 30 à 50 œufs ; ces morceaux de gaze sont placés à la partie supérieure des boîtes rondes contenant le milieu nutritif (cf. supra : fabrication du milieu) et maintenus en place entre le rebord de la boîte et son couvercle pour éviter le contact de la ponte avec le milieu nutritif coulé dans le fond de la boîte.

Ces boîtes, utilisées pour le développement larvaire,

ont été préalablement remises à la température ambiante et le milieu artificiel est strié en surface avant la mise en place des gazes d'œufs.

Ces diverses manipulations sont réalisées dans une enceinte stérile à flux laminaire ce qui permet d'éliminer les contaminations du milieu artificiel déjà stérilisé sous rayonnement ultra-violet.

— Larves

Les boîtes «ensemencées» sont placées dans les conditions qui ont été précisées plus haut pour l'élevage des larves.

Après l'éclosion des œufs, les larves nouveau-nées descendent jusqu'au milieu nutritif et pénètrent à l'intérieur de celui-ci au niveau des stries.

Le développement larvaire s'effectue à l'intérieur du milieu dans lequel les chenilles progressent en creusant des galeries.

Quinze jours après la mise en place des œufs, les boîtes sont rouvertes et les chenilles parvenues dans leur ensemble au dernier stade larvaire mais non encore chrysalidées sont extraites du milieu nutritif et placées dans des boîtes carrées (288 × 278 × 90 mm) dont le couvercle est grillagé. Dans le fond de ces boîtes sont disposés des rouleaux de papier gaufré dont les alvéoles serviront de gîte de chrysalidation ainsi que des morceaux de milieu nutritif destinés à assurer la fin

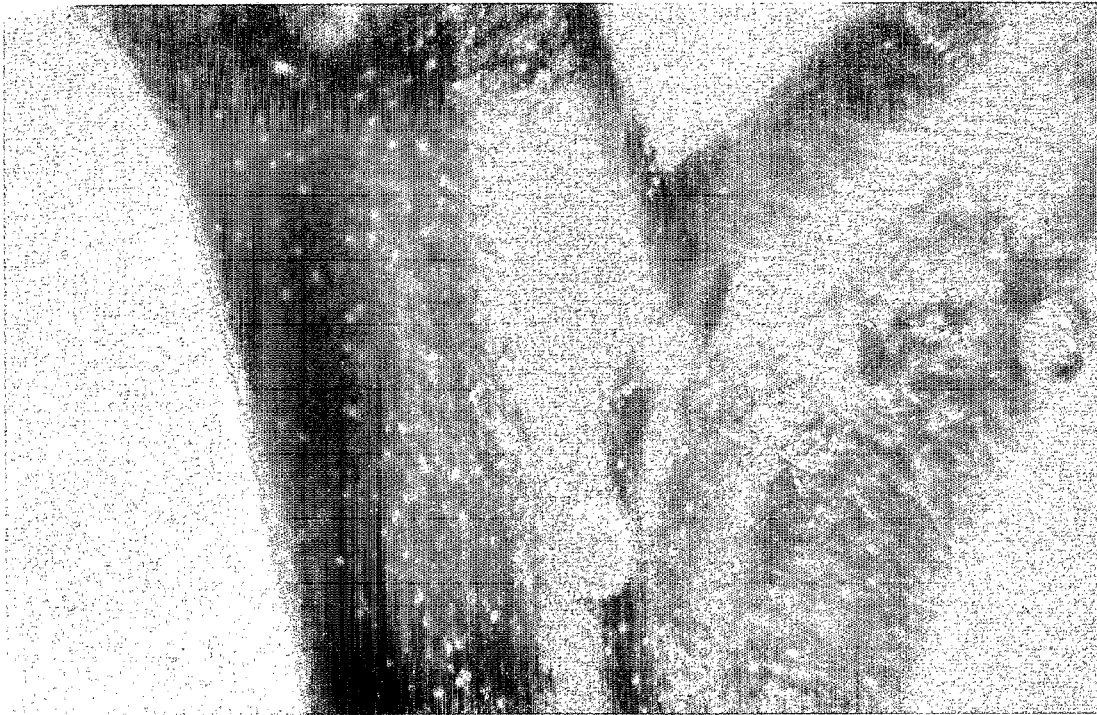


Photo Couilloud.

