

SYLLEPTE DEROGATA (FABRICIUS, 1775)

Lepidoptera, Pyraloïdea, Crambidae, Spilomelinae

P. SILVIE

IRCT - CIRAD

Institut de Recherche du Coton
et des Textiles Exotiques)
6, rue du Général Clergerie
75116 PARIS - FRANCE

Extrait de COTON ET FIBRES TROPICALES, 1990

Série *Les déprédateurs du cotonnier en Afrique tropicale et dans le reste du monde*, n° 4

Coton et fibres tropicales

périodique publié par

L'INSTITUT DE RECHERCHES DU COTON
ET DES TEXTILES EXOTIQUES (IRCT)

Département du Centre de Coopération Internationale
en Recherche Agronomique pour le Développement (CIRAD)

B.P. 5035, 34032 Montpellier Cedex (France) - Tél. 67.61.58.00

COMITÉ DE LECTURE

Directeur : J.C. FOLLIN

Membres de droit :

- M. BRAUD, Directeur du Département IRCT.
- B. HAU, Chef de la Division d'Amélioration des plantes.
- M. CRÉTENET, Chef de la Division d'Agronomie.
- J. CAUQUIL, Chef de la Division Phytosanitaire.
- S. GOEBEL, Chef de la Division de Technologie.

Membres :

- J. GOUTHIERE : Fibres longues
- M. COGNÉE : Physiologie végétale
- R. COUILLOUD : Défense des cultures
- M. DÉAT : Malherbologie
- A. JOLY : Informatique et Biométrie.
- G. RAYMOND : Agroéconomie.
- J. SCHWENDIMAN : Amélioration des plantes.

SERVICE PUBLICATION

M. BERGER : Chef du Service.

Syllepte derogata (Fabricius, 1775)
(Lepidoptera, Pyraloïdea, Crambidae, Spilomelinae)

P. Silvie

SOMMAIRE

CARACTERES GENERAUX

Position systématique
Répartition géographique
Plantes-hôtes
Nature des dégâts, évaluation économique des pertes et estimation de l'importance annuelle des populations

DESCRIPTION DE *S. DEROGATA*

L'adulte
L'oeuf
La chenille
La chrysalide

BIOLOGIE-ETHOLOGIE

Les adultes : accouplement et ponte
La vie larvaire
La nymphose
La diapause larvaire
Elevage des adultes et obtention des pontes

FACTEURS AGISSANT SUR LE DEVELOPPEMENT DE L'ESPECE

Influence de la température et de la photopériode. Durée du cycle biologique
Influence de la date de semis
Influence de l'apport de fumure
Influence de l'espèce ou de la variété-hôte
Nature et action des ennemis naturels
• *Prédateurs*
• *Parasitoïdes*
• *Pathogènes*
Usage intensif des insecticides

LUTTE CONTRE *S. DEROGATA*

Lutte chimique
Lutte biologique
Autres méthodes
• *L' échenillage*
• *Le piégeage*
• *Les méthodes culturales*
• *L'épandage d'extraits végétaux*

PLANCHES PHOTOGRAPHIQUES

BIBLIOGRAPHIE

CARACTERES GENERAUX

Position systématique

L'espèce a été décrite pour la première fois, en 1775, sous le nom de **Phalaena derogata** (Fabricius, 1775). Puis, de nombreux auteurs lui attribuent d'autres noms :

- **Botys multilinealis** Guénée (1854) ; nom repris par WALKER (1859) et LEDERER (1863) ;
- **Zebronia salomealis** WALKER (1859) ; mis en synonymie du précédent par MOORE (1867) et SWINHOE (1885) ;
- **Botys annuligeralis** WALKER (1865) ; mis en synonymie des deux précédents par MOORE (1877) ;
- **Botys otysalis** WALKER (1859) ;
- **Botys basipunctalis** Brem (MEYRICK, 1884).

En 1884, MEYRICK décrit le genre **Notarcha** et place les cinq noms précédents en synonymie de **Notarcha multilinealis** (Guénée).

Synclera multilinealis (Guénée) est le nom donné à l'espèce par MOORE (1886), nom mis en synonymie de **B. multilinealis**, **B. annuligeralis**, **N. multilinealis** et **Z. salomealis**. C'est le nom retenu par BARLOW (1900), en Inde.

En 1903, HAMPSON emploie le nom de **Sylepta multilinealis** (Guénée) mis en synonymie de **Z. salomealis**, **B. otysalis**, **B. annuligeralis** et **B. basipunctalis**. Ce nom est repris par LI (1933). Le nom de **Sylepta derogata** (Fabricius) est cité par MAXWELL-LEFROY (1908) qui donne comme références et description de l'espèce celles de HAMPSON correspondant à **Sylepta multilinealis**. Dans le genre **Sylepta**, GHANI (1960) regroupe 51 espèces.

M. INOUE, spécialiste des Pyraloïdea, a retenu le genre **Notarcha** pour l'espèce **derogata** (ESAKI *et al.*, 1971). Il distingue bien les genres **Syllepte** et **Notarcha**. Dans un travail très récent, SCHAFFER et MUNROE (1989) décrivent les espèces africaines appartenant au genre **Notarcha** mais n'y incluent pas l'espèce **derogata**.

Enfin, UEMATSU (1985, 1986) et VARI et KROON (1986) emploient le nom de **Pleuroptya derogata**.

En l'absence d'un travail de systématique récent sur les genres voisins **Notarcha**, **Syllepte** et **Pleuroptya**, nous proposons de conserver l'association la plus employée avec rectification du nom de genre.

En effet, le genre **Syllepte** est bien décrit par Hübner en 1823. Les écritures **Syllepta** et **Sylepta** rencontrées dans la littérature sont erronées, ainsi que la dénomination **Syagrus derogatus** (F.) rapportée par ADENUGA (1971).

L'espèce **Syllepte derogata** (FABRICIUS, 1775), Lepidoptera, appartient à la superfamille des Pyraloïdea, famille des Crambidae, sous-famille des Spilomelinae. Les critères morphologiques permettant de différencier les familles de Pyraloïdea et les sous-familles s'y rattachant sont précisés par MINET (1981).

Répartition géographique

D'origine asiatique, selon BENOIT (1949), **Syllepte derogata** aurait fait son apparition en Afrique Centrale lors de l'introduction de la culture du coton.

Actuellement, son aire de répartition comprend de nombreux pays d'Afrique, d'Asie et des îles du Pacifique. Aux listes de pays dressées par le CIE (1976) et GHANI (1960), il convient d'ajouter le Cameroun (NONVEILLER, 1984) et la République Centrafricaine. L'URSS, l'Australie et l'Est de la Sibérie sont cités par plusieurs auteurs mais sans confirmations ultérieures (HAMPSON *in* MAXWELL-LEFROY, 1908 ;

VAYSSIÈRE et MIMEUR 1925 ; RISBEC, 1950 ; LAL et CHOOTEY SINGH, 1951). Ces pays ne sont pas conservés dans la liste du CIE. De même, R. DELATTRE n'a jamais observé de dégâts de cette espèce sur les cotonniers aux Philippines (R. DELATTRE, communication personnelle), îles citées par différents auteurs.

La dispersion de *S. derogata* sur le continent africain comprend donc 28 pays situés au sud du Sahara. Il est intéressant de constater que l'espèce n'est pas présente à Madagascar.

Plantes-hôtes

L'espèce *S. derogata* est recensée sur plusieurs familles botaniques. Les plantes-hôtes majeures appartiennent à la famille des Malvacées. Plusieurs auteurs ont établi des listes de plantes-hôtes cultivées ou sauvages : MAXWELL-LEFROY (1908), VAYSSIÈRE et MIMEUR (1925), LAL et CHOOTEY SINGH (1951), GHANI (1960), NARAYANAN (1962), SOHI (1964), RIPPER et GEORGE (1965), SCHMUTTERER (1969), MATHEW (1980). Le tableau 1 rassemble les noms de ces plantes. Lorsque les espèces ne sont citées qu'une fois dans la bibliographie, la référence est signalée.

Parmi les plantes autres que le cotonnier, LAL et CHOOTEY SINGH (1951) signalent comme plantes majeures *Urena lobata* L. et *Kydia calycina* Roxb. Au Tchad, l'espèce est souvent rencontrée sur les plantes-hôtes secondaires *U. lobata* et *Abelmoschus esculentus* (L.) Moench., avant les semis de coton.

Nature des dégâts, évaluation économique des pertes et estimation de l'importance annuelle des populations

L'aspect des plantes attaquées par les chenilles du Lépidoptère est caractéristique (photos 1 et 2). Le nom anglophone de l'espèce, *cotton leafroller*, est évocateur. L'impact de l'enroulement des feuilles, de la consommation du limbe par les chenilles - et, par suite, de la chute des feuilles - sur la production est difficile à mesurer du fait de la diversité du complexe des ravageurs sur la culture cotonnière.

Des enroulements artificiels de feuilles situées à deux niveaux (haut, bas) de plants protégés chimiquement toutes les semaines ont été réalisés au Tchad par SILVIE et DEGUINE (1986), à diverses dates et selon divers degrés d'attaque (0, 50, 100% de feuilles enroulées).

Les résultats montrent qu'une perte de production de coton-graine de 60% est enregistrée lorsque toutes les feuilles sont enroulées. Cette perte vaut 20% lorsque les feuilles situées dans la moitié basse des plants sont enroulées au début du mois de septembre, soit environ 2,5 mois après le semis. Dans les autres cas envisagés pour cette étude, les pertes atteignent 45 à 50% de la production obtenue sur les plants témoins voisins. Ces résultats sont à rapprocher de ceux obtenus en Côte d'Ivoire, dans des essais de simulation de dégâts par effeuillages (VAISSAYRE, 1983, 1984).

D'après DELATTRE (1979), une destruction des limbes ne commence à avoir des répercussions sur la production que si elle dépasse le quart de la surface foliaire, lorsque la floraison n'est pas terminée, ou si elle se renouvelle plusieurs fois dans la saison.

L'évaluation annuelle de l'importance des attaques est faite par calcul du pourcentage de feuilles enroulées - ou de plants présentant de telles feuilles - sur des parcelles non protégées. Dans les conditions naturelles, des valeurs de 38 à 56% de feuilles enroulées sont ainsi rapportées par différents auteurs. Lorsque les parcelles sont traitées toutes les semaines avec de la deltaméthrine à 1,5 g de matière active/ha/traitement, des valeurs maximales de 35% de feuilles enroulées sont enregistrées, pour une date donnée (ASPIROT et MENOZZI, 1984).

Ainsi, la connaissance du pourcentage de feuilles enroulées pondère généralement l'impression visuelle de "fortes attaques".

Il est également possible de dénombrer les larves vivantes présentes dans les feuilles enroulées de plants non protégés, et de définir des années à fortes infestations. La plupart des auteurs soulignent cependant l'aspect sporadique de telles pullulations (HUSAIN et BHALLA, 1937 ; LAL et CHOOTEY SINGH, 1951). Dans ce cas, la défoliation peut être subtotale sur des parcelles non protégées ou sur les lignes de bordure non traitées des parcelles mises en expérimentation.

TABLEAU 1

Liste des plantes-hôtes de *S. derogata*

Famille	Espèce	Références bibliographiques*
AMARANTHACEES	<i>Achyranthes aspera</i> L. <i>Amaranthus spinosus</i> L. <i>Celosia argentea</i> L. <i>Celosia cristata</i> L.	GHANI, 1960
BOMBACACEES	<i>Ceiba pentandra</i> (L.) Gaertn. <i>Ochroma pyramidale</i> (Cav. ex Lamk.) Urban	
CHENOPODIACEES	<i>Chenopodium ambrosioides</i> L.	GHANI, 1960
CUCURBITACEES	<i>Telfairia occidentalis</i> Hook. F.	NONVEILLER, 1984
MALVACEES	<i>Abelmoschus esculentus</i> (L.) Moench. (= <i>Hibiscus esculentus</i> L.)	
	<i>Abutilon angulatum</i> (G. et Perr.) Mast. <i>A. avicennae</i> Gaertn. <i>A. figerianum</i> Webb. <i>A. guineense</i> (Schum. et Thonn.) Bak.f. et Exell. (= <i>A. asiaticum</i>) <i>A. mauritanium</i> (Jacq.) Medic. (= <i>A. indicum</i> (L.) G. Don.)	FORSYTH, 1966
	<i>Althaea</i> sp. <i>Althaea rosea</i> L.	MATHEW, 1980
	<i>Gossypium arboreum</i> L. <i>G. barbadense</i> L. (= <i>G. peruvianum</i> Cav.) (= <i>G. vitifolium</i> Lam.) <i>G. hirsutum</i> L.	LAL et CHOOTEY SING, 1953
	<i>Hibiscus abelmoschus</i> L. (= <i>Abelmoschus moschatus</i> Medic.) <i>H. cannabinus</i> L. <i>H. diversifolius</i> Jacq. <i>H. dongolensis</i> Caill. <i>H. feculennis</i> ? <i>H. ficulneus</i> L. <i>H. mutabilis</i> L. <i>H. panduriformis</i> Burm. <i>H. parviformis</i> (? <i>H. pavoniformis</i> Baill.) <i>H. rosa-sinensis</i> L. <i>H. sabdariffa</i> L. <i>H. syriacus</i> L. <i>H. tiliaceus</i> L.	NARAYANAN, 1962
	<i>Kydia calycina</i> Roxb.	MAXWELL-LEFROY, 1908
	<i>Malachra capitata</i> L. <i>Malva</i> sp. <i>Malva parviflora</i> L. <i>Malva sylvestris</i> L.	LI, 1933 GHANI, 1960
	<i>Malvastrum coromandelianum</i> (L.) Garcke (= <i>M. tricuspidatum</i> A. Gray) <i>Pavonia</i> sp. <i>Sida</i> sp. <i>Sida cordifolia</i> L.	RIPPER et GEORGE, 1965
	<i>Thespesia lampas</i> D et G. <i>T. populnea</i> (L.) Soland. ex Corr.	MATHEW, 1980
	<i>Urena</i> sp. <i>Urena lobata</i> L.	GHANI, 1960
	<i>Wissadula rostrata</i> (Schum. et Thonn.) [= <i>W. amplissima</i> (L.) R.E. Fries, = <i>W. rostrata</i> (Schum. et Thonn.)]	RIPPER et GEORGE, 1965
POACEES (Bambusées)	<i>Dendrocalamus</i> sp.	GHANI, 1960
RUBIACEES	<i>Hymenodictyon excelsum</i> Wall.	
SOLANACEES	<i>Lycopersicum esculentum</i> Mill.	ODEBIYI, 1982
STERCULIACEES	<i>Dombeya</i> sp. <i>Pterospermum</i> sp. <i>Sterculia</i> (= <i>Firminia</i>) <i>platanifolia</i> L. f. <i>Sterculia villosa</i> Roxb.	
TILIACEES	<i>Corchorus</i> spp. <i>C. olitorius</i> L. <i>Grewia villosa</i> Willd. <i>Triumfetta</i> sp.	ODEBIYI, 1982

* Les références bibliographiques sont données lorsque l'espèce n'est mentionnée qu'une fois dans la littérature.

