

DIPAROPSIS SPP.

(LEPIDOPTERA, NOCTUIDAE, AGROTINAE)

T. MARTIN

CIRAD-CA
Département des cultures
annuelles
du Centre de coopération
internationale en recherche
agronomique
pour le développement

BP 5035
34032 Montpellier Cedex 1
France

Série Les déprédateurs du cotonnier en Afrique tropicale et dans le reste du monde n° 10, 1996

Les déprédateurs du cotonnier

en Afrique tropicale et dans le reste du monde

Série publiée par le département
des cultures annuelles
CIRAD-CA
du Centre de coopération internationale
en recherche agronomique
pour le développement (CIRAD).
L'IRAT, l'IRCT et le programme oléagineux
annuels de l'IRHO ont fusionné le 1^{er} juillet 1992
sous le nom de CIRAD-CA.

Comité de lecture

J.-C. Follin, directeur scientifique
R. Couilloud, coordinateur de la série
J. Cauquil, directeur de la série
M. Vaissayre, responsable de l'unité de recherche
entomologie appliquée (UREA)
J.-P. Bournier, entomologiste

Publication

H. Saint Macary, directeur de publication
C. Boutavin, D. Frydrych, édition

Service des publications, de l'information et de la documentation, CIRAD-CA
BP 5035, 34032 Montpellier Cedex 1 (France)
Téléphone : 67 61 59 18 – Télécopieur : 67 61 59 21
Télex : 480762 F

DIPAROPSIS SPP.
(LEPIDOPTERA, NOCTUIDAE, AGROTINAE)

Thibaud MARTIN

CIRAD-CA
Département des cultures
annuelles
du Centre de coopération
internationale en recherche
agronomique
pour le développement

BP 5035
34032 Montpellier Cedex 1
France

Série *Les déprédateurs du cotonnier en Afrique tropicale et dans le reste du monde* n° 10, 1996

© CIRAD-CA 1996
ISSN 1255-2240
ISBN 2-87614-215-5

***Diparopsis* spp.**
(*Lepidoptera*, *Noctuidae*, *Agrotinae*)

Thibaud Martin

SOMMAIRE

RÉSUMÉ	5
CARACTÈRES GÉNÉRAUX	7
Position systématique	7
Répartition géographique	7
Plantes hôtes	9
Origine et dispersion	9
Description	10
L'œuf.....	10
La chenille.....	10
La chrysalide.....	10
L'adulte	11
BIOLOGIE	13
La vie adulte	13
Les périodes d'activité.....	13
Les phéromones sexuelles.....	13
La ponte et la fécondité des femelles.....	15
L'incubation des œufs	15
La vie larvaire	16
L'activité larvaire	16
La durée de la vie larvaire.....	16
La nymphose	17
La diapause	17
L'entrée en diapause	17
La durée de la diapause.....	18
La sortie de diapause.....	19
Le cycle biologique	20
Les méthodes d'élevage	20

INCIDENCE DES FACTEURS ABIOTIQUES ET BIOTIQUES	21
La pluviométrie	21
La température	21
Le facteur alimentaire	21
La compétition interspécifique	21
Les ennemis naturels	22
Les prédateurs.....	22
Les parasitoïdes.....	23
Les entomopathogènes.....	23
DYNAMIQUE DES POPULATIONS ET IMPORTANCE ÉCONOMIQUE DES DÉGÂTS	27
LUTTE CONTRE <i>DIPAROPSIS</i> SPP.	29
Les pratiques culturales	29
La lutte chimique	30
Les matières actives.....	30
Les programmes de protection.....	30
La lutte raisonnée.....	31
Évolution de la sensibilité aux insecticides.....	33
La lutte microbiologique	33
Les autres méthodes de lutte	34
La lutte variétale.....	34
La lutte autocide.....	34
La confusion sexuelle.....	34
L'emploi des entomophages.....	35
REMERCIEMENTS	35
PLANCHES	36
RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES	38

RÉSUMÉ

Trois des quatre espèces du genre *Diparopsis*, *D. castanea* Hmps., *D. tephrogramma* B-B. et *D. gossypioides* Clem., se rencontrent uniquement sur le continent africain, au sud de l'équateur. En revanche, la quatrième espèce de ce genre, *D. watersi* (Roths.), infeste les cultures cotonnières subsahariennes, du Sénégal au Soudan, et se rencontre également au Yémen.