PHOTO 2bis. — Œuf d'*Hypsipyla robusta* sur tige à l'insertion d'une pétiole de feuille.

de l'alimentation des chenilles jusqu'au moment de la prénymphose.

On regroupe ainsi dans ces volumes de 300 à 400 larves de dernier stade.

— Chrysalidation

Les boîtes utilisées pour la chrysalidation sont placées dans les conditions physiques définies plus haut.

A la fin de son développement, la chenille pénètre dans une alvéole du papier gaufré dans laquelle elle tisse un cocon assez lâche pour se chrysalider. Les 9/10^e des chenilles chrysalident ainsi dans le support qui leur est offert, le reste chrysalidant sur les parois ou le fond de la boîte.

Une semaine après le début de cette opération, les rouleaux de papier, contenant alors l'ensemble des chrysalides, sont retirés et placés dans des boîtes « d'attente », d'un modèle similaire, pendant cinq à six jours. Cette opération permet un dessèchement des rouleaux, supports de chrysalides, dont les parties inférieures se sont humidifiées et sont souillées par les débris de milieu nutritif et par les dernières déjections rejetées par les chenilles en pénétrant dans les alvéoles.

Après cette période de stockage, les supports de chrysalides sont directement placés dans le fond des cages d'adultes où se produiront les émergences des imagos.

RÉSULTATS

Après les essais préliminaires de différents milieux artificiels réalisés à chacune des premières introductions de matériel vivant, l'élevage conduit avec le milieu nutritif artificiel décrit ci-dessus en est actuellement à la quinzième génération.

La production est de 600 à 1.000 chrysalides par semaine dont plus de la moitié est utilisée pour des recherches entreprises sur la sécrétion phéromonale (*).

Œuf, incubation (photographies n° 2)

Les œufs ont une forme ovale ou ovoïde, la surface est finement réticulée et grumelleuse. La longueur de l'œuf est comprise entre 0,50 et 0,70 mm et sa largeur entre 0,30 et 0,35 mm.

Les œufs venant d'être pondus, sont d'une couleur blanc-crème, puis ils prennent une teinte marbrée rose, devenant rouges en 24 h. La capsule céphalique noire de la larve est visible à travers le chorion de l'œuf quelques heures avant l'éclosion. Les œufs stériles ne se colorent pas.

Dans les conditions de l'élevage, l'incubation des œufs dure trois jours.