DESCRIPTION DE *S. DEROGATA*

Les auteurs suivants ont décrit les différents stades de développement de *S. derogata* : BARLOW (1900), HAMPSON (1903, in MAXWELL-LEFROY, 1908), VAYSSIÈRE et MIMEUR (1925), RISBEC (1950), GHANI (1960), DHAWAN *et al.* (1979), ANIOKE (1989).

L'adulte (photo 3)

La longueur du corps du papillon est comprise entre 11 et 13 mm et la largeur entre 2 et 3 mm, son envergure varie de 23 à 28 mm. La coloration d'ensemble est blanc-crème.

La tête porte des yeux hémisphériques de couleur noire et deux petits ocelles, placés près des yeux, au bord postérieur de la tête, enchâssés dans un mamelon noir.

Les antennes sont sétiformes, de couleur marron clair et presque aussi longues que le corps. Les palpes sont recourbés, aplatis latéralement, de couleur blanc-crème avec l'extrémité des articles noire.

Le thorax porte deux grandes écailles rabattues à l'avant et deux masses d'écailles allongées latéralement, alternativement de couleur blanc-crème et noire.

Les ailes, au repos, donnent au papillon l'aspect d'un triangle. Les ailes antérieures sont de couleur blanc-crème ornées de lignes brunes ou noires sinueuses, orientées de façon transversale. Leur bord postérieur est garni d'un liseré noir puis d'une frange grisâtre.

Les ailes postérieures sont semblables aux ailes antérieures mais plus larges. La partie basale de l'aile, près du point d'attache, comprend une zone triangulaire blanc-crème sans ornementation de lignes brunes ou noires. La frange postérieure de l'aile porte de longues soies blanches. La face inférieure des ailes reproduit les dessins du dessus mais de façon atténuée.

La première paire de pattes comprend un fémur brunâtre sur sa face interne, un tibia noir aux deux extrémités et un tarse dont l'extrémité des articles est noire. Les 2^e et 3^e paires de pattes sont de couleur blanche.

L'abdomen est de couleur blanche, cerclé d'anneaux brun-doré. Une paire de taches noires orne la partie dorsale du 2^e segment abdominal ainsi que l'avant dernier segment.

L'oeuf

Sa présence est difficile à observer. Légèrement aplati, il est de forme ovale, sa couleur jaunâtre à verdâtre et sa surface lisse. Ses dimensions sont de 0,47 x 0,53 mm. ANIOKE (1989) donne les mensurations suivantes : 0,51 x 0,76 mm.

La chenille (photos 4 à 6)

Après éclosion, la jeune larve mesure 1 à 1,5 mm de long. La couleur de son corps est jaune pâle, presque transparent. Sa tête, légèrement plus large que le thorax, est de couleur jaune pâle. SWEENEY (1962) mentionne une couleur noire de la capsule céphalique de ce stade larvaire, mais les observations faites au Togo (SILVIE, non publié) font état d'une couleur jaune pâle de celle-ci pour les 2 premiers stades larvaires. La capsule du 3^e stade est pointillée de taches grises et ce n'est qu'à partir du 4^e stade que la capsule est complètement noire.

Au terme de sa croissance, la chenille mesure de 16 à 27 mm de longueur et 2,5 à 3,7 mm de largeur. MAXWELL-LEFROY (1908) rapporte une longueur de 30 mm. Son poids varie de 115 à 132 mg. La coloration d'ensemble est verte et le tégument d'aspect transparent. Quelques chenilles peuvent être de couleur rose aux deux derniers stades larvaires. Avant la nymphose ("*prepupal stage*" en anglais, "prénympe" en français), la couleur devient blanc-verdâtre ou blanc-rosâtre, en même temps que la chenille se condense (photo 6).

La capsule céphalique du dernier stade larvaire mesure 2,0 mm de largeur et 1,5 mm de longueur. Elle porte 6 paires d'ocelles.

ANIOKE (1989) décrit l'évolution de l'écusson prothoracique. Au 2^e stade larvaire, 2 petits points bruns sont visibles sur le prothorax. Ils se développent au stade suivant. A partir du 4^e stade, l'écusson prothoracique est de couleur noire. Aux stades suivants, il se divise en deux taches latérales de couleur noire. Les pattes thoraciques sont noires, annelées de blanc.

L'abdomen comprend 10 segments dont les 8 premiers portent une paire de stigmates ovales, peu visibles, de couleur jaunâtre avec un cadre roux clair. Des tergites sont visibles sur les deux derniers segments.

Les fausses pattes abdominales sont présentes sur les segments 3,4,5,6 et 10 et une tache noire est située au dessus de chacune d'elles. La couronne de crochets des fausses pattes est interrompue sur un très faible espace du côté externe.

Compte-tenu des caractères morphologiques précisés et du comportement de cette chenille exposé ci-après, il est impossible de la confondre avec des chenilles phyllophages voisines, comme celles, arpeuteuses, des Noctuelles *Cosmophila flava* (Fabricius) ou *Chrysodeixis acuta* (Walker).

L'étude détaillée de la morphologie et de la chétotaxie du 5^e stade larvaire a été faite par QUAYUM *et al.* (1983), étude à laquelle il convient de se reporter. Bien que facile à trouver et à élever en grand nombre, la chenille de *S. derogata* a fait l'objet de très peu de travaux d'anatomie ou de physiologie. La morphologie des glandes céphaliques de la larve de dernier stade a été étudiée par MALL et AWASTHI (1983). VERMA *et al.* (1977) et BALYAN (1978) ont déterminé le pH et les enzymes présentes dans les différentes parties du tube digestif.

La chrysalide (photo 7)

La chrysalide est nue, de type obtecté. Sa couleur, verte en début de stade, vire ensuite au brun. Elle se trouve généralement dans la feuille enroulée par la chenille. Sa longueur est variable de 10 à 14 mm sa largeur de 3 à 4 mm. L'aspect général effilé du corps permet de la distinguer aisément des chrysalides de *C. flava* ou *S. littoralis* parfois rencontrées sur les feuilles.

Le poids des chrysalides mâles est de 55 à 60 mg, celui des femelles de 85 à 90 mg. L'abdomen, composé de 10 segments, porte une paire de stigmates ovales sur les 7 premiers. La troisième paire est plus large que les autres. Il se termine par un crémaster, tubercule saillant du côté dorsal, sur lequel sont insérées 8 épines droites, recourbées à leur extrémité (fig. 1). L'examen à la loupe binoculaire de la partie ventrale des derniers segments abdominaux permet de différencier aisément les sexes (QUAYUM *et al.* 1983).

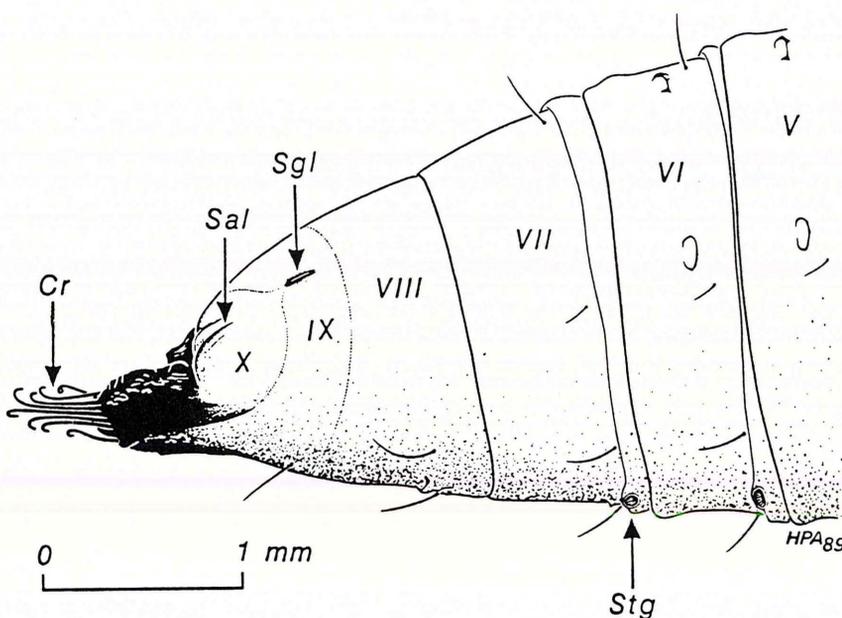


Figure 1
Vue latéro-ventrale de l'extrémité abdominale de la chrysalide mâle de *Syllepte derogata* (F.) (Lepidoptera Crambidae). Cr, crochets ; Sal, sillon anal ; Sgl, sillon génital ; Stg, stigmate.
H. - P. ABERLENC del. 1989 (CIRAD, Laboratoire de Faunistique).

BIOLOGIE - ETHOLOGIE

Les adultes : accouplement et ponte

Très peu d'observations précises ont été faites sur le comportement des adultes. Durant la journée, les papillons demeurent immobiles à l'ombre, sous les feuilles. L'activité des adultes est nocturne et il est facile de les piéger à l'aide d'un tube néon de couleur bleutée de type TFW. LAL et CHOOTEY SINGH (1951) rappellent que l'accouplement n'a jamais été observé.

Les auteurs qui ont réalisé des élevages ne donnent pas de précisions à ce sujet (DHAWAN *et al.*, 1979 ; QUAYUM *et al.*, 1979 ; DHINDSA *et al.*, 1980 ; ANIOKE, 1982 ; AHSAN et KHALEQUZZAMAN, 1982).

D'après certains auteurs, les oeufs sont pondus isolément, sous les feuilles, le long des nervures (MAXWELL-LEFROY, 1908). D'autres auteurs rapportent l'observation de pontes groupées (PEARSON, 1958 ; ODEBIYI, 1982) effectuées surtout sur la face supérieure des feuilles (VAYSSIÈRE et MIMEUR, 1925). ANIOKE (1989) signale que les deux modalités sont possibles. Les observations de pontes groupées expliquent cependant mieux la présence de nombreuses jeunes chenilles au sein d'une même feuille.

La fécondité des femelles varie de 95 à 300 oeufs. Anioke (1989) donne une valeur plus élevée de 444 oeufs. S'il y a accouplement après l'émergence, la ponte peut commencer 3 jours après. 200 oeufs peuvent être pondus en trois jours (LAL et CHOOTEY SINGH, 1951) et DHINDSA *et al.* (1980) observent un maximum d'oeufs le 3^e jour après le début de la ponte. Ces derniers auteurs donnent une valeur de sex-ratio de 1:1,22 (mâles : femelles) à 25°C et 60% H.R.

Un comportement particulier des adultes a été signalé par BUTTIKER et NICOLET (1975) en Afrique Occidentale : lors d'observations faites durant la nuit, ces auteurs ont prélevé deux adultes au niveau des yeux de bovins de l'espèce **Bos taurus** Ruti-Meyer ; par ailleurs, quatre autres espèces du genre **Syllepte** se sont révélées être d'occasionnels suceurs des sécrétions des glandes lacrymales de bovins.

La vie larvaire

LAL et CHOOTEY SINGH (1951) ont bien observé l'évolution des larves. Après l'éclosion, la chenille sortie de l'oeuf ne dévore pas l'enveloppe vide. Les jeunes chenilles errent pendant un certain temps, se rassemblent sur une feuille dont elles rongent l'épiderme, à la face inférieure et souvent près de l'attache du pétiole (photo 4). Les jeunes larves vivent sous un réseau lâche de fils tendus entre les poils de la feuille. Après 4 jours, elles découpent le limbe et l'enroulent à l'aide de fils de soie. La présence simultanée de 32 jeunes chenilles dans une même feuille a été signalée.

A partir du 4^e stade larvaire, les chenilles se dispersent et chacune réalise la même opération d'enroulement du limbe, après découpage de celui-ci de façon perpendiculaire aux nervures principales qui ne sont pas détruites. Les limbes ne changent pas de couleur et les feuilles ainsi enroulées ont l'aspect de cornets verts dont la partie apicale est évasée (photos 1 et 2).

Les feuilles enroulées sont consommées presque entièrement. On y trouve les déjections retenues par les nombreux fils de soie, les chenilles, dont les différents stades larvaires peuvent être présents au sein d'une même feuille et, plus tard en saison, les chrysalides.

Le mode de vie des chenilles est le même, quelle que soit la plante-hôte. Lors du déroulement de la feuille, les chenilles dérangées se déplacent très agilement, dans les deux sens, afin de se laisser tomber au sol. Dans ce cas, l'opération d'enroulement du limbe aura lieu sur de nouvelles feuilles.

La distribution au champ des chenilles et des dégâts, étudiée sur cotonnier au Cameroun (RENOU, 1983) et sur **Sterculia platanifolia** L.f. au Japon (UEMATSU, 1985), est de type aggrégatif.

La nymphose

Pendant la saison des pluies au terme de son développement, la chenille reste le plus souvent dans la feuille enroulée où s'effectuera la nymphose. Cependant, celle-ci peut avoir lieu sur le sol, dans les débris végétaux

(LAL et CHOOTEY SINGH, 1951 ; PEARSON, 1958 ; RIPPER et GEORGE, 1965). La formation de la chrysalide dure 24 h et les changements de couleur de la prénymphe ont déjà été signalés.