Les *Diparopsis* vivent sur des plantes hôtes appartenant aux genres *Gossypium* ou *Cienfuegosia*. Seules les espèces *D. castanea*, *D. tephrogramma* et *D. watersi* sont des déprédateurs des cotonniers cultivés. Leur incidence sur la production est parfois très importante, car elles se nourrissent des organes fructifères. Ces espèces se sont très bien adaptées à la culture cotonnière dans les régions de savanes à une seule saison des pluies, où elles passent la saison sèche dans le sol. Elles retrouvent leurs plantes hôtes, après une sortie de diapause étalée sur plusieurs mois. De ce fait, il est difficile de prévoir l'ampleur des infestations. Cependant, l'association de plusieurs méthodes de lutte permet de contrôler efficacement ces ravageurs.

MOTS-CLÉS : *Diparopsis* spp., distribution, description, biologie, relations plante-insecte, méthodes de lutte, *Gossypium*.

CARACTÈRES GÉNÉRAUX

Position systématique

Le genre *Diparopsis* est décrit par HAMPSON (1903). Dans sa révision du genre, en 1951, CLEMENTS distingue quatre espèces : *D. predator* (Clements), *D. gossypioides* Clements, *D. tephrogramma* Bethune-Baker et *D. castanea* Hampson. Trois ans plus tard, PEARSON (1954) apporte une correction d'antériorité à cette nomenclature et retient *Diparopsis watersi* (Rothschild) à la place de *D. predator*, qui s'est révélé être identique à un spécimen du British Museum ramené du Yémen et identifié comme *Megalodes watersi* Rothschild 1901.

L'espèce *D. watersi* a longtemps été confondue avec *D. castanea*. En effet, elles sont si voisines que BEEVOR *et al.* (1973) ont obtenu des œufs viables à partir d'un croisement entre les deux espèces. La dénomination commune anglo-saxonne est devenue « Sudan bollworm » pour l'espèce *D. watersi*, « red bollworm » pour *D. castanea* et « Angola red bollworm » pour *D. tephrogramma* (PEARSON, 1958).

CLEMENTS (1951) donne les clés de reconnaissance des quatre espèces de *Diparopsis* basées sur la forme du probocide, ou processus frontal (figure 1). Les clés sont indiquées ci-après.

1. Le probocide ne possède pas de cratère apical ou ventral ; les parties dorsale et ventrale du probocide sont aplaties : *watersi*

Le probocide possède un cratère ; les parties dorsale et ventrale du probocide sont légèrement aplaties ou bombées : 2

2. Le sommet du probocide est circulaire ; le probocide est considérablement plus large que long quand il est vu en face ventrale : *gossypioides*

La partie dorsale du probocide est légèrement aplatié ; le probocide n'est pas plus large que long quand il est vu en face ventrale : 3

3. Le probocide a un cratère au sommet ; il est légèrement plus long que large quand il est vu en face ventrale : *tephrogramma*

Le probocide a un cratère ventral ; il est un peu plus large que long quand il est vu en face ventrale : *castanea*

Répartition géographique

Le genre *Diparopsis* n'est connu qu'en Afrique, à l'exception de *D. watersi* présent également au Yémen (CLEMENTS, 1951 ; PROCTOR, 1962). La répartition des quatre espèces est représentée sur la carte de la figure 2.

L'espèce *D. gossypioides* n'est connue qu'à un seul exemplaire issu de larves récoltées sur *Gossypioides kirkii* (Mast.) près de Lindi, au sud de la Tanzanie. Elle est inconnue sur les cotonniers cultivés (PEARSON, 1958) et n'a jamais été étudiée.

L'espèce *D. tephrogramma* n'a été observée qu'en Angola par GIRAUDET (1968), dans les zones de culture de *G. hirsutum* (L.) et sur l'espèce sauvage *Gossypium anomalum* Wawr. et Peyr. localisée dans les régions semi-désertiques du sud-ouest et dans toutes les zones cotonnières.