(*) Laboratoire des Médiateurs Chimiques — I.N.R.A. — MAGNY-LES-HAMEAUX

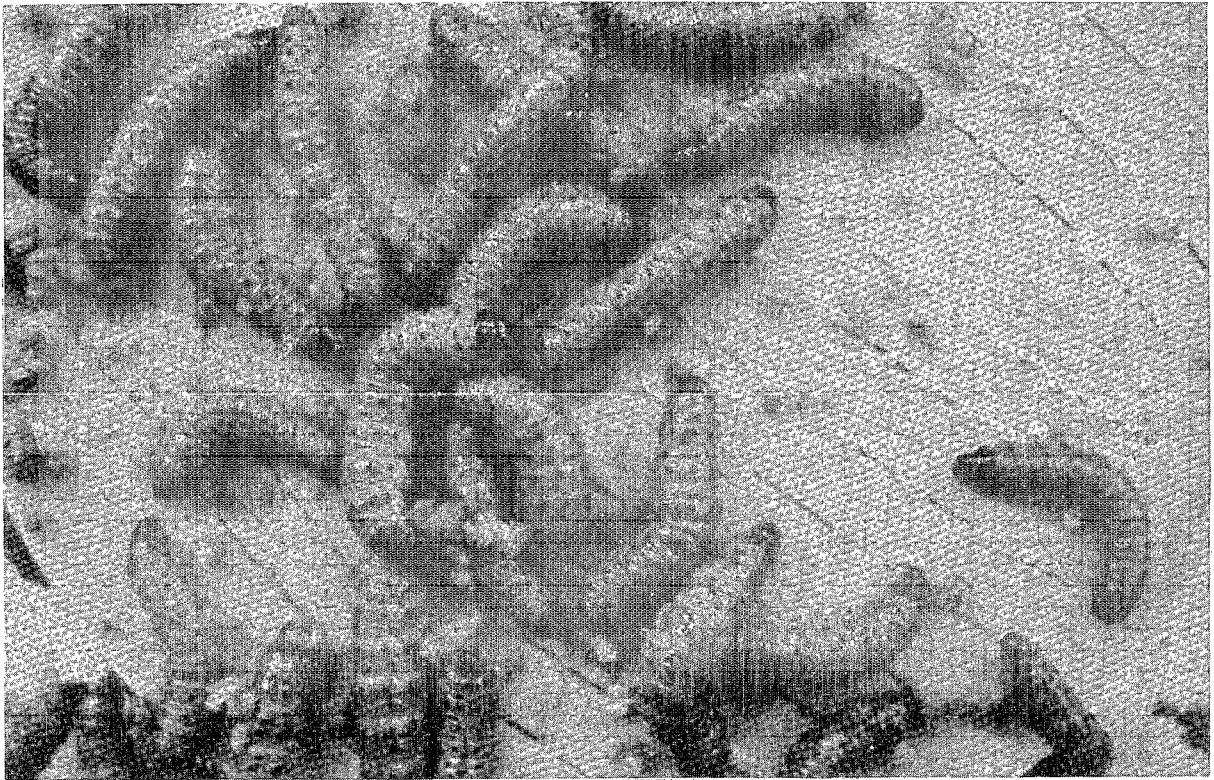


Photo Couilloud.

PHOTO 3. — Larves d'*Hypsipyla robusta*, dernier stade.

Largeur des capsules céphaliques (en millimètres)

	Moyenne	Extrêmes	Taux d'accroissement
1 ^{er} stade	0,240	0,22-0,26	—
2 ^e stade	0,407	0,32-0,46	1,696
3 ^e stade	0,685	0,56-0,80	1,683
4 ^e stade	1,093	0,94-1,28	1,596
5 ^e stade	1,630	1,40-1,82	1,491
6 ^e stade	2,413	2,12-2,60	1,480
			Total : 10,054

Développement larvaire (photographie n° 3)

La larve nouveau-née est de couleur rouge avec des ponctuations beiges à la base des soies, la capsule céphalique est noire.

La chenille prend ensuite une teinte crème, les ponctuations demeurent, la capsule céphalique et la plaque anale s'éclaircissent devenant brun-clair.

Dix à douze jours après l'éclosion, la teinte d'ensemble de la chenille vire progressivement au brun-rose puis en fin de développement au gris-bleu. Simultanément, les ponctuations, la capsule céphalique et la plaque anale s'assombrissent.

Les observations portant sur des durées de développement et la détermination du nombre des stades larvaires ont été faites sur un lot de chenilles écloses le

même jour et élevées individuellement jusqu'à la nymphose.

Les mensurations de la plus grande largeur, face dorsale, des capsules céphaliques ont été effectuées après chaque mue ; celles du dernier stade étant détruites, les mesures ont été faites sur un autre lot de chenilles tuées avant la pré-nymphose.

Dans les conditions de notre élevage, la durée de développement larvaire est de 22,5 jours avec six stades. Dix pour cent de la population larvaire présentent sept stades, sans allongement notable de la durée de développement larvaire.

Durée des stades larvaires (en jours)

	Moyenne	Cumulée	Extrêmes
1 ^{er} stade	3,35	—	3-4
2 ^e stade	2,37	5,72	5-7
3 ^e stade	2,87	8,59	7-10
4 ^e stade	3,35	11,93	10-14
5 ^e stade	3,34	15,28	13-18
6 ^e stade	7,22 (*)	22,50	21-27

(*) Dans la durée du dernier stade larvaire est comprise la durée de pré-nymphose s'écoulant entre le début de la confection du cocon et la formation proprement dite de la chrysalide. Cette durée est de deux jours pour 85 % de la population et de trois jours pour les 15 % restants.



Photo Couilloud.

PHOTO 4. *Cocons et chrysalide d'Hypsipyla robusta.*

Chrysalidation (photographie n° 4)

La durée de chrysalidation est de 8,46 jours chez les mâles (extrêmes 8-10 jours) et de 8,22 jours chez les femelles (extrêmes 7-10 jours).

Le poids moyen des chrysalides, extraites de leur cocon, est de :

— mâles : 128,0 mg, 87 % des chrysalides entre 90 et 170 mg, extrêmes 70-210 mg.