La diapause larvaire

A l'exception de RISBEC (1950) qui est le seul à mentionner, sans certitude, une diapause des chrysalides, l'existence d'une diapause de la larve de dernier stade est décrite par plusieurs auteurs (MAXWELL-LEFROY, 1908 ; VAYSSIÈRE et MIMEUR, 1925 ; LAL et CHOOTEY SINGH, 1951). Plus récemment, UEMATSU (1986) précise que l'espèce "semble hiverner au stade prénymphe".

En fin de saison des pluies avec l'abaissement des températures, les chenilles de dernier stade quittent la plante-hôte et recherchent dans le sol un lieu propice à la diapause. La chenille pénètre faiblement en terre, s'entoure de feuilles et de particules qu'elle réunit entre elles par une sécrétion soyeuse. LAL et CHOOTEY SINGH (1953) décrivent l'ensemble comme un cocon épais de soie blanche. Ces chenilles sont généralement trouvées en bordure de champ.

La saison sèche est passée sous cette forme. La nymphose aura lieu au début de la saison des pluies suivante, parmi les débris végétaux du sol.

Cette diapause est facultative. Ainsi en Inde, MAXWELL-LEFROY (1908) signale son absence dans le cas où simultanément l'humidité de l'air est suffisante et des plantes-hôtes sont présentes. Au Pakistan, GHANI (1960) rapporte la présence de chenilles de *S. derogata* sur *Malvastrum coromandelianum* (L.) Garcke au mois de janvier, alors que l'hibernation a lieu de novembre à mars. Aucun cas de ce type n'est cependant mentionné sur le continent africain.

Elevage des adultes et obtention de pontes

Si l'élevage des chenilles avec des feuilles ne pose pas de problèmes particuliers, il n'est pas toujours possible d'obtenir la ponte des adultes. Au Tchad, les diverses tentatives n'ont pas permis d'observer des pontes, malgré la mise en place, au sein des cages d'élevage, de papier filtre, de gaze, d'eau sucrée, de pollen ou de feuilles d'autres plantes-hôtes comme *A. esculentus* ou *U. lobata* (SILVIE, non publié). Nous rappelons, ici, les conditions réalisées par les rares auteurs ayant abordé des études particulières nécessitant l'élevages des adultes et l'obtention de pontes.

DHAWAN *et al.* (1979) élèvent les adultes sur cotonniers en pots placés dans des cages. Une solution miellée de 10% constitue la nourriture des adultes. ANIOKE (1989) emploie une solution miellée à 20%, DHINDSA *et al.*, (1980) procèdent de la même manière, mais ils placent du papier et de la mousseline dans les cages. Les oeufs sont pondus sur le papier.

FACTEURS AGISSANT SUR LE DEVELOPPEMENT DE L'ESPECE

Parmi les facteurs abiotiques influençant le développement de l'espèce, les facteurs climatiques dont la température, l'humidité et la couverture nuageuse sont souvent cités. En Inde, LAL et CHOOTEY SINGH (1951) rapportent que des températures basses, une humidité élevée, plusieurs jours pluvieux et nuageux contribuent à l'augmentation du nombre de chenilles en diapause, ce qui provoque une pullulation du ravageur l'année suivante. SIDHU et DHAWAN (1977) précisent que de sérieux dégâts ont lieu en septembre-octobre, si un temps humide et nuageux est noté en juillet août. Au Nigéria, PEACOCK (1913) signale une présence fréquente de l'espèce dans les champs ombragés. Des remarques semblables sont faites au Tchad (LE GALL, 1947).

Avant de présenter les autres facteurs, nous rappellerons les résultats de laboratoire relatifs à l'étude des facteurs température et photopériode.

Influence de la température et de la photopériode. Durée du cycle biologique

Très peu d'études de laboratoire ont été réalisées à ce jour. Les tableaux 2 et 3 donnent les résultats obtenus en Inde par QUAYUM *et al.* (1979) et AHSAN et KHALEQUZZAMAN (1982), après élevage sur cotonnier des stades oeuf et larve à différentes températures.

TABLEAU 2
Influence de la température sur la durée du stade oeuf (d'après QUAYUM *et al.*, 1979).
H.R. = 75 % (solution saturée NaCl).

	Température (°C)						
	10	15	20	25	30	35	40
Période d'incubation (jours)	-	17,9	6,8	3,2	2,8	2,6	-
% d'éclosion	-	23,2	55,2	75,4	91,2	76,6(*)	-

(*) les chenilles meurent après éclosion.

TABLEAU 3
Influence de la température sur le développement larvaire (d'après AHSAN et KHA LEQUZZAMAN, 1982). H.R. = 75 % (solution saturée NaCl).

	Température (°C)					
	20	25	30	35		
Nombre de stades larvaires	6	5	6	5	6	Pas de développement
Durée de la vie larvaire (jours)	36,4	17,1	19,5	14,9	2,7	

Les tableaux 4 et 5 mentionnent les résultats obtenus par UEMATSU (1986), au Japon, après élevage de l'espèce sur feuilles d'*Hibiscus mutabilis* L., à différentes températures et photopériodes.

TABLEAU 4
Influence de la température sur la durée (en jours) des différents stades de développement (d'après UEMATSU, 1986).

	Température (°C)					
	17,5	20	22,5	25	27,5	30
Stades de développement :						
oeuf	9	7	5	3	3	3
larve	33	25,5	17	14	11	11
prénymphe	6	4,5	3	2	2	2
nymph	25	18	11	9	8	7
Durée totale	73	55	36	28	24	23

L'insecte est élevé sur feuilles d'*Hibiscus mutabilis* L.

TABLEAU 5
Influence de la photopériode sur la durée (en jours) des différents stades de développement (d'après UEMATSU, 1986).

Photopériode	Oeuf	Larve	Prénymphe	Nymphe	% Diapause (3)
8h J ⁽¹⁾ - 16h N ⁽²⁾	7	32	94	19	100
10h J - 14h N	7	29	89	17	100
12h J - 12h N	7	31	54	15	100
14h J - 10h N	7	25-28	4-14	19	14,3

L'insecte est élevé sur feuilles d'*Hibiscus mutabilis* L.

(1) J : jour

(2) N : nuit

(3) Les individus dont la durée du stade prénymphe vaut plus du double de la durée normale (4,5 jours à 20 °C) sont considérés comme en diapause.

Les oeufs se développent à des températures comprises entre 15°C et 35°C. La période d'incubation diminue quand la température s'élève. A la température de 35°C, les larves meurent après éclosion. Le nombre de stades larvaires peut être de 5 ou 6, pour des températures de 25 à 30°C. La durée totale de la vie larvaire est plus longue à faible température.

La photopériode agit essentiellement sur la durée du stade prénympe. Un résultat important de l'étude de UEMATSU (1986) est qu'une période nocturne journalière supérieure à 10 h semble induire la diapause chez la prénympe.

A l'exception de ces études, la durée totale du cycle biologique de l'oeuf à l'adulte est donnée dans la littérature sans précisions particulières. Selon les pays, elle varie de 21 à 53 jours (tabl. 6).

TABLEAU 6
Durées (en jours) des différents stades de développement de *S. derogata* et du cycle biologique total.

Pays	Durée du stade			Durée totale du cycle	Références bibliographiques
	Oeuf	Larve	Nympe		
Chine		22	8		LI, 1933
Inde	2,5-3,5	18-19	7-9	27,5-31	MAXWELL-LEFROY, 1908 SEN, 1923
	4-5	2 à 5 semaines	1 semaine		
	2-6	15-20	6-12	23-38	NANGPAL, 1948
	2,5-3,5	17-22(*)	6-12	25,5-37,5	LAL et CHOOTEY-SINGH, 1951
	2,5-6	12-24(**)	6-12	20,5-42	NARAYANAN, 1962
	2-6	15-35	6-12	23-53	SOHI, 1964
	2-4	18-20	5-6	25-30	OHAWAN <i>et al.</i> , 1979
Pakistan	4-6	12-16	5-8	21-30	GHANI, 1960
Philippines	2-3	14-16	6-7	22-26	OTANES et BUTAC, 1935
A.O.F.	5-8	17-24	6-9	28-41	MONTEIL, 1934
Malawi	3-6	17-29	6-18	26-53	MASON, 1915
	3-5	15-18	5-13	23-46	SWEENEY, 1956
	3-4	17-21	9-12	32-37	SWEENEY, 1962
Mali	5-10	16-29	5-10	29-49	VAYSSIERE et MIMEUR, 1925
Tchad	4-7	15-20	7-9	26-36	CADOU, 1948
Zaïre		16-29	10	30-50	SOYER, 1935

(*) dont 2-4 prénympe

(**) dont 2-4 prénympe

La durée du stade adulte varie de 5 à 14 jours (VAYSSIERE et MIMEUR, 1925 ; MONTEIL, 1934 ; MORIYAMA, 1939 ; LEGALL, 1947 ; SWEENEY, 1956 ; DHAWAN *et al.*, 1979 ; DINDHSA *et al.*, 1980).

Selon SRIVASTAVA et BHATNAGAR (1960), trois générations peuvent se succéder, mais la plupart des auteurs mentionnent quatre à six générations annuelles.

Influence de la date de semis

Des semis précoces provoquent une incidence plus grande des attaques de *S. derogata* (HANCOCK, 1927 ; LAL et CHOOTEY SINGH, 1951 ; PEARSON, 1958 ; SIDHU et DHAWAN, 1979). Cependant, MONTEIL (1934) rapporte que la date de semis ne semble pas avoir d'influence sur l'importance de l'attaque. En fait, l'espèce est attirée par les plants proches de leur taille maximale et au feuillage encore jeune et tendre (PEARSON, 1958). La présence de plants favorables à la ponte dès l'émergence des adultes après la diapause larvaire, pourra entraîner un développement ultérieur important de l'espèce.

Influence de l'apport de fumure

Des apports importants d'azote (sulfate d'ammonium) favorisent le développement de l'espèce (LAL et CHOOTEY SINGH, 1953), ce qui peut s'expliquer par le développement végétatif plus important des cotonniers.

Influence de l'espèce ou de la variété-hôte

La mesure de la "sensibilité" d'une espèce ou d'une variété-hôte du ravageur est réalisée par différents auteurs par comptage du nombre de feuilles enroulées, de plants attaqués ou de larves présentes sur un nombre déterminé de plants, et par comparaison à une espèce ou variété témoin.

Avec de telles méthodes d'observations, il a été possible de mettre en évidence des différences de sensibilité aux attaques de *S. derogata*, selon l'espèce ou la variété cultivée (HAQ *et al.*, 1961).

Ainsi au sein du genre *Gossypium*, l'espèce *G. hirsutum* est plus sensible que les espèces *G. arboreum* L. et *G. barbadense* L. (LAL et CHOOTEY SINGH, 1953 ; DATTA, 1973 ; SIDHU et DHAWAN, 1979).

Les différences observées au niveau des variétés d'une même espèce sont à relier aux caractères morphologiques des feuilles. L'importance de la morphologie générale de la feuille est évoquée dans le cas du genre *Gossypium* par THIMMAIAH *et al.* (1975).

Dans le cas de *G. arboreum*, les variétés ayant des feuilles à lobes étroits sont moins enroulées que celles, plus larges, d'autres variétés (CHEO, 1943). BARLOW (1900) signale que les cotonniers à feuilles glabres sont souvent entièrement défoliés. Fait contradictoire, en Côte d'Ivoire, les attaques les plus importantes sont observées sur les variétés à forte pilosité de l'espèce *G. barbadense* (ANGELINI, 1953).

Une étude fine réalisée par MAHAL *et al.* (1980) sur *A. esculentus* a montré qu'une forte densité de poils semblait favoriser la ponte des femelles du Lépidoptère.

Des critères biochimiques gustatifs interviennent également au niveau des feuilles. HAQ *et al.* (1961) notent ainsi l'absence de dégâts sur des variétés de cotonniers infestées artificiellement par des chenilles de *S. derogata* mais non attaquées par celles-ci dans les conditions naturelles.

Nature et action des ennemis naturels

• Prédateurs

Les principaux prédateurs signalés dans la littérature sont des insectes et des oiseaux.

Parmi les premiers, KATIYAR *et al.* (1976) mentionnent le Coléoptère *Chlaenius bioculatus* Chaud., prédateur au champ de *Sylepta* spp. et employé de façon expérimentale contre *S. derogata*. FORSYTH (1966) cite le Coccinellidae *Cheilomenes vicina* Mulsant. Parmi les Heteroptera, PEARSON (1958) rapporte que le Pentatomidae *Macroraphis acuta* Dall. est prédateur de l'espèce au Malawi. Des Pentatomidae et une espèce de Reduviidae (photos 8 à 10) sont observées au Tchad et au Togo (LE GALL, 1947 ; SILVIE, non publié) : l'activité de prédation peut s'exercer sur le stade nymphal et dans ce cas, l'insecte perfore la feuille avec son rostre pour atteindre l'hôte (photo 9).

Dans ces mêmes pays, plusieurs espèces d'Hyménoptères Eumenidae recherchent activement les chenilles dans les feuilles enroulées (photos 11 et 12). Le limbe est découpé par l'insecte à l'aide de ses mandibules, puis la larve est extraite, paralysée par piqûre et emportée (photo 13). La réduction des populations du ravageur par cette action n'est pas quantifiée, mais certainement non négligeable les années de fortes infestations.

Dans le cas des oiseaux, HUSAIN et BHALLA (1937) observent la présence de larves, et dans certains cas très rares, d'adultes de *S. derogata*, dans l'estomac de 36 espèces différentes. L'action du Sturnidae *Sturnus vulgaris humii* Brooks est estimée par ces auteurs à une consommation de 162 insectes par jour.