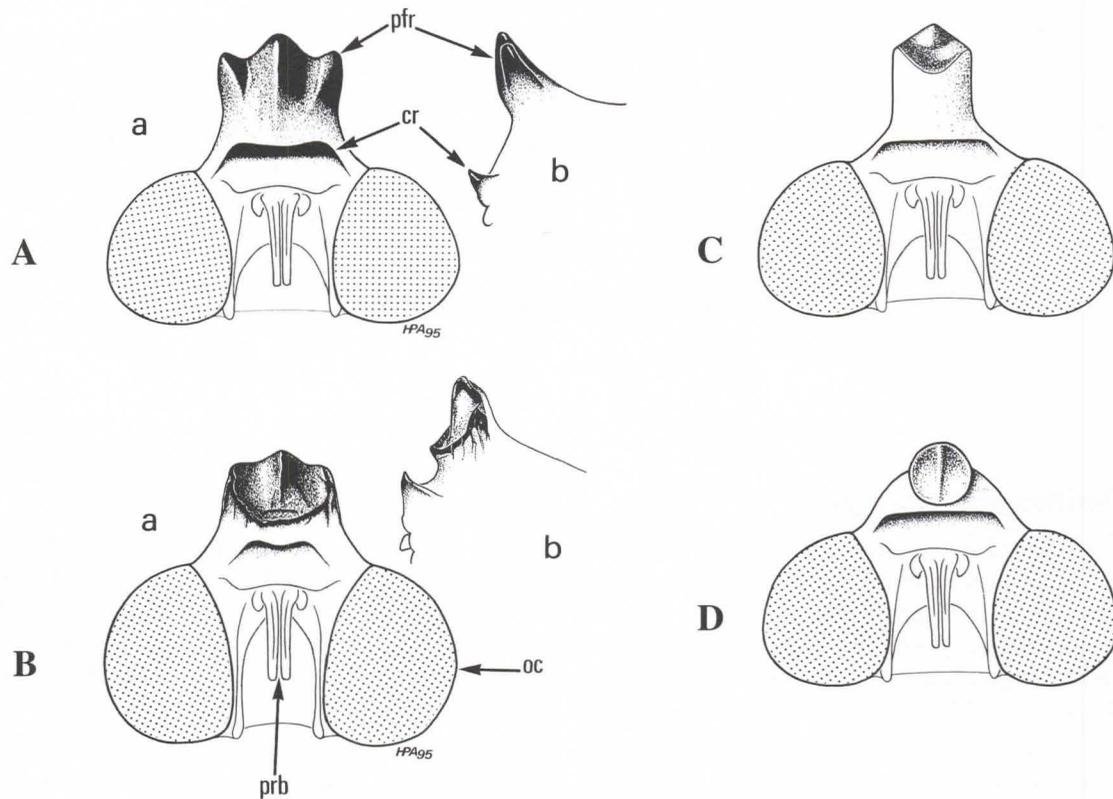


Figure 1

La tête (les écailles et les palpes labiaux étant enlevés) chez les espèces de *Diparopsis* ; cr, carène ; oc, œil composé ; pfr, processus frontal ; prb, proboscis (trompe).

A : *Diparopsis watersi* Rothschild (original d'après nature) ; a, vue inférieure ; b, profil.

B : *Diparopsis castanea* Hampson (original d'après nature) ; a, vue inférieure ; b, profil.

C : *Diparopsis tephrogramma* Bethune-Baker (d'après A. N. Clements, modifié).

D : *Diparopsis gossypioides* Clements (d'après A. N. Clements, modifié).

Deux espèces peuvent être considérées comme importantes : *D. castanea* et *D. watersi*. La première a été signalée au Botswana (INGRAM et GREEN, 1972), au Malawi, au Mozambique (RISBEC, 1950), en Afrique du Sud (TUNSTALL, 1994), au Swaziland, dans la partie sud de la Tanzanie, en Zambie et au Zimbabwe (PEARSON, 1958). La seconde est l'unique représentant du genre dans l'hémisphère nord. Elle est présente dans toute la zone cotonnière intertropicale, comprise entre le Sénégal et la région est du Soudan. Elle se raréfie à mesure que l'on approche de la région forestière équatoriale, où elle est absente. Sa limite nord est constituée par les déserts du Sahara et de la Lybie.

L'espèce *D. watersi* a été signalée au Bénin, au Burkina, au Ghana (PEARSON, 1958), au Nord-Cameroun, au Tchad (GALICHET, 1964), au Niger (MONTLIBERT, 1974), au nord-ouest de la République centrafricaine (CADOU, 1954). Sous le nom de *D. castanea*, elle a été signalée en Guinée-Bissau, au Mali, au Togo (VAYSSIERE et MIMEUR, 1926), au Nigeria, en Somalie et au Soudan (RISBEC, 1950). Et sous le nom de *D. predator*, elle a été signalée en Côte d'Ivoire, en Ethiopie, au Sénégal, au Sierra Leone et au Yémen (CLEMENTS, 1951).

Diparopsis spp. n'a pas été observé dans la région des grands lacs d'Afrique centrale (AUTRIQUE et PERREAUX, 1989). Il n'est pas non plus recensé dans l'ouvrage de BUYCKX (1962) sur les maladies et les insectes nuisibles des plantes cultivées au Congo, au Rwanda et au Burundi, ni dans celui de CARESCHE (1958) sur les insectes nuisibles à la culture du cotonnier dans le sud-ouest de Madagascar. Il n'a jamais été trouvé au nord du Sahara (LE GALL, 1954) et du désert lybien (PEARSON, 1958) ; pourtant des dégâts typiques de *Diparopsis watersi* auraient été observés en Tunisie, dans la région de Sfax (CAUQUIL, 1990a).