— femelles : 125,3 mg, 85 % des chrysalides entre 90 et 180 mg, extrêmes 60-215 mg.

Le nombre de mâles pour cent femelles établi à partir de deux lots de nymphes provenant chacun de chenilles écloses le même jour et élevées dans les mêmes conditions est de 96.

Durée du cycle

La durée du cycle de développement d'*H. robusta* de la ponte à l'émergence des adultes est, dans nos

conditions d'élevage, de 33 à 35 jours. La seule référence, donnée par ACHAN — 1968, fait état de 23-33 jours entre le premier stade larvaire et l'adulte pour un élevage sur milieu naturel (*Cedrela toona*) et de 46-51 jours dans les essais d'élevage sur milieu artificiel réalisés par ce même auteur.

Parasitisme

Lors des différentes introductions de matériel vivant réalisées au moyen de pousses d'Acajou attaquées par le ravageur, nous avons recensé :

- à partir des Chrysalides :
 - *Braconidae* : *Microgaster (Protomicroplitis) aff. austrina*, Wilkinson
 - *Eulophidae* : *Tetrastichus sp.*
 - *Tachinidae* : *Ethyllina sp.*, *Cadurcia cf. depressa*, Villeneuve
- à partir des chenilles :
 - une espèce de nématode, non identifiée.

BIBLIOGRAPHIE

ACHAN (P. D.), 1968. — Preliminary observations of the development of an artificial diet for *Hypsipyla robusta*, Moore. Commonwealth Institute of Biological Control, Technical bulletin, n° 10, May 1968, pp. 23-26.

BERRIOS (F.) et HIDALGO-SALVATIERRA (O.), 1971. — Estudios sobre el barrenador *Hypsipyla grandella* (Zeller). VI. Susceptibilidad de la larva al hongo *Metarrhizium anisopliae* (Metch). Turrialba, 21 (2) : 214-219, 1971.

- BRUNCK (F.), 1960. — Compte rendu d'un déplacement effectué en Côte-d'Ivoire du 25 mai au 17 juin 1960. Document C.T.F.T. ronéotypé, diffusion restreinte.
- BRUNCK (F.), 1970. — Compte rendu d'un déplacement effectué en Côte-d'Ivoire du 19 novembre au 18 décembre 1969. Document C.T.F.T. ronéotypé, diffusion restreinte, 33 p.
- BRUNCK (F.) et FABRE (J.-P.), 1974. — Contribution à l'étude de la mineuse des pousses de l'Acajou : *Hypsipyla robusta*, MOORE (Lépidoptère, Pyralidae). *Revue Bois et Forêts des Tropiques*, n° 157, Sept. Oct. 1974, pp. 3-20.
- GRUPMA (P.), 1971. — Studies on the shoot borer *Hypsipyla grandella* (Zeller). V. Observations on a rearing technique and on host selection behavior of adults in captivity. *Turrialba*, 21 (2) : 202-213, 1971.
- GUENNELON (G.), 1968. — L'alimentation artificielle des larves de Lépidoptères phytophages. *Ann. Epiphyties*, 19, pp. 539-570.
- HIDALGO-SALVATIERRA (O.) et BERRIOS (F.), 1972. — Studies on the shoot borer *Hypsipyla grandella* (Zeller). XI. Growth of larvae reared on a synthetic diet. *Turrialba*, 22 (4) : 431-434, 1972.
- 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. anim.*, 1970, 1, pp. 79-95.
- POITOUT (S.) et BUES (R.), 1974. — Elevage de chenilles de vingt-huit espèces de Lépidoptères Noctuidae et de deux espèces d'Arctiidae sur milieu artificiel simple. Particularités de l'élevage selon les espèces. *Ann. Zool. Ecol. anim.*, 1974, 6, pp. 431-441.
- RAO (V. P.) et BENNETT (F. D.), 1968. — Possibilities of biological control of the meliaceous shoot borers *Hypsipyla* spp. (Lepidoptera Phycitinae). *Proceeding of the IX Commonwealth Forestry Conference New Delhi India*, 17 I 1968.
- STERRINGA (J. T.), 1973. — Studies on the shoot borer *Hypsipyla grandella* Zeller (Lep. Pyralidae). XXII. An improved method for artificial rearing. *Turrialba*, 23 (4), 35 p., 1973.