• Parasitoïdes

L'espèce *S. derogata* est l'hôte de nombreuses espèces d'insectes parasitoïdes. Des listes partielles ou des recensements concernant un pays ont été établis par plusieurs auteurs (LI, 1933 ; THOMPSON, 1947 ; RISBEC, 1950 ; LAL et CHOOTEY SINGH, 1951 ; PEARSON, 1958 ; GHANI, 1960 ; NARAYANAN, 1962 ; RAWAT et MODI, 1970 ; ROBERTSON, 1973 ; SIDHU et DHAWAN, 1977 ; REHANA HABIB et MOHYUDDIN, 1981 ; ODEBIYI, 1982).

D'autres chercheurs ont présenté des études taxonomiques sur des familles de parasitoïdes dans lesquelles certaines espèces sont liées à *S. derogata* (WATERSTON, 1915 ; VAYSSIÈRE et MIMEUR, 1925 ; FERRIÈRE, 1931 ; NIXON, 1941 ; DE SAEGER, 1943 ; BENOIT, 1949 ; KERRICH, 1973 ; BOUCEK, 1976 ; PRINSLOO, 1979).

L'effet du parasitisme par **Apanteles sagax** Wilkinson sur le comportement de nutrition des chenilles a été étudié par DUODU et ANTOH (1984).

Le tableau 7 donne l'ensemble des espèces signalées dans la littérature, ainsi que le pays où elles sont trouvées. Lorsqu'une espèce n'est citée qu'une fois, les références bibliographiques sont précisées.

Ce tableau comprend des parasitoïdes primaires, Diptères Tachinidae, Hyménoptères Braconidae, Ichneumonidae, issus de larves ou de nymphes ainsi que des espèces hyperparasites, Hyménoptères appartenant aux familles des Ceraphronidae, Elasmidae, Encyrtidae, Eulophidae, Ichneumonidae et Perilampidae. A l'intérieur d'un même pays, le nombre d'espèces de parasitoïdes peut être très important. Au Tchad, SILVIE *et al.* (1989) recensent 21 espèces de parasites primaires et 10 espèces d'hyperparasites. Au Pakistan, GHANI (1960) relève la présence de 11 espèces de parasitoïdes.

Les espèces identifiées en Asie et en Afrique sont les suivantes : **Apanteles syleptae** Ferrière (Braconidae), **Elasmus brevicornis** Gahan (Elasmidae), **Eurytoma syleptae** Ferrière (Eurytomidae), **Xanthopimpla punctata** (Fabricius) (Ichneumonidae) et **Perilampus microgastris** Ferrière (Perilampidae).

Au sein d'un même genre, des espèces différentes sont reconnues sur les deux continents. Une soixantaine et une quarantaine d'espèces sont respectivement signalées en Afrique et en Asie.

Ces remarques laissent à penser que l'espèce **S. derogata** pouvait se trouver en Afrique, sur des plantes sauvages du genre **Gossypium** ou d'autres Malvacées, avant l'introduction de la culture cotonnière.

Des confirmations d'identifications sont, cependant, nécessaires sur les deux continents, et la liste des insectes-hôtes des parasitoïdes recensés doit être établie avec précision.

La biologie des parasitoïdes est généralement peu connue. DE SAEGER (1942) a étudié les moeurs des Braconidae du genre **Apanteles**. Les parasitoïdes employés expérimentalement, **Trichospilus pupivora** Ferrière (Eulophidae) et **Bessa remota** Aldr. (Tachinidae) ont également fait l'objet de quelques travaux (JAYARATNAM, 1941 ; JAYANTH et NAGARKATTI, 1984).

Dans les pays africains, les parasitoïdes les plus faciles à repérer au champ sont les Braconidae **Apanteles syleptae** et **A. sagax**. Dans le cas de cette dernière espèce, les nombreuses larves sont visibles par transparence à travers le tégument de la chenille-hôte à la fin de leur évolution (photo 14). Puis elles quittent l'hôte (photo 15) et chacune d'elle tisse un cocon blanc dans lequel s'opèrera la nymphose. L'espèce **A. sagax** est donc repérable aisément par la présence dans les feuilles enroulées d'amas de cocons blancs. Dans le cas de **A. syleptae**, un cocon isolé sera rencontré.

Les adultes des deux espèces ressemblent à de petites guêpes noires (photo 16). Ils recherchent les jeunes larves. Les cocons sont souvent rencontrés à côté du cadavre d'une chenille de 4^e stade larvaire. On peut donc penser que la recherche de l'hôte a lieu avant que celui-ci ne soit protégé dans la feuille enroulée, ce qu'infirme ODEBIYI (1982).

L'élevage des cocons prélevés au champ permet souvent de récolter de nombreux hyperparasites, mais ceux-ci peuvent être déjà présents dans l'hôte (chenille ou chrysalide) du parasitoïde primaire.

Les parasitoïdes de chrysalides, dont certains sont parfois présents dès le stade chenille, ont, selon les espèces, un comportement de recherche plus ou moins active. Plusieurs espèces du genre **Brachymeria** (Chalcididae) sont recensées (photo 17). Dans le cas de **Xanthopimpla punctata** (Ichneumonidae) et **Megagathis** sp. (Braconidae), les parasitoïdes sont fortement attirés par les feuilles enroulées qui contiennent une chrysalide (photo 18). La ponte se fait dans l'hôte directement à travers la feuille, grâce à la tarière de la femelle (photo 19).

L'impact des parasitoïdes sur les populations de **S. derogata** a été particulièrement étudié au Nigeria par ODEBIYI (1982) et au Tchad par SILVIE (1989c).

Les valeurs relevées dans la littérature font état de pourcentages de parasitisme primaire, variables entre 0,6 et 18% pour les chenilles et 12,5 à 36,4% pour les chrysalides. Les pourcentages d'hyperparasitisme observés au Pakistan (GHANI, 1960) et au Tchad (SILVIE, 1989c) sont élevés : 56,7% et 46,5% respectivement.

TABLEAU 7

Liste des insectes parasitoïdes de *S. derogata*

Famille, genre, espèce	Pays	Références bibliographiques (1)
TACHINIDAE		
<i>Bessa</i> (= <i>Ptychomia</i>) <i>remota</i> Aldr.	Malaya, Burma, Inde, Java	
<i>Cadurcia</i> (= <i>Sturmia</i>) <i>auratocauda</i> (Curran)	Nigeria, Ghana	
<i>Exorista</i> sp.	Tchad	SILVIE <i>et al.</i> , 1989
<i>Exorista fallax</i> Meigen	Sénégal	
<i>Spoggosia</i> (<i>Stomatomyia</i>) <i>bezziana</i> (Bar.)	Inde (expérimental)	RAO, SUDHA RAO, 1964
BRACONIDAE		
<i>Apanteles</i> sp.	Inde, Pakistan, Tanzanie Malawi, Nigeria, Ghana, Tchad	
<i>A. bredoi</i> De Saeger	Zaire	RISBEC, 1950
<i>A. derogata</i> Watanabe	Corée, Chine du Nord	WATANABE, 1935
<i>A. diparopsidis</i> Lyle	Malawi	PEARSON, 1958
<i>A. eucosmae</i> Wilkinson	Zaire	DE SAEGER, 1942
<i>A. opacus</i> (Ashmead)	Chine	CHU, 1935
<i>A. sagax</i> Wilkinson	Ghana, Nigeria, Tchad, Sénégal, Tanganyika, Ouganda Zaire, Malawi, Cameroun	
<i>A. significans</i> Wilkinson	Pakistan	GHANI, 1960
<i>A. stantoni</i> (Ashmead)	Malaya	CORBETT, MILLER, 1933
<i>A. syleptae</i> Ferriere	Nigeria, Tchad, Cameroun Sénégal, Tanganyika, Niger, Pakistan	
<i>A. xanthostigma</i> (Haliday)	Ouganda	HANCOCK, 1927
<i>Bracon</i> sp.	Niger, Sénégal, Cameroun	
<i>Bracon bipustulatus</i> Szépligéti	Zaire, Tanganyika, Cameroun, Tchad	
<i>B. greeni</i> Ashmead	Inde	NARAYANAN, 1962
<i>Bioria</i> sp.	Tanzanie	ROBERTSON, 1973
<i>Chelonus</i> sp.	Pakistan	GHANI, 1960
<i>Chelonus bifoveolatus</i> Szépligéti *	Cameroun, Tchad	JACQUEMARD (comm.pers.)
<i>Chelonus inanitus</i> Linné	Japon	THOMPSON, 1947
<i>Chelonus tabonus</i> Sonan	Chine	WATANABE, 1935
<i>Disophrys</i> sp.	Malawi	PEARSON, 1958
<i>D. lutea</i> (Brullé)*	Tchad	JACQUEMARD (comm. pers.)
<i>Megagathis</i> ? <i>costata</i> Brullé	Tchad	SILVIE <i>et al.</i> , 1989
<i>Meteoridea</i> (= <i>Benama</i>) <i>hutsoni</i> (Nixon)	Ceylan	NIXON, 1941

....

Famille, genre, espèce	Pays	Références bibliographiques (1)
<i>Meteoridea testacea</i> Granger	Tchad, Cameroun	
<i>Meteorus japonicus</i> Ashmead	Chine	CHU, 1935
<i>Meteorus testaceus</i> Szépligéti	Ghana	FORSYTH, 1966
<i>Microbracon</i> sp. <i>M. lefroyi</i> O et G. <i>M. recessus</i> Szépligéti <i>M. recinicola</i> Nyereria sp. <i>Phaenocarpa (Asobara)</i> sp.	Afrique Ouest, Soudan Inde Tanganyika Inde Tchad Cameroun	FLETCHER, MISRA, 1920 RITCHIE, 1929 NANGPAL, 1948 SILVIE <i>et al.</i> , 1989 JACQUEMARD, 1979
<i>Phanerotoma</i> sp.	Inde	NANGPAL, 1948
<i>Phanerotoma hendecasi-</i> <i>sella</i> Cameron	Inde, Pakistan	GHANI, 1960
CERAPHRONIDAE		
<i>Aphanogmus reticulatus</i> (Fouts)	Tchad	SILVIE <i>et al.</i> , 1989
<i>Calliceras</i> sp. <i>Ceraphron</i> sp. <i>C. braconiphaga</i> Ghesquière <i>C. fijiensis</i> Ferrière <i>C. vandenbrandei</i> Benoit	Zaïre Pakistan Sénégal Pakistan Zaïre	DE SAEGER, 1929 GHANI, 1960 RISBEC, 1950 GHANI, 1960 BENOIT, 1949
CHALCIDIDAE		
<i>Brachymeria</i> sp. <i>B. bottegi</i> Masi <i>B. citrea</i> (Steffan) <i>B. euploae</i> (Westw.) <i>B. feae</i> Masi <i>B. kassalensis</i> (Kirby) <i>B. lasus</i> (Walker)	Inde, Tchad, Cameroun Tanzanie, Tchad Cameroun, Tchad Inde Nigeria, Tchad Sénégal, Tchad Inde (expérimental) Inde	RAWAT et MODI, 1970 NARENDRAN et JOSEPH, 1976 MATHEW, 1980
<i>B. (= Chalcis) obscurata</i> (Walker) <i>B. olethria</i> (Waterston) <i>B. nephantidis</i> Gahan <i>B. reflexa</i> Steffan <i>B. tachardia</i> Cameron <i>Dirrhinus excavatus</i> Dalman	Chine, Fidji, Philippines Tanzanie, Cameroun, Tchad Inde Sénégal, Tchad Inde, Pakistan Sénégal	JOY <i>et al.</i> , 1978 RIBEC, 1950
ELASMIDAE		
<i>Elasmus</i> sp. <i>E. brevicornis</i> Gahan <i>E. flaviceps</i> Ferrière <i>E. indicus</i> Rohwer <i>E. johnstoni</i> Ferrière <i>E. philipinensis</i> Ashmead <i>E. senegalensis</i> Risbec <i>E. syleptae</i> Ferrière	Tchad Malaya, Java, Zaïre, Pakistan, Inde Sénégal, Soudan, Tchad Inde Pakistan Inde, Malaya, Philippines Sénégal Malawi	SILVIE <i>et al.</i> , 1989 RAMACHANDRA RAO et CHERIAN, 1927 GHANI, 1960 RISBEC, 1950 FERRIERE, 1929
ENCYRTIDAE		
<i>Paralitomastix sylleptae</i> Risbec <i>P. varicornis</i> (Nees)	Sénégal Afrique du Sud, Rhodésie, Sénégal	RISBEC, 1950
EULOPHIDAE		
<i>Chrysocharis sylleptae</i> Risbec	Sénégal	RISBEC, 1950