Plantes hôtes

L'espèce *Diparopsis watersi* a été signalée sur tous les cotonniers cultivés, aussi bien sur *Gossypium hirsutum* (L.) et ses races primitives *latifolium*, *punctatum* et *marie-galante* (Watt.), que sur *G. herbaceum* race *acerifolium*, *G. arboreum* race *soudanense* et *G. barbadense* (Macf.) race *brasilense* (PEARSON, 1958). On le rencontre aussi sur les cotonniers indigènes africains *G. anomalum* et *G. somalense*, lorsqu'ils font l'objet d'une culture en collection botanique (GALICHET, 1964). Il n'a cependant pas été retrouvé sur ces derniers, dans leur habitat naturel. L'espèce *D. watersi* peut être considérée comme inféodée au genre *Gossypium*.

Dans l'hémisphère sud, l'espèce *D. castanea* se nourrit sur *G. hirsutum* race *latifolium*, *G. barbadense*, *G. herbaceum* race *africana* Watt. et aussi sur *Cienfuegosia hildebrandtii* Garke (MARSHALL *et al.*, 1937).

Origine et dispersion

L'origine et la répartition géographique de *Diparopsis* spp. ont été étudiées en détail par PEARSON (1958). Ses observations ont été reprises et complétées par GALICHET (1964) et TUNSTALL (1994).

La distribution et les habitudes alimentaires de *Diparopsis* spp. suggèrent une association ancestrale avec des plantes hôtes pérennes, dans les zones de savane. Ces plantes hôtes doivent être recherchées parmi les cotonniers sauvages des genres *Cienfuegosia* et *Gossypium*.

Pour PEARSON (1958), *Diparopsis*, associé à une espèce ancestrale de *Cienfuegosia* ou de *Gossypium*, était présent dans une région centrale de l'Afrique pendant une période sèche. Quand cette région est devenue plus humide, les plantes et leur cortège d'insectes se sont dispersés de façon centrifuge. Bien plus tard, l'introduction et la dissémination des espèces de cotonniers cultivés ont intercepté et propagé les populations sauvages de *Diparopsis*.

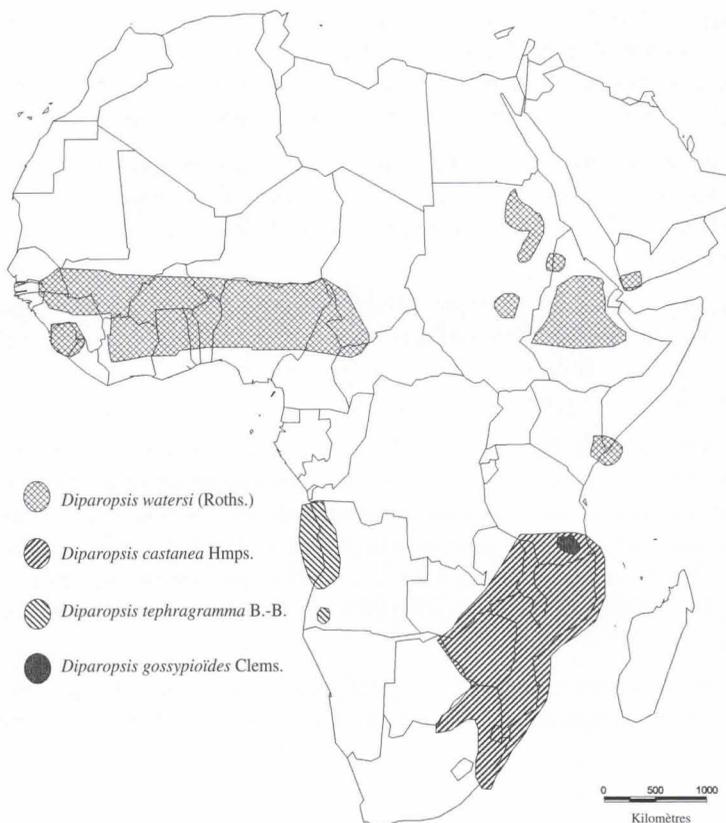


Figure 2
Distribution de *Diparopsis* spp. (sources : cartes n° 142, 143, 144 CAB, 1962).

Au Yémen, *D. watersi* a pu être l'hôte d'une espèce indigène d'Arabie : *Cienfuegosia welshii* Garke, *Gossypium stocksii*, *G. areysianum* Delf. ou *G. incanum* (Schwarz) Hillcoat (PROCTOR, 1962). Il est possible, aussi, que la différenciation des espèces de *Diparopsis* dans la région subsaharienne aride, en association avec celles des genres *Gossypium* et *Cienfuegosia*, ait eu lieu avant la séparation de l'Arabie du continent africain (PEARSON, 1958). En Afrique de l'Ouest, *Diparopsis* a pu s'installer en zone tropicale humide car son alimentation régulière (il ne rentre plus en diapause sous un tel climat) lui était fournie par les cultures pérennes de *G. punctatum* et *G. barbadense* (PEARSON, 1949). Ce qui n'a pu se faire dans les régions équatoriales d'Afrique centrale et d'Afrique de l'Est, où les variétés cultivées sont annuelles.

Description

Une très bonne description de *D. castanea* est faite par KING (1926). En Afrique occidentale française, VAYSSIERE et MIMEUR (1926), puis RISBEC (1950) décrivent *D. watersi* sous le nom de *D. castanea*. En 1951, CLEMENTS le présente sous le nom de *Diparopsis preditor* et note les particularités de chacune des quatre espèces du genre. Ces descriptions sont reprises et complétées par PEARSON (1958), GALICHET (1964), GIRAUDET (1968), McKINLEY (1968), EL TAYEB (1977) et TUNSTALL (1994).

L'œuf

L'œuf est de forme ellipsoïdale, aplati aux pôles (photo 1). Son plus grand diamètre est de 0,6 mm. Le chorion est parcouru de carènes qui dessinent un quadrillage régulier, verticalement et horizontalement, avec une petite épine à chaque intersection. De couleur bleu clair à vert émeraude au moment de la ponte, l'œuf vire progressivement au gris cendré, puis au gris anthracite s'il est fécondé. Juste avant l'éclosion, la tête sombre de la larve est visible par transparence. Le chorion vide est de couleur blanchâtre.

La chenille

Juste après l'éclosion, la larve de *D. watersi* a une couleur blanc crème. La plaque pronotale, la plaque anale et les pattes thoraciques sont de couleur brun foncé, puis noire. La coloration s'intensifie dans les premières heures qui suivent l'éclosion (photo 2). La tête est légèrement striée transversalement et porte des soies raides. Sur les segments, les soies sont fortes, assez courtes et rousses.

Les quatre paires de fausses pattes de couleur ocre ont des crochets disposés suivant un arc ouvert à l'extérieur. La chenille mesure environ 1,6 mm. La description est aussi valable pour *D. castanea* et *D. tephrogramma* (McKINLEY, 1968). Cependant, l'auteur différencie ces deux dernières espèces par la forme de leurs mandibules.

Au deuxième stade, un dessin caractéristique en forme de pointe de flèche apparaît sur chaque segment, excepté le premier et le dernier. Il est formé d'une courte bande longitudinale rouge clair flanquée d'une bande convergente vers l'avant, de part et d'autre de la ligne médiane. Ces taches rouges sont généralement plus resserrées derrière la tête. La taille est de 2 à 3 mm.

Au troisième stade (photo 3), la tête et le thorax sont marrons. Les pattes thoraciques sont brun foncé ou noires. Au terme du cinquième stade larvaire, la chenille mesure entre 25 et 30 mm. La coloration d'ensemble est vert très clair ; les taches deviennent couleur lie de vin et leurs contours sont diffus. KING (1926) remarque que chez la larve de *D. castanea* la plaque anale est devenue blanchâtre avec une tache sombre longitudinale la divisant par le milieu, en trois parties plus ou moins égales. Pour *D. watersi* et *D. tephrogramma*, EL TAYEB (1977) et GIRAUDET (1968) mesurent la dimension des capsules céphaliques des cinq stades larvaires.

La chenille est prête à rentrer en nymphose lorsqu'elle est grosse, grasse et d'une couleur verdâtre, avec une teinte rosâtre traversant chaque segment (photo 4). Sa longueur est d'environ 25 mm.

La chrysalide

La chrysalide mesure de 10 à 15 mm de longueur. Le tégument est tout d'abord vert clair et d'une très grande fragilité, puis il passe du jaune au marron, tout en durcissant en 24 heures (photo 6). Sa forme est très massive. La tête est prolongée en avant par un fort tubercule arrondi, à la base duquel fait saillie le labre fortement sculpté, strié transversalement. L'ébauche de la trompe est courte et en fuseau. Les ébauches des

ailes, des appendices et des segments abdominaux sont finement gaufrés. L'extrémité postérieure est arrondie, sans cremaster, et plissée longitudinalement. Les stigmates en ovale sont peu allongés et inclinés vers l'arrière.