Famille, genre, espèce	Pays	Références bibliographiques (1)
<i>Entedon syleptae</i> Benoit	Zaïre	BENOIT, 1949
<i>Eutophus</i> sp.	Japon	RISBEC, 1950 <i>Nesolynx</i> (= <i>Synthomos-</i>
<i>Nigeria</i> , Zaïre, Malawi, <i>phyrum</i>) phaesoma	Soudan, Tchad	
(Waterston) (**)		
<i>Notanisomorphella</i> sp.	Tchad	SILVIE <i>et al.</i> , 1989
<i>Pediobius</i> sp.	Tchad, Philippines, Sénégal	
P. (= <i>Pleurotrophis</i>) <i>amaurocoelus</i> (Waterston) (***)	Tchad, Malawi, Zaïre	
<i>P. bruchicida</i> (Rondani)	Nigeria	ODEBIYI, 1982
<i>P. furvum</i> (Gahan)	Sénégal	RISBEC, 1950
<i>P. parvulus</i> (Ferrière)	Pakistan	GHANI, 1960
<i>P. nigripes</i> Waterston	Zaïre	BENOIT, 1949
<i>Stenomiesius nigromacula-</i> <i>tus</i> Risbec	Sénégal	RISBEC, 1950
<i>Trichospilus pupivora</i> Ferrière	Inde (expérimental)	ANANTANARAYANAN, 1934
EUPELMIDAE		
<i>Eupelmus soudanensis</i> Ferrière	Sénégal, Niger	
EURYTOMIDAE		
<i>Eurytoma braconidis</i> Ferrière	Cameroun, Zaïre	
<i>E. syleptae</i> Ferrière	Pakistan, Tchad, Sénégal, Sierra-Léone, Zaïre	
<i>Eurytoma</i> sp. nov. ? (dubitans)	Zaïre	BENOIT, 1949
ICHNEUMONIDAE		
<i>Camptotypus</i> (= <i>Hemipimpla</i>) <i>trifasciatus</i> Szépligéti (*)	Tchad	JACQUEMARD, comm.pers.
<i>Charops</i> sp.	Nigeria	ODEBIYI, 1982
<i>Charops spinatarsis</i> Cameron (*)	Tchad	JACQUEMARD, comm.pers.
(= <i>tegaris</i> Szépligéti)		
<i>Cremastus</i> (<i>Trathala</i>) sp.	Inde	RAWAT et MODI, 1970
<i>Enicospilus atricornis</i> Morley	Inde, Ceylan	
<i>Echthromorpha</i> sp.	Tchad	SILVIE <i>et al.</i> , 1989
<i>Goryphus</i> (= <i>Melcha</i>) <i>nursei</i> Cameron	Inde, Pakistan	THOMPSON, 1947
<i>Hemipimpla vipioïdes</i> Brues	Tanzanie	ROBERTSON, 1973
<i>Mesochorus</i> sp.	Inde, Pakistan	
<i>Microtoridea lissonata</i> Viereck	Mysore, Inde	
<i>Pimpla</i> (= <i>Epiurus</i>) <i>persimilis</i> Ashmead	Chine	UCHIDA, 1985
<i>Stictopisthus africanus</i> Ferrière	Zaïre, Tchad, Niger, Sénégal	
<i>Venturia</i> ? <i>canescens</i> (Gravenhorst)	Tchad	SILVIE <i>et al.</i> , 1989
<i>Venturia maynei</i> Cameron	Cameroun	NONVEILLER, 1984
<i>Venturia</i> n. sp.	Cameroun	NONVEILLER, 1984
<i>Xanthopimpla</i> sp.	Nigeria, Sénégal, Inde	
<i>X. punctata</i> (Fabricius) (= <i>Neopimpla</i> <i>loides syleptae</i>) Viereck)	Tchad, Nigeria, Mysore, Chine, Formose, Inde, Pakistan, Japon, Malaya, Ceylan, Java, Philippines, Singapour, Sumatra, Bornéo.	
PERILAMPIDAE		
<i>Perilampus</i> sp.	Tchad	VAISSAYRE et RENO, 1978
<i>P. microgastris</i> Ferrière	Pakistan, Tchad	

(1) Les références bibliographiques sont données lorsque l'espèce n'est mentionnée qu'une fois.

(*) Identification : d'Aguilar

(**) Connu sur autres hôtes au Sénégal, Côte d'Ivoire, Ouganda, Kenya, Tanzanie, Inde, Transvaal (Afrique du Sud).

(***) Connu sur autres hôtes au Nigeria, Ghana, Kenya, Tanzanie, Egypte.

Ces forts pourcentages pourraient expliquer le fait que le parasitisme primaire ne présente pas de valeurs plus élevées les années de fortes infestations par **S. derogata**. Par ailleurs, au Nigéria, LAMBORN a dès 1914 signalé l'absence de limitation des populations du ravageur par les parasites recensés dans ce pays. Cependant, les parasites du genre **Apanteles** peuvent être rencontrés très tôt en saison, sur des chenilles se nourrissant sur **U. lobata**, dans les jachères, et exercer ainsi un certain rôle de régulation (SILVIE, non publié).

• Pathogènes

Très peu de pathogènes ont été isolés dans les conditions naturelles. La bactérie **Bacillus subtilis** (Cohn) Broznowski est isolée par JACOB *et al.* (1982) à partir de cadavres de chenilles récoltées sur **A. esculentus**, en Inde. Des chenilles saines peuvent être infectées expérimentalement, après ingestion de feuilles trempées dans une suspension de spore de ce bacille. Les trois premiers stades larvaires sont les plus sensibles (mortalité de 100%).

Une virose nucléaire est signalée au Tchad (BRADER *et al.*, 1968).

La pyrale a été également employée comme insecte-hôte dans des études de spécificité de champignons entomopathogènes. KURUVILLA et JACOB (1980) rapportent que le champignon imparfait **Paecilomyces farinosus** (Dickson ex Fries) infecte les chenilles de **S. derogata** alors que BEEVI et JACOB (1982) signalent l'espèce **Fusarium moniliforme** (Sheldon) Sn. et H. var. **subglutinans** Wollenw.

Usage intensif des insecticides

FADARE (1980) est le seul à préciser que l'emploi intensif des insecticides provoque une réduction du nombre des ennemis naturels de l'espèce, qui peut être à l'origine du statut actuel du ravageur.

LUTTE CONTRE S. DEROGATA

Lutte chimique

• Travaux réalisés et méthodes employées

Au champ, l'efficacité de différentes matières actives appartenant aux familles chimiques des organochlorés, organophosphorés et carbamates a été mesurée par plusieurs auteurs, surtout en Inde (LAL et CHOOTEY SINGH, 1953 ; PATEL et PATEL, 1962 ; SAXENA *et al.*, 1972 ; BALRAJ SINGH *et al.*, 1973 ; AGARWAL et KATIYAR, 1974 ; DHAWAN *et al.*, 1979 ; SIDHU et DHAWAN, 1979 ; FADARE, 1980 ; YEIN, 1981 ; YEIN et BARTHAKUR, 1985 ; ZAMMAN, 1985).

Au laboratoire, TEOTIA et UPADHYAY (1969) ont réalisé une étude de D.L.50 avec la méthode de la tour de Potter.

L'expérimentation réalisée par l'IRCT au cours des années 1981 à 1987 au Bénin, Cameroun, Côte d'Ivoire, Sénégal, Togo et plus particulièrement au Tchad a concerné essentiellement l'emploi de pyréthrianoïdes, utilisés seuls ou associés à un organophosphoré (SILVIE, 1989b).

Les méthodes de mesure d'efficacité pratiquées par les auteurs anglophones et les chercheurs de l'IRCT sont différentes.

Pour les premiers, les doses de matières actives épandues sont exprimées en % et la mesure d'efficacité se fait selon deux méthodes :

- Observations au champ : n plants sont choisis au hasard dans chaque parcelle et on relève, avant et après traitement(s), le nombre de plants attaqués, le nombre de feuilles enroulées ou non, le nombre de feuilles contenant des chenilles vivantes ou mortes après traitement. Un pourcentage de réduction de la population initiale est calculé ;

- Observations au laboratoire : 10 à 75 chenilles sont prélevées au champ, dans chaque parcelle, après traitement puis alimentées avec des feuilles traitées provenant de la parcelle de récolte des insectes. La mortalité des larves est notée.

L'observation et/ou le prélèvement des larves sont parfois effectués à plusieurs instants (1 h, 3 h, 24 h, 1 semaine ou 1 mois après traitement) et certains auteurs distinguent un effet-choc et un effet rémanence des matières actives (SIDHU et DHAWAN, 1979).

Dans l'expérimentation IRCT, les doses appliquées sont exprimées en g de matière(s) active(s) par hectare et par traitement. L'efficacité des insecticides est mesurée de façon indirecte, puisqu'on ne dénombre pas les chenilles mortes après le traitement mais celles qui sont vivantes, ou encore le nombre de plants attaqués au cours de la saison cotonnière. Cette méthodologie permet de noter l'efficacité de la protection réalisée dans les conditions standards (5 à 6 traitements espacés de 14 jours) avec des émulsions concentrées, différentes des formulations employées dans les conditions paysannes, mais qui permettent de définir des doses d'emploi immédiatement vulgarisables.

• Matières actives employées et résultats acquis

Aux premiers insecticides recommandés, arséniate de Pb ou de Ca en solution savonneuse, vert de Paris, ont succédé des matières actives de la famille des organochlorés (BHC, DDT, endrine) et des organophosphorés (méthyl-parathion, méthyl-azinphos).

Dans la protection des cotonniers actuellement pratiquée en Afrique au sud du Sahara, le ravageur **S. derogata** ne fait pas l'objet de traitements insecticides particuliers. Il est généralement bien maîtrisé par les matières actives employées contre les ravageurs principaux. Le plus souvent, une association binaire pyrèthrinolde-organophosphoré est appliquée dans un programme calendaire dont la fréquence de traitement est de 14 jours, commençant dès l'apparition des premiers boutons floraux (CAUQUIL, 1985).

Le tableau 8 donne la liste des matières actives éprouvées par l'IRCT (le plus souvent en associations) et les doses d'emploi préconisées pour lutter contre le ravageur. Il est reconnu que l'adjonction de certains organophosphorés comme le profénofos, le chlorpyrifos-éthyl, le monocrotophos et surtout le triazophos (dès la dose de 100 g/ha/traitement) permet de renforcer l'action du pyrèthrinolde (SILVIE, 1989b).

Cependant, des observations très récentes au Sénégal ont montré que des attaques sérieuses ont eu lieu même sur des parcelles protégées de façon hebdomadaire par de la deltaméthrine à 10 g/ha/traitement (DIONGUE, 1988). Cette observation est en contradiction avec les résultats de YEIN et BARTHAKUR (1985). Ces auteurs citent en effet comme pyrèthrinoldes les plus efficaces le fenvalérate, la perméthrine et la deltaméthrine. En revanche, DAMOTTE (1979) a signalé une certaine faiblesse de la cyperméthrine de 20 à 85 g/ha. Dans certains pays, l'insecte paraît atteindre un statut de ravageur important (ONU, 1989).

Dans de tels cas, les raisons de l'inefficacité des matières actives employées peuvent être diverses, notamment de mauvais traitements (DELATTRE, 1979). Elles demeurent encore inconnues. Une attention particulière doit être accordée à ce ravageur dans les années à venir.

Comme alternative à l'emploi des pyrèthrinoldes, l'endosulfan (organochloré) pourrait s'avérer une molécule intéressante dans la lutte contre **S. derogata**, à la dose de 500 g/ha/traitement (SILVIE, 1989a). Cette substance présente en outre l'avantage d'être peu active sur les parasitoïdes de l'espèce (SIDHU et DHAWAN, 1977).

Lutte biologique

L'expérimentation au champ a été réalisée dans de très rares cas.

L'effet de la bactérie **Bacillus thuringiensis** Berliner (souche HD 1) a été évalué expérimentalement au laboratoire et au champ, sous forme de poudre mouillable, par TAYLOR (1974), sur cultures d'**H. esculentus**. Un effet satisfaisant est noté au champ, qui confirme les résultats obtenus au laboratoire.

L'expérimentation de l'IRCT a été menée au champ avec les sérotypes suivants : 3a3b (Bactospéine, origine Biochem) au Togo (GUILLAUMONT et SOGNIGBE, 1981), 1, 3a3b et 7 au Cameroun (même origine), 7 au Tchad (ASPIROT et MENOZZI, 1984). La bactérie était employée seule ou associée à des suspensions virales ou à une faible dose de deltaméthrine (au Tchad). Une protection satisfaisante contre **S. derogata** est enregistrée avec les sérotypes 3a3b et 7, employés seuls (JACQUEMARD, 1982 ; comm.pers.).

TABLEAU 8
Doses d'emploi, efficacité et toxicité des matières actives éprouvées dans les essais de l'IRCT
contre *S. derogata* (d'après SILVIE, 1989 b).

Matières actives	Doses d'emploi (g/ha/traitement)	Efficacité : + bonne - mauvaise ? à vérifier	Toxicité DL 50 orale (rat) mg/kg
PYRETHRINOIDES			
Alpha cyperméthrine	15-24	+	79
Bêta cyfluthrine	12	?	
Bifenthrine	15-30	+	54,5
Cyfluthrine	18-24	+	590
Cyperméthrine (40% Isomère CIS)	36	+	251
Cyperméthrine «high CIS» (85 % isomère CIS)	24-36	+	79
Deltaméthrine	10-15	+	128
Esfenvalérate	25-30	+	325
Fenvalérate	50	+	451
Flucythrinate	54	?	
Lambda cyhalothrine	15-18	+	79
ORGANOCHLORES			
Dicofol	375-480	-	809
Endosulfan	500	+	50-110
CARBAMATES			
Carbosulfan	450-600	-	209
Pyrimicarb	150	-	147
Thiodicarb	800	+	66-120
ORGANOPHOSPHORES			
Acéphate	1000	-	945
Azinphos-méthyl	1000	?	20
Carbophénouthion	360	-	30
Chlorfenvinphos	500	?	10-39
Chlorpyriphos-éthyl	250-300	+	135-163
Chlortiophos	350	-	7,6-13
Dichlorvos	500	+	80
Diméthoate	250-300	-	250
Ethion	480-650	?	96-208
Fénitrothion	300	?	250-500
Fenthion	500	?	190-315
Isophenphos	300	?	38,7
Isoxathion	200	?	112
Leptophos	500	?	59
Métamidophos	300	+	30
Méthidathion	300-500	?	25-54
Monocrotophos	200-300	+	13-21
Naled	420	?	430
Ométhoate	300	?	50
Phosmet	250	?	230
Phosphamidon	300-500	-	17
Profénofos	300	+	358
Prothiophos	400	?	925-966
Pyridaphenthion	400-450	?	769
Thiométhon	250-300	-	120-130
Triazophos	100-250	+	82
AUTRES FAMILLES CHIMIQUES			
Cyhexatin	500	-	540

Des lâchers de **Tetrastichus israeli** (MANI et KURIAN), parasites de chrysalides, ont été réalisés au Cameroun, mais l'entomophage n'a pas été retrouvé (RENOU, 1983). L'introduction de parasitoïdes de l'espèce soulève, par ailleurs, le problème du risque d'importation des hyperparasites, risque déjà évoqué par BREDO (1934).

Autres méthodes

Un certain nombre d'autres méthodes peut être cité, bien que d'emploi difficile.