Une coque de forme elliptique, fabriquée par la chenille avant la nymphose, protège la chrysalide (photo 6). Sa longueur est comprise entre 13 et 17 mm. La surface externe a un aspect brut et rugueux tandis que l'intérieur, lisse et soyeux, ne risque pas de blesser la jeune nymphe. La coque possède une zone particulièrement poreuse, où les particules terreuses sont moins solidement jointes pour faciliter les échanges gazeux (CHOYCE et REED, 1961). Cette partie qui cloisonne la loge est facilement reconnaissable de l'extérieur ; elle est placée à l'extrémité antérieure de la chrysalide et associée à une protubérance. C'est la zone que perfore le papillon, lors de sa sortie, à l'aide de son processus frontal.

L'adulte

Nous avons vu que le probocide (utilisé par l'adulte pour défoncer la coque de terre de son cocon) présente des caractéristiques qui permettent de distinguer les espèces entre elles (figure 1). Il en est de même des genitalia mâles (figure 3).

Pour les espèces *D. watersi* et *D. castanea*, la longueur du corps de ce papillon trapu est comprise entre 10 et 18 mm et son envergure varie entre 27 et 31 mm (photos 7 et 8). La tête est hérissée d'écailles allongées brun rouge. Celles-ci cachent le processus frontal noir. Les palpes sont minces et redressées devant la tête, à peu près cylindriques, avec un article terminal court et étroit. La trompe est grêle. Les antennes sont rousses et ont une longueur à peu près égale à la moitié du bord antérieur de l'aile. Celles du mâle sont modérément ramifiées jusqu'à la pointe ; celles des femelles possèdent des branches plus courtes. Les yeux sont larges et ronds.

Le thorax a des écailles colorées, comme celles du front, foncées pour la collerette antérieure et plus claires ensuite. L'abdomen a une couleur gris ivoire.

La nervation et les ornements des ailes se ressemblent beaucoup chez les deux espèces. Les ailes antérieures ont le plus souvent une teinte brun-rougeâtre avec des zones claires, mais les parties les plus sombres apparaissent parfois en vert olive. Elles sont disposées en toit sur le dos. Chez *D. watersi*, on distingue deux lignes antémédiane et extramédiane qui encadrent une grosse tache brune triangulaire, partant de la base, et deux lignes subterminale et antémarginale qui délimitent une aire plus foncée. Contrairement à *D. castanea* (photo 8), la ligne antémédiane des ailes antérieures de *D. watersi* (photo 7) ne possède pas de bosse. Les ailes postérieures sont blanchâtres et légèrement ombrées de brun sur les bords.

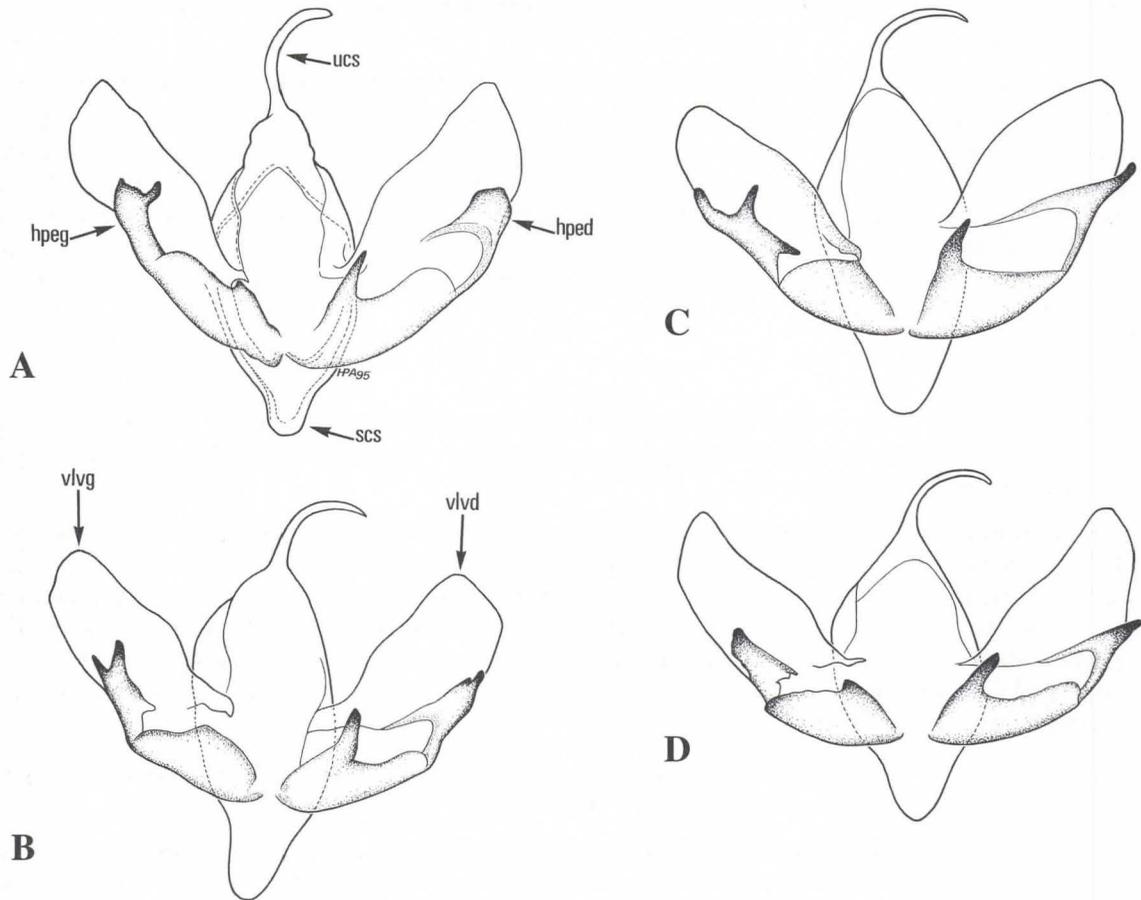


Figure 3

Genitalia mâles chez les espèces de *Diparopsis* ; hped, harpe droite ; hpeg, harpe gauche ; scs, saccus ; ucs, uncus ; vlvd, valve droite ; vlvg, valve gauche.

A : *Diparopsis watersi* Rothschild (original d'après nature).

B : *Diparopsis castanea* Hampson (d'après A. N. Clements, modifié).

C : *Diparopsis tephrogramma* Bethune-Baker (d'après A. N. Clements, modifié).

D : *Diparopsis gossypioides* Clements (d'après A. N. Clements, modifié).

BIOLOGIE

La vie adulte

La biologie de *D. watersi* a été étudiée au Tchad en partie par COUILLOUD (1964a), GALICHET (1964) et BRADER BREUKEL (1969), au Cameroun par JACQUEMARD (1975) et au Soudan par TUNSTALL (1958) et EL TAYEB (1977). La biologie de *D. castanea* a été décrite par KING (1926) en Zambie, et par PEARSON (1958), TUNSTALL (1967) et MARKS (1976a) au Malawi.

Les périodes d'activité

Lorsque l'adulte sort de sa coque terreuse, il peut creuser jusqu'à 75 mm de sol lourd et humide. Cela lui est impossible si le sol est sec et dur, à moins de profiter d'une fissure. Si le sol est sec et léger, il peut arriver à creuser un tunnel de 50 mm (TUNSTALL, 1967).

Le papillon est strictement nocturne. Pendant le jour, il reste immobile, caché le plus souvent sur la face inférieure des feuilles. Il commence son vol de dispersion la seconde nuit après émergence (BRADER BREUKEL, 1968 et BRADER BREUKEL *et al.*, 1968). GALICHET (1964) place le début de l'activité de *D. watersi* au début de la nuit, et la fin des déplacements entre 23 h et 8 h locales. Il observe que la durée des périodes actives est très variable suivant les individus. A propos de l'activité nocturne de *D. castanea*, MARKS (1976b) remarque qu'après un quart d'heure de vol les femelles vierges restent inactives durant toute la nuit. Quant aux mâles, ils s'activent dès le coucher du soleil.

A l'aide de la technique du marquage et de la recapture, il a été montré au Malawi (TUNSTALL, 1994) que les mâles de *D. castanea* parcourent fréquemment des distances supérieures à 1,5 km par nuit. La distance maximale enregistrée est de 7 km. D'après MARKS (1978), les mâles de *D. castanea* peuvent couvrir une distance de 2,4 km en une nuit. En République centrafricaine, la progression de l'espèce *D. watersi* a été estimée à une dizaine de kilomètres par an (GALICHET, 1964).

La vie de l'adulte en captivité, alimenté avec des fleurs de cotonnier, est courte : 4 à 5 jours à 30 °C ; elle peut atteindre 8 à 11 jours, lorsque la température s'abaisse (GALICHET, 1964 et BRADER BREUKEL, 1968). Au Soudan, TUNSTALL (1958) note une longévité moyenne de 5,9 jours pour les mâles et de 6,7 jours pour les femelles. EL TAYEB (1977) indique pour des adultes en captivité, alimentés avec des fleurs de cottonniers, des longévités moyennes de 3 jours en septembre, 3,4 jours en octobre et 2,4 jours en novembre pour les femelles contre 2,2 jours pour les mâles.