• L'échenillage

La récolte des feuilles enroulées et leur destruction est une mesure efficace. En Inde, HUSAIN et BHALLA (1937) ont ainsi récolté 4000 larves sur 17 m². Les chiffres donnés par VAYSSIÈRE et MIMEUR (1925) sont de 7081 larves et 2120 nymphes sur 18,5 ha. Mais cette récolte fastidieuse a également pour effet d'éliminer les cocons de parasitoïdes (DE SAEGER, 1937).

• Le piégeage

LI (1933) et SOYER (1935) suggèrent l'emploi de pièges lumineux pour capturer et détruire les adultes. VAYSSIÈRE et MIMEUR (1925), DE SAEGER (1937) ou RIPPER et GEORGE (1965) préconisent l'emploi de plantes-pièges du genre **Hibiscus**, comme **H. esculentus**, mais ces plantes sont consommées par les populations humaines et ne peuvent être détruites après le piégeage de l'insecte.

• Les méthodes culturales

Avant la culture, le labour est recommandé afin de détruire les larves en diapause dans le sol. Après la récolte, l'irrigation et le labour des champs infestés par l'insecte sont conseillés par NARAYANAN (1962) et BUTANI (1973) en Inde.

Hormis **A. esculentus**, la destruction des plantes secondaires hébergeant l'insecte avant la culture cotonnière est recommandée ainsi qu'un bon entretien des cultures (sarclages). LI (1933) et SOYER (1935) recommandent un semis précoce, mais cette mesure est en contradiction avec les observations faites sur l'influence de la date de semis.

• L'épandage d'extraits végétaux

L'application d'extraits à base de plantes, comme le neem (**Azadirachta indica** A. Juss), essayée au Togo avec des résultats positifs par ADHIKARY (1984) semble être une voie d'avenir intéressante.

L'emploi de certaines de ces méthodes, en liaison avec un usage approprié de la lutte biologique et des insecticides chimiques permettant le respect maximum des ennemis naturels, pourrait faire l'objet d'études conduisant à une bonne maîtrise du ravageur par la voie intégrée.

Remerciements

Les photographies sont de P. SILVIE, à l'exception des photos 14 et 15 de D. BORDAT.

Nous remercions Mr. R. DELATTRE pour ses observations et remarques judicieuses.

Nous remercions Mr. H.P. ABERLENC (Laboratoire de Faunistique du CIRAD) pour la réalisation de la figure 1 et Mmes J. MONTGOMERY et N. PUCH (Service de Documentation de l'IRCT) pour leur contribution très efficace à la collecte des références bibliographiques.

PLANCHES PHOTOGRAPHIQUES

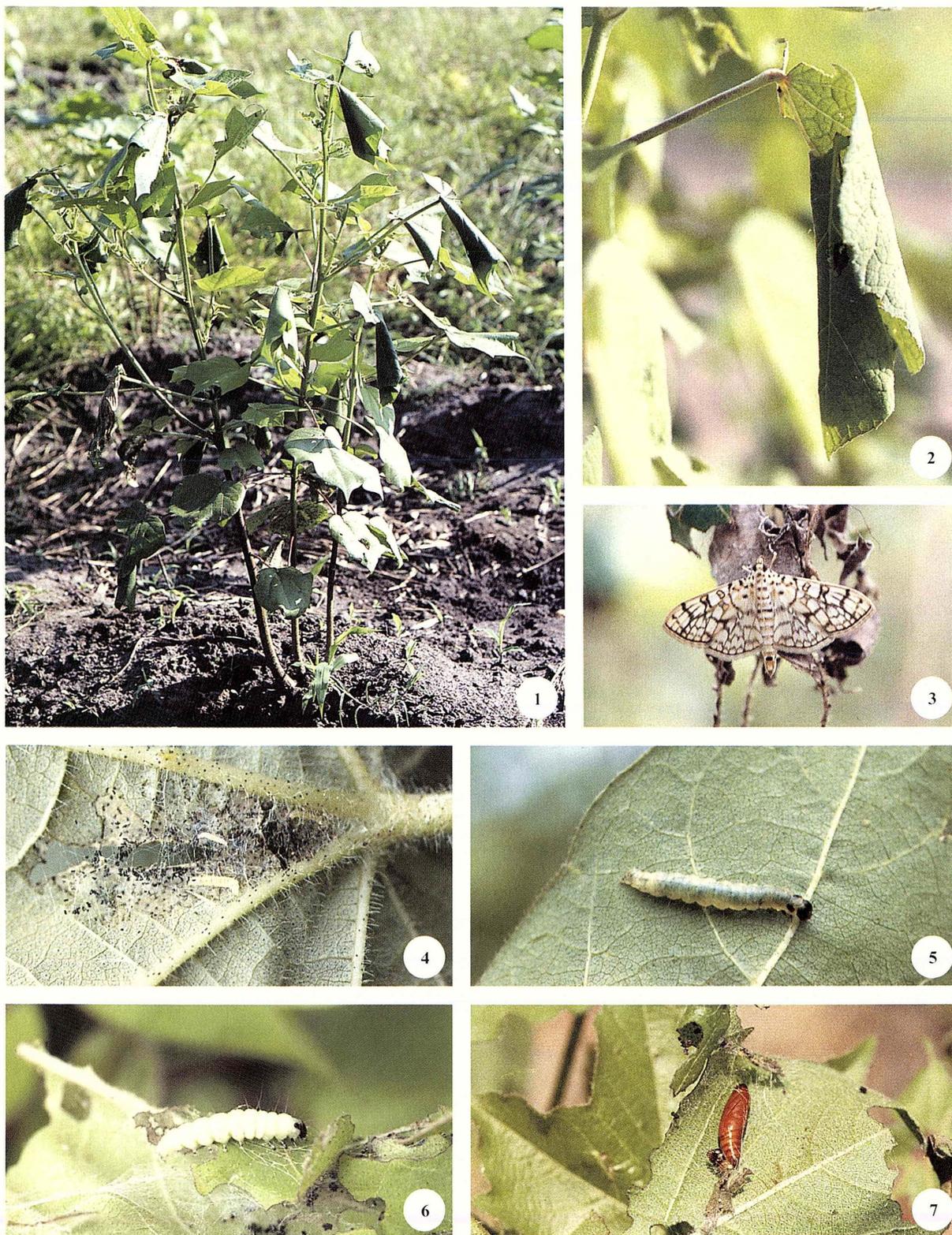


Planche I — Présentation de l'insecte *S. derogata* et de ses dégâts.

Cotonnier à feuilles enroulées par les chenilles (photo 1) ; feuille d'*Urena lobata* enroulée (photo 2) ; Imago (photo 3) ; jeunes larves s'alimentant près du pétiole (photo 4) ; larve de dernier stade (photo 5) ; prénymphe (= prepupal stage) (photo 6) ; nymphe (photo 7).

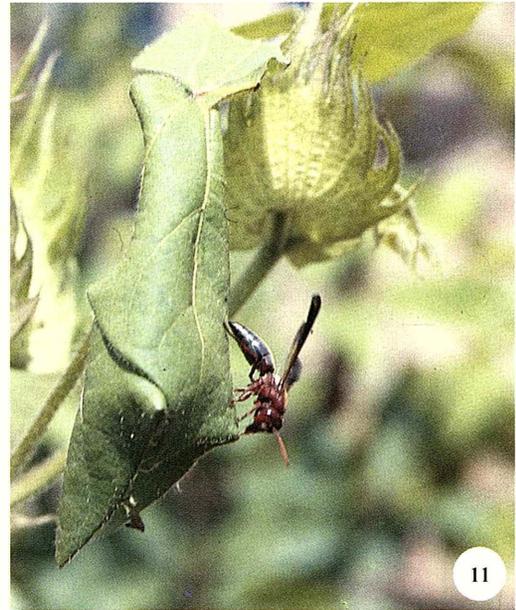
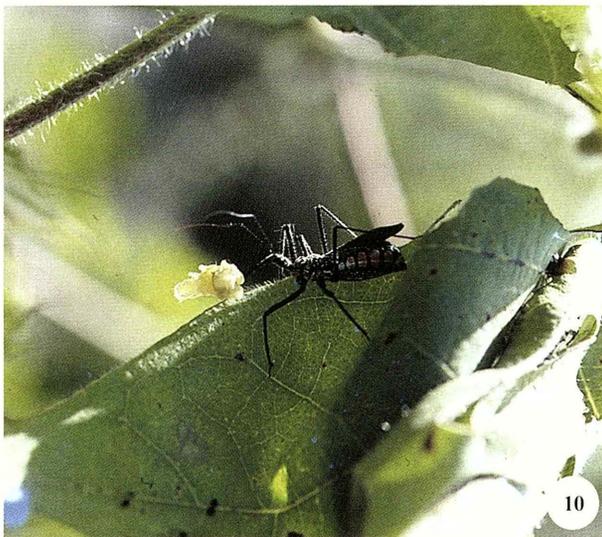


Planche II — Insectes prédateurs de *S. derogata*.

Pentatomidae adulte (photo 8) et larve (photo 9) ; Reduviidae (photo 10) ; Eumenidae (photos 11 à 13)



Planche III — Insectes parasites de *S. derogata*.

Larves d'*Apanteles sagax* (Braconidae) visibles à travers le tégument de la chenille parasitée (photo 14 D - BORDAT) ; sortie des larves *A. sagax* (photo 15 - D. BORDAT) ; adulte d'*Apanteles syleptae* (photo 16) ; adulte de *Brachymeria* sp. (Chalcididae) (photo 17) ; adultes de *Megagathis* sp. (Braconidae) et *Xanthopimpla punctata* (Ichneumonidae) (photos 18 et 19).

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- ADENUGA, A.O., 1971. Field insecticide trials for the control of insect pests of okra, **Hibiscus esculentus**. *Trop. Sci.*, 13, 3, 175-185.
- ADHIKARY, S., 1984. Results of field trials to control common insect pests of okra, **Hibiscus esculentus L.**, in Togo by application of crude methanolic extracts of leaves and seed kernels of the neem tree, **Azadirachta indica** A. Juss. *Zeitsch. Angew. Entomol.*, 98, 4, 327-331.
- AGARWAL, R.A. ; KATIYAR, K.N., 1974. Control of cotton leaf-roller (**Sylepta derogata** Fab.). *Cot. Dev.*, 3, 4, 20.
- AHSAN, M.F. ; KHALEQUZZAMAN, M., 1982. The influence of temperature on the larval development of **Sylepta derogata** Fab. (Lepidoptera : Pyralidae). *Bangladesh J. Zool.*, 10, 2, 131-136.
- ANANTANARAYANAN, K.P., 1934. On the bionomics of a Eulophid (**Trichospilus pupivora**, Ferr.) a natural enemy of the coconut caterpillar (**Nephantis serinopa**, Meyr.) in South India. *Bull. Entomol. Res.*, 25, 55-61.
- ANGELINI, A., 1953. Rapport annuel - Section Entomologie, Côte-d'Ivoire - Bouaké. *Doc. IRCT*, ronéotypé (non publié), 66 p.
- ANIOKE, S.C., 1989. The biology of **Sylepta derogata** Fabricius (Pyralidae) a Lepidopterous pest of okra in Eastern Nigeria. *Trop. Pest. Manag.*, 35, 1, 78-82.
- ASPIROT, J. ; MENOZZI, P., 1984. Rapport annuel - Section Entomologie, Tchad - Bébedjia. *Doc. IRCT*, ronéotypé (non publié), 83 p.
- BALRAJ SINGH, RAMZAN, M. ; SIDHU, A.S., 1973. Evaluation of some insecticides for the control of the cotton leaf-roller, **Sylepta derogata** Fab. (Lepidoptera : Pyraustidae). *Indian J. Entomol.*, 35, 3, 224-227.
- BALYAN, B.S., 1978. Hydrogen-ion concentration and digestive enzymes in the mature larva and adult of **Sylepta derogata** Fabr. *Indian J. Entomol.*, 40, 3, 308-310.
- BARLOW, E., 1900. **Synclera multilinealis**, Guen. Cotton pest in Baroda. *Indian Museum Notes*, 4, 2, 63-64.
- BEEVI, S.N. ; JACOB, A., 1982. Susceptibility of different pests and plants to infection by **Fusarium moniliformae** var. **subglutinans**. *Entomon*, 7, 2, 235-236.
- BENOIT, P.L.G., 1949. La faune épiparasitaire des Braconides parasites de **Sylepta derogata** Fab. (Lepid. Pyral.) au Congo Belge. *Bull. et Ann. Soc. Entomol. Belg.*, 85, 28-40.
- BOUCEK, Z., 1976. Taxonomic studies on some Eulophidae (Hym.) of economic interest, mainly from Africa. *Entomophaga*, 21, 4, 401-414.
- BRADER, L. ; ATGER, P. ; DELALANDE, P., 1968. Rapport annuel - Section Entomologie, Tchad - Bébedjia. *Doc. IRCT*, ronéotypé (non publié), 68 p.
- BREDO, H.J., 1934. La lutte biologique et son importance économique au Congo Belge. *Bull. Agr. Congo Belge*, 25, 1, 3-20.
- BUTANI, O.K., 1973. Les insectes ravageurs du cotonnier. XVI. Les principaux problèmes parasitaires du cotonnier en Inde. *Cot. Fib. trop.*, 28, 2, 259-268.
- BÜTTIKER, W. ; NICOLET, J., 1975. Observations complémentaires sur les Lépidoptères ophthalmotropes en Afrique Occidentale. *Rev. Elev. Méd. Vét. Pays Trop.*, 28, 3, 319-329.

- CADOU, J., 1948. Rapport annuel - Section Entomologie, Tchad - Tikem. *Doc. IRCT*, ronéotypé (non publié), 60 p.
- CAUQUIL, J., 1985. La protection des cotonniers contre leurs ravageurs en Afrique francophone au sud du Sahara. Principe et évolution des techniques. *Cot. Fib. trop.*, 40, 4, 187-202.
- CHEO, Ming-tsang, 1943. Experiments on the resistance of the chicken foot cotton to the cotton leaf-roller (**Sylepta derogata**, Fab., Lepidoptera). *New Agr. J.*, 3, 1-2, 62-69.
- CHU, Joo-tso, 1935. Preliminary notes on the Ichneumon-flies in Kiangsu and Chekiang Provinces, China. *Yearb. Bur. Entomol. Hangchow*, 4, 7-32.
- C.I.E., Commonwealth Institute of Entomology, 1976. *Distribution maps of pests, series A (Agricultural)*. Map n° 397.
- CORBETT, G.H. ; MILLER, N.C.E., 1933. A list of insects with their parasites and predators in Malaya. *Sci. Ser. Dept. Agri. S.S. & F.M.S.*, 13, 1-I 5.
- DAMOTTE, P., 1979. Parmi les pyréthrinoïdes - examen du comportement sur les ravageurs du cotonnier de la cyperméthrine. *Congrès sur la lutte contre les insectes en milieu tropical*, Marseille (France), 13-16 mars 1979, C.C.I.M., CR, 97-106.
- DATTA, A.R., 1973. Preliminary observations on susceptibility of few cotton varieties to leaf-roller (**Sylepta derogata** Fab.) damages. *Allahabad Farmer*, 47, 1, 85-86.
- DELATTRE, R., 1979. Observations et remarques sur **Sylepta**, les pyréthrinoïdes et l'U.L.V. *Doc. IRCT*, Montpellier, (note non publiée), 2 p.
- DE SAEGER, H., 1937. L'**Apanteles sagax** Wiln., parasite de la Pyrale du cotonnier. *Bull. Entomol. Res.*, 18, 1, 147-151.
- DE SAEGER, H., 1942. Les **Apanteles**, Hyménoptères, Braconides, parasites de Lépidoptères. *Bull. Agr. Congo Belge*, 33, 2-3, 234-288.
- DE SAEGER, H., 1943. Quelques Braconides nouveaux du genre **Microbracon**. *Rev. Zool. Bot. afr.*, 36, 4, 361-389.
- DHAWAN, A.K. ; SIDHU, A.S. ; SINGH, A., 1979. Biology and chemical control of the cotton leaf-roller **Sylepta derogata** Fab. (Pyrilidae : Lepidoptera). *J. Res., Punjab Agr. Univ.*, 16, 3, 300-304.
- DHINDSA, M.S. ; DHINDSA, M.K. ; SEKHON, B.S., 1980. Studies on the population growth of cotton leaf-roller **Sylepta derogata** Fab. (Pyrilidae : Lepidoptera). *Sci. and Cult.*, 46, 6, 236-238.
- DIONGUE, I., 1988. Rapport annuel - Section Entomologie, Sénégal. *Doc. ISRA* ronéotypé (non publié), 58 p.
- DUODU, Y.A. ; ANTOH, F.F., 1984. Effects of parasitism by **Apanteles sagax** (Hym.: Braconidae) on growth, food consumption and food utilization in **Sylepta derogata** larvae (Lep. : Pyralidae). *Entomophaga*, 29, 1, 63-71.
- ESAKI, T. ; ISSIKI, S. ; MUTUURA, A. ; INOUE, H. ; OGATA, M. ; OKAGAKI, H. ; KUROKO, H., 1971. *Icones Heterocerorum Japonicorum in Coloribus Naturalibus*. Ic. *Hoikusha Publishing Co.*, Ltd., 318 p.
- FABRICIUS, J., 1775. *Syst. Entomol.*, VI. *Glossata. Phalaena.*, p. 641.
- FADARE, T.A., 1980. Chemical control of the leaf-roller (**Sylepta derogata** Fallen) Pyralidae, on rain-fed cotton. *Nigerian J. Sci.*, 14, 1-2, 401-406.
- FERRIERE, C., 1929. The asiatic and african species of the genus **Elasmus**, West. (Hym., Chalcid.). *Bull. Entomol. Res.*, 20, 4, 411-423.

- FERRIERE, C., 1931. Notes on African Chalcidoidea. *Bull. Entomol. Res.*, 22, 1, 127-135.
- FLETCHER, T.B. ; MISRA, C.S., 1920. Cotton bollworms in India. *Rept. Proc. 3rd Entomol. Meeting*, Pusa, 2, 443-472.
- FORSYTH, J., 1966. Agricultural Insects of Ghana. *Ghana University Press, Oxford University Press dist.*, London, 163 p.
- GHANI, M.A., 1960. **Sylepta derogata** (Fabricius) and possibilities of its biological control in Pakistan. *Farnham Royal, Bucks, Commonw. agric. Bur.*, 42 p.
- GUENEE, M., 1854. *Delt et Pyral.*, p. 337.
- GUILLAUMONT, M. ; SOGNIGBE, B., 1981. Rapport annuel - Section Entomologie, Togo. *Doc. IRCT*, ronéotypé (non publié), 150 p.
- HAMPSON, G., 1903. *Bombay Natural History Society Journal*, XV, p. 216.
- HAMPSON, G., 1903. *Hampson's Fauna of India*, vol. IV, p. 334.
- HANCOCK, G.L.R., 1927. Annual Report of the assistant entomologist. *Rep. Dept. Agric. Uganda*, 27-29.
- HAQ, K.A. ; HUSAIN, S.A. ; AHMAD, N., 1961. Varietal susceptibility in cotton to the attack of cotton leaf-roller (**Sylepta derogata**). *Proceed. 13th Pakistan Sci. Conf.*, Dacca, 23.
- HUSAIN, M.A. ; BHALLA, H.R., 1937. The bird enemies of cotton leaf-roller at Khanewal Multan (Punjab). *Indian J. Agr. Sci.*, 7, 5, 785-792.
- JACOB, A. ; PHILIP, B.M. ; MATHEW, M.P., 1982. **Bacillus subtilis** as a pathogen on Bhindi leaf-roller, **Sylepta derogata** (Pyralidae : Lepidoptera). *J. Invert. Pathol.*, 40, 2, 301-302.
- JACQUEMARD, P., 1979. Fiches d'identification IRCT, Cameroun, juillet 1979, n° 980. *Service de Faunistique, GERDAT*, Montpellier.
- JACQUEMARD, P., 1982. Résultats des essais de lutte microbiologique effectués en culture cotonnière au Cameroun en 1979, 1980 et 1981. *Cot. Fib. trop.*, 37, 3, 279-293.
- JAYANTH, K.P. ; NAGARKATTI, S., 1984. Testing **Bessa remota** (Dipt. : Tachinidae) against **Opisina arenosella** (Lep. : Cryptophasidae) and other Lepidopterous hosts in India. *Entomophaga*, 29, 4, 415-419.
- JAYARATNAM, T.J., 1941. A study of the control of the coconut caterpillar (**Nephantis serinopa** Meyr.) in Ceylan with special reference to its Eulophid parasite, **Trichospilus pupivora** Ferr. *Trop. Agr.*, 91, 1, 3-21.
- JOY, P.J. ; NARENDRAN, T.C. ; JOSEPH, K.J., 1978. Biology of **Brachymeria nephantidis** Gahan and **Brachymeria lasus** (Walker) (Hymenoptera : Chalcididae). *Res. J. Kerala*, 16, 1, 39-42.
- KATIYAR, R.R. ; MISRA, B.P. ; UPADHYAY, K.D. ; PRASAD, N., 1976. Laboratory evaluation of a carabid larva **Chlaenius bioculatus** (Col. : Carabidae) as a predator of Lepidopterous pests. *Entomophaga*, 21, 4, 349-351.
- KERRICH, G.J., 1973. A revision of the tropical and subtropical species of the Eulophid genus **Pediobius** Walker (Hymenoptera : Chalcidoidea). *Bull. Br. Mus. (Nat. Hist.) Entomol.*, 29, 3, 115-199.
- KURUVILLA, S. ; JACOB, A., 1980. Pathogenicity of the entomogenous fungus **Paecilomyces farinosus** (Dickson ex Fries) to several insect pests. *Entomon*, 5, 3, 175-176.
- LAL, K.B. ; CHOOTEY SINGH, 1951. The biology and field ecology of the cotton leaf-roller, (**Sylepta derogata** Fab.) in Uttar Pradesh. *Indian Cott. Grow. Rev.*, 5, 3, 137-147.

- LAL, K.B. ; CHOOTEY SINGH, 1953. The cotton leaf-roller, **S. derogata**. I. Relative incidence on **hirsutum** cotton. II. Control. *Indian Cott. Grow. Rev.*, 7, 2, 77-91.
- LEDERER, G., 1863. *Wien. Ent. Monat.*, VII, p. 375.
- LE GALL, J., 1947. Rapport annuel - Section Entomologie, Tchad - Tikem. *Doc. IRCT*, ronéotypé (non publié), 75 p.
- LI, Feng-Swen, 1933. The life story and control measures of the cotton leaf-roller **Sylepta derogata** Fab. *Tech. Bull. Bur. Entomol. Chekiang*, 12, 73-98.
- MAHAL, M.S. ; DHAWAN, A.K. ; SINGH, B., 1980. Relative susceptibility of okra varieties to the leaf-roller **Sylepta derogata** Fab. *Indian J. Ecol.*, 7, 1, 155-158.
- MALL, S.B. ; AWASTHI, J.K., 1983. Morphology of cephalic glands of three lepidopterous larvae. *Bull. Entomol.*, 24, 1, 24-30.
- MASON, C., 1915. Report of the entomologist for the year ending 31st March 1915. *Dept. Agr. Nyasaland Protectorate, Zomba, Nyasaland*, 1-16.
- MATHEW, G., 1980. Occurrence of **Sylepta derogata** Fab. as a pest of balsa (**Ochroma pyramidale**) in Kerala. *Entomon*, 5, 1, 71-72.
- MAXWELL-LEFROY, H., 1908. The cotton leaf-roller (**Sylepta derogata** Fab.). *Mem. Dept. Agr. India*, 2, 6, 95-110.
- MEYRICK, E., 1884. The classification of the Australian Pyralidina. *Trans. Entomol. Soc., London*, p. 312.
- MINET, J., 1981. Les Pyraloïdea et leurs principales divisions systématiques (Lep. Ditryisia). *Bull. Soc. Entomol. Fr.*, 86, 262-280.
- MONTEIL, L., 1934. Les insectes nuisibles au cotonnier en Afrique équatoriale française. *Agr. Colon.*, 193, 11-18.
- MOORE, F., 1867. *Bengalese Lepidoptera*, p. 96.
- MOORE, F., 1877. *The Lepidoptera of the Andaman and Nicobar Islands*, p. 619.
- MOORE, F., 1886. *Lep. Ceyl.*, III, p. 315.
- MORIYAMA, C., 1939. A parasite of **Sylepta derogata** Fab. *Bot. and Zool.*, 7, 6, p. 1124.
- NANGPAL, H.D., 1948. Insect pests of cotton in India. *Indian Cent. Cott. Comm.*, 81 p.
- NARAYANAN, E.S., 1962. Bionomics, biology and methods of control of some important insects pests of cotton in India. *Indian Cent. Cott. Comm.*, 44 p.
- NARENDRAN, T.C. ; JOSEPH, K.J., 1976. Biological studies of **Brachymeria lasus** (Walker) (Hymenoptera : Chalcididae). *Entomon*, 1, 1, 31-38.
- NIXON, G.E., 1941. New Braconid parasites of **Antestia lineaticollis** and of **Sylepta derogata**. *Bull. Entomol. Res.*, 32, 2, 93-101.
- NONVEILLER, G., 1984. Catalogue des insectes du Cameroun d'intérêt agricole. *Institut pour la Protection des Plantes*, Beograd, Mémoire XV, 210 p.
- ODEBIYI, J.A., 1982. Parasites of the cotton leaf-roller, **Sylepta derogata** (Fab.) (Lepidoptera : Pyralidae) in south-western Nigeria. *Bull. Entomol. Res.*, 72, 2, 329-333.
- ONU, I., 1989. Present status of **Sylepta derogata**, F. (Lepidoptera : Pyralidae) a foliage pest of cotton (**Gossypium hirsutum**, L.) in Northern Nigeria. *1^{re} Conférence de la Recherche Cotonnière Africaine*, Lomé, Tome II, 157-163.

- OTANES, F.Q. ; BUTAC, F.L., 1935. A preliminary study of the insect pests of cotton in the Philippines with suggestions for their control. *Phillipp. J. Agr.*, 6, 2, 147-174.
- PATEL, R.C. ; PATEL, H.K., 1962. A note on control of cotton leaf-roller (**Sylepta derogata**, Fab.) with endrin. *Indian Cott. Grow. Rev.*, 16, 2, 83-84.
- PEACOCK, A.D., 1913. Entomological pests and problems of Southern Nigeria. *Bull. Entomol. Res.*, 4, 3, 191-220.
- PEARSON, E.O., 1958. The insect pests of cotton in tropical Africa. *Emp. Cott. Grow. Corp.*, London, 356 p.
- PRINSLOO, G.L., 1979. On some little-known African Encyrtidae (Hymenoptera : Chalcidoidea) with new records and description of genera and species. *J. Entomol. Soc. South. Afr.*, 42, 1, 17-34.
- QUAYUM, M.A. ; KHALEQUZZAMAN, M. ; SARDAR, S.A., 1979. The relation of temperature to the development of the eggs of **Sylepta derogata** Fab. (Lepidoptera : Pyralidae). *Bangladesh J. Zool.*, 7, 1, 1-5.
- QUAYUM, M.A. ; SHAHEED, K.A. a ALI, M.S., 1983. Morphological studies of the immature stages of cotton leaf-roller, **Sylepta derogata** Fab. (Lepidoptera : Pyralidae). *Bangladesh J. Zool.*, 11, 1, 1-13.
- RAMACHANDRA RAO, Y. ; CHERIAN, M.C., 1927. Notes on the life-history and habits of **Elasmus nephantidis**, Rohw. *Yearb. Dept. Agr. Madras*, 1926, 39-50.
- RAO, V.P. ; SUDHA RAO, V., 1964. **Spoggosia (Stomatomyia) bezziana** (Bar.), a Tachinid parasite of the coconut caterpillar, **Nephantis serinopa** Meyr. *Tech. Bull. Commonw. Inst. Biol. Contr.*, 4, 95-112.
- RAWAT, R.R. ; MODI, B.N., 1970. Parasites of **Sylepta derogata** Fab. with three new records from India. *Indian J. Entomol.*, 32, 1, 101-102.
- REHANA HABIB ; MOHYUDDIN, A.I., 1981. Possibilities of biocontrol of some pests of cotton in Pakistan. *Biologia*, 27, 1, 107-113.
- RENOU, A., 1983. Rapport annuel - Section Entomologie, Cameroun - Maroua. *Doc. IRA*, ronéotypé (non publié), 155 p.
- RIPPER, W.E. ; GEORGE, L., 1965. Cotton pests of the Sudan. *Blackwell Scientific Publications*, Oxford, 345 p.
- RISBEC, J., 1950. I. La faune entomologique des cultures au Sénégal et au Soudan Français. II. Contribution à l'étude des Proctotrupidae. *Gouvernement Général de l'Afr. Occ. Franç.*, 498 p.
- RITCHIE, A.H., 1929. Control of plant pests and diseases. *Rep. Dept. Agr. Tanganyika Terr.*, 1927-1928, 34-40.
- ROBERTSON, I.A.D., 1973. Notes on the insect parasites of some Lepidopteran pests in Tanzania. *East Afr. Agr. For. J.*, 39,1, 82-93.
- SAXENA, R.C., SHARMA, M.M. ; SHARMA, S.K., 1972. Toxicity of certain contact and systemic insecticides in combination with urea. *Madras Agr. J.*, 59, 11-12, 587-590.
- SCHAFFER, J.C. ; MUNROE, E., 1989. Type material of four african species of **Notarcha** Meyrick, with designations of lectotypes and changes in synonymy (Lepidoptera : Crambidae : Pyraustinae). *Proc. Entomol. Soc. Wash.*, 91, 2, 248-256.
- SCHMUTTERER, H., 1969. Pests of crops in Northeast and Central Africa, with particular reference to the Sudan. *G. Fisher Verlag*, Stuttgart, 296 p.
- SEN, P.C., 1923. Cotton Leaf Roller. *Bengal Agr. J.*, 3, 1, 23.

- SIDHU, A.S. ; DHAWAN, A.K., 1977. Parasites of the cotton leaf-roller and the effect of insecticides on their survival. *Pesticides (Bombay)*, 11, 11, 28-29.
- SIDHU, A.S. ; DHAWAN, A.K., 1979. Incidence of cotton leaf-roller (**Sylepta derogata** Fab.) on different varieties of cotton and its chemical control. *Entomon*, 4, 1, 45-50.
- SILVIE, P., 1989a. Alternatives chimiques à l'emploi de pyréthrinoides pour la protection contre les ravageurs du cotonnier au Tchad. *1^{re} Conférence de la Recherche Cotonnière Africaine*, Lomé, Togo, Tome II, 30-37.
- SILVIE, P., 1989b. Lutte chimique contre **S. derogata**, ravageur phyllophage du cotonnier. *Symposium international de Phytopharmacie et de Phytatrie*, Gand (Belgique), 5 mai 1989, C.R. (sous presse).
- SILVIE, P., 1989c. Effet du parasitisme naturel observé au Tchad chez deux lépidoptères phyllophages du cotonnier: **Sylepte derogata** (Fabricius) (Crambidae) et **Cosmophila flava** (Fabricius) (Noctuidae). *Entomophaga*, (sous presse).
- SILVIE, P. ; DEGUINE, J.P., 1986. Rapport annuel - Section Entomologie, Tchad - Bébedjia. *Doc. IRCT*, ronéotype (non publié), 135 p.
- SILVIE, P. ; DELVARE, G. ; MALDES, J.-M., 1989. Arthropodes associés à la culture cotonnière au Tchad : ravageurs, prédateurs et parasitoïdes. *Cot. Fib. trop.*, 4, 275-290.
- SOHI, G.S., 1964. Pests of cotton in : *Entomology in India*, ed. Pant, N.C., The Entomological Society of India, New Delhi, 111-148.
- SOYER, D., 1935. La chenille enrouleuse des feuilles du cotonnier **Sylepta derogata** Fab. *Bull. Agr. Congo Belge*, 26, 4, 496-498.
- SRIVASTAVA, B.K. ; BHATNAGAR, S.P., 1960. Insects injurious to cotton crop in Rajasthan and suggestions for control of the major pests. *Indian Agr.*, 4, 1, 54-58.
- SWEENEY, R.C.H., 1956. (in : Ripper & George, 1965). A summary of information on insect pests of cotton in the Nuba Mountains, Kordofan. (Unpublished).
- SWEENEY, R.C.H., 1962. Insect pests of cotton in Nyasaland. III . Lepidoptera (butterflies and moths). *Bull. Dep. Agr. Nyasaland*, 20, 39 p.
- SWINHOE, C., 1885. *The Lepidoptera of Bombay and the Deccan*, p. 870.
- TAYLOR, T.A., 1974. Evaluation of Dipel for control of Lepidopterous pests of okra. *J. Econ. Entomol.*, 67, 5, 690-691.
- TEOTIA, T.P.S. ; UPADHYAY, K.D., 1969. Relative toxicity of some important insecticides to the larvae of **Sylepta derogata** Fab. (Pyrilidae : Lepidoptera). *Indian J. Entomol.*, 31, 3, 294-296.
- THIMMAIAH, G. ; KALKUNDRI, U.K. ; BHAT, K.M., 1975. Relative incidence of leaf-roller (**Sylepta derogata** Fab.) on varalaxmi, hybrid 4 and JK. 97, cotton varieties. *Curr. Res.*, 4, 10, 79.
- THOMPSON, W.R., 1947. A catalogue of the parasites and predators of insect pests. Section 1, Part 9. *Commonw. Agr. Bureaux*, Belleville, Canada, 627 p.
- UCHIDA, T., 1935. Some Chinese Ichneumonids (II). *Insecta matsum*, 9, 3, 81-84.
- UEMATSU, H., 1985. Distribution pattern of the cotton leaf-roller on the Chinese parasol tree. *Proceedings of the association for plant protection of Kyushu*, 31, 223-225.
- UEMATSU, H., 1986. Life cycle of cotton leaf-roller in warmer districts of the South-western part of Japan. *Proceedings of the association for plant protection of Kyushu*, 32, 150-154.
- VAISSAYRE, M., 1983. Rapport annuel - Section Entomologie, Côte-d'Ivoire - Bouaké. *Doc. IDESSA*, ronéotypé (non publié), 119 p.

- VAISSAYRE, M., 1984. Rapport annuel-Section Entomologie, Côte-d'Ivoire Bouaké. *Doc IDESSA*, ronéotypé (non publié), 66 p.
- VAISSAYRE, M. ; RENO, A., 1978. Rapport annuel-Section Entomologie, Tchad-Bébedjia. *Doc. IRCT*, ronéotypé (non publié), 72 p.
- VAYSSIERE, P. ; MIMEUR, J., 1925. Les pyrales du cotonnier (**Sylepta derogata** Fab. et **Glyphodes indica** Sound) en Afrique Occidentale Française. *Agr. Colon.*, 90, 255-268.
- VARI, L. ; KROON, D., 1986. Southern African Lepidoptera. A series of cross-referenced indices. *Lepidopterists' Society of Southern Africa and The Transvaal Museum Pub.*, Pretoria, 198 p.
- VERMA, P.S. ; BIJENDRA SINGH ; AGARWAL, V.K., 1977. Physiology of digestion in the mature larva of **Sylepta derogata** Fabr. *Indian J. Entomol.*, 39, 2, 132-138.
- WALKER, F., 1859. *Cat. Lep. Het. B.M.*, XVII, p. 476. *Cat. Lep. Het. B.M.*, XVIII, p. 661. *Cat. Lep. Het. B.M.*, XVIII, p. 723.
- WALKER, F., 1865. *Cat. Lep. Het. B.M.*, XXXIV, p. 1348 et p. 1424.
- WATANABE, C., 1935. On some species of Braconidae from North China and Korea. *Insecta matsum*, 10, 1-2, 43-51.
- WATERSTON, J., 1915. Notes on African Chalcidoidea. III. *Bull. Entomol. Res.*, 6, 3, 231-247.
- YEIN, B.R., 1981. Relative efficacy of certain insecticides against cotton pests. *J. Res., Assam Agr. Univ.*, 2, 2, 196-201.
- YEIN, B.R. ; BARTHAKUR, M.P., 1985. Comparative efficiency of different insecticides against **Earias vitella** and **Sylepta derogata** (Fab.) on cotton. *J. Res., Assam Agr. Univ.*, 6, 1, 65-67.
- ZAMMAN, M., 1985. Relative toxicity of ten insecticides against cotton leaf-roller (**Sylepta derogata** Fab. Lepidoptera : Pyralidae) at Tarnab, Peshawar. *Pakistan cottons*, 29, 1, 7-9.

Nous n'avons pu consulter les documents suivants :

- QUAYUM, M.A. ; SARDAR, S.A., 1977. Effect of food on some aspects of biology of cotton leaf-roller, **Sylepta derogata** Fab. (Lepidoptera : Pyralidae). *J. Asiatic Soc. Bangladesh (Sci.)*, 3, 1, 77-85.
- SARDAR, M.S., 1976. Biology and ecology of cotton leaf-roller, **Sylepta derogata** Fab. (Lepidoptera : Pyralidae). *M. Sci. Thesis, Zool. Dept., Rajshahi Univ.*

	Prix (Francs français) en vigueur au 1.07.90	
	France	Etranger
Publications pouvant être distribuées par l'IRCT :		
LE COTONNIER ET SES PRODUITS, par G. PARRY (1981) _____	460	490
TERMINOLOGIE COTONNIÈRE TRILINGUE, Conseil international de la langue française, par G. PARRY (1986) _____	105	110
LE COTONNIER EN AFRIQUE TROPICALE, par G. SÉMENT (1986) _____	55	55
LE COTON EN MÉDITERRANÉE ET AU MOYEN-ORIENT, par l'IAMM et l'IRCT (1988) _____	100	120
Série "Documents, études et synthèses" :		
MALADIES ET RAVAGEURS DU COTONNIER EN CENTRAFRIQUE. Expression des dégâts et moyens de lutte, par J. CAUQUIL et P. VINCENS (1982) _____	50	55
CONTRIBUTION A L'ÉTUDE DES SYSTÈMES DE PRODUCTION AU MALI : mise au point d'une méthodologie applicable au suivi de cas en motorisation intermédiaire, par M. CRÉTENET (1982) _____	50	55
LE COTONNIER "GLANDLESS" EN CÔTE-D'IVOIRE, par B. HAU, E. KOTO et A. ANGELINI (1983) _____	50	55
LA FERTILITÉ DES SYSTÈMES CULTURAUX A BASE DE COTONNIER EN CÔTE-D'IVOIRE. Neuf années d'expérimentation et d'observations multilocales (1973-1982), par G. SÉMENT (1983) _____	50	55
LES HIBISCUS TEXTILES EN AFRIQUE TROPICALE. Première partie : Les conditions particulières de la production du kénaf et de la roselle, par J. BOULANGER, J.-C. FOLLIN et J. BOURÉLY (1984) _____	70	75
LA FERTILITÉ DES SOLS ET SON ÉVOLUTION EN ZONE COTONNIÈRE DU TCHAD, par R. RICHARD et B. DIOULET (1985) _____	50	55
LA SÉLECTION DU COTONNIER (<i>GOSSYPIUM HIRSUTUM</i> L.) POUR LA RÉSISTANCE AUX MALADIES PRÉSENTES EN AFRIQUE AU SUD DU SAHARA, par J.-C. FOLLIN (1986) _____	50	55
LA FERTILISATION D'UN SYSTÈME DE CULTURE DANS LES ZONES COTONNIÈRES SOUDANO-SAHÉLIENNES, par M. BRAUD (1987) _____	50	55
PRINCIPALES RECHERCHES EFFECTUÉES PAR L'IRCT SUR L'ORIGINE ET LA DÉTECTION DES COTONS COLLANTS, par J. GUTKNETCH, J. FOURNIER et R. FRYDRYCH (1988). Texte en français, anglais et espagnol. _____	115	120
LA RECHERCHE COTONNIÈRE AU PARAGUAY, par IRCT-CIRAD et PIEA. Texte en français et espagnol. _____	115	120
Série "Les déprédateurs du cotonnier en Afrique tropicale et dans le reste du monde" :		
LES <i>EARIAS</i> DU COTONNIER, par R. COUILLOUD (1987) _____	75	80
<i>CRYPTOPHLEBIA LEUCOTRETA</i> , par R. COUILLOUD (1988) _____	75	80
HÉTÉROPTÈRES DÉPRÉDATEURS DU COTONNIER EN AFRIQUE ET A MADAGASCAR, par R. COUILLOUD (1989) _____	75	80
Série "Affiches didactiques" :		
PHYTOSANITAIRE : N° 1 - <i>Heliothis armigera</i> ; N° 2 - <i>Earias insulana</i> et <i>E. biplaga</i> ; N° 3 - <i>Pectinophora gossypiella</i> et <i>Cryptophlebia leucotreta</i> ; N° 4 - Les chenilles phyllophages : <i>Spodoptera littoralis</i> , <i>Cosmophila flava</i> , <i>Sylepta derogata</i> ; N° 5 - <i>Diparopsis watersi</i> et <i>D. castanea</i> . Les 5 affiches, 95 x 65 cm _____	390	400

Auteur(s)	Titre de l'ouvrage	Nombre

Nom/Organisme : _____

Adresse : _____

Pays : _____

Date : _____

Signature : _____

Impression :
Impr. AGL
Rue du Lantissargues - Maurin
34978 Lattes cedex

IRST

Responsable de l'Édition :
Danielle FRYDRYCH

Traduction :
Marie-Thérèse BRUN

Composition :
Martine LHOSTE
FLASH EDITOR

FLASH EDITOR
145, Av. de la Justice de Castelnau
34090 MONTPELLIER

COM. PARITAIRE N° 53139