Les phéromones sexuelles

L'émission d'une phéromone sexuelle chez les femelles a été mise en évidence par TUNSTALL (1965) chez *D. castanea* et par BRADER BREUKEL (1969) chez *D. watersi*. Les travaux de cet auteur et ceux de MARKS (1976a) sur *D. castanea* décrivent les différentes modalités de l'attraction sexuelle, du comportement de cour et de l'accouplement chez les deux espèces.

Chez *D. watersi*, la glande produisant la phéromone sexuelle est située dans le tissu intersegmentaire, entre le huitième et le neuvième segment abdominal (BRADER BREUKEL, 1969). Chez *D. castanea*, la contenance de la glande est d'environ $12,73 \cdot 10^{-3} \mu\text{g}$ (MARKS, 1976b). L'auteur n'a pas obtenu de corrélation entre le poids de la femelle et la quantité de phéromone contenue dans cette glande. En revanche, il note que le temps d'émission est proportionnel au poids de la femelle à son émergence.

Les premières recherches sur l'isolement, l'identification et la synthèse de la phéromone de *D. castanea* furent publiées par MOORHOUSE *et al.* (1969). BEEVOR *et al.* (1973) étudient au laboratoire l'attraction croisée entre les espèces *D. watersi* et *D. castanea*. Ils en concluent que les phéromones sexuelles sont de composition isomérique légèrement différente et qu'une phéromone sexuelle synthétique devrait être efficace sur les deux espèces. NESBITT *et al.* (1973a,b ; 1975) isolent et identifient quatre acétates d'alcool en C_{12} :

- acétoxy-1 dodécadiène -9E,11 ou ($E_{9,11}$ DDA), 64 % ;
- acétoxy-1 dodécadiène -9Z,11 ou ($Z_{9,11}$ DDA), 16 % ;
- acétoxy-1 dodécène -11 ou (11 DDA), 20 % ;
- acétoxy-1 dodécène -9E ou (E_9 DDA), traces ;
- acétoxy-1 dodécane ou (C_{12} OAc), traces.

La phéromone de *D. watersi* est très voisine mais, à la différence de celle de *D. castanea*, elle ne possède pas le composé E_9 DDA mais le composé Z_9 DDA (ZAGATTI, 1981).

Au Malawi, à partir d'expérimentation au champ, MARKS (1976b,c,e) précise l'activité de chaque composant de la phéromone sexuelle de *D. castanea*. Le mélange des composés (87 % $E_{9,11}$ DDA et 13 % $Z_{9,11}$ DDA) et (11 DDA) selon un ratio 4 : 1 se révèle très attractif ; le second composé ayant un effet synergisant. Le composé (C_{12} OAc), ajoute l'auteur, ne montre pas d'effet apparent et le (E_9 DDA) inhibe la réponse du mâle, tout comme le (Z_9 DDA) pour *D. watersi* (ZAGATTI, 1981). Dans ses pièges à phéromone, l'auteur place une capsule de polyéthylène de 2,5 ml contenant 800 μg de composé (87 % $E_{9,11}$ DDA et 13 % $Z_{9,11}$ DDA) et 200 μg de composé (11 DDA). Ses pièges restent attractifs pendant deux mois. Les premiers résultats de piégeage de *D. watersi*, au Cameroun, ont montré que la formulation composée de 40 % de ($E_{9,11}$ DDA), 40 % de ($Z_{9,11}$ DDA), 10 % de (11 DDA) et 10 % de (C_{12} OAc) est attractive (ZAGATTI, 1981).

MARKS (1977a) montre l'existence, pendant la nuit, d'un vol bimodal des mâles de *D. castanea*. D'après lui, ce modèle doit résulter des vols de pré et post-accouplement ou des mâles résidents (en premier) et des nouveaux émergés (en second) ou encore des deux à la fois. Il étudie aussi l'influence des facteurs climatiques sur les vols, mais aucun des modèles de capture reliés aux paramètres climatiques enregistrés ne se révèle suffisamment fiable pour faire des prévisions. Cependant, il constate que l'influence de la vitesse du vent sur les vols est plus prononcée que la température ou l'humidité. Il indique un optimum des vols pour une vitesse du vent comprise entre 1,0 et 2,5 $\text{m}\cdot\text{s}^{-1}$ (avec un seuil limite de 5,5 $\text{m}\cdot\text{s}^{-1}$) et pour une humidité relative comprise entre 60 et 70 %. Mais, d'après l'auteur, aucune relation simple ne semble exister entre l'abondance des adultes et la température.

Plus tard, MARKS (1978) étudie l'influence de l'aspect et de l'emplacement des pièges sur les captures. Le plus efficace est un piège de 60 cm de diamètre, placé au niveau du sol ou à une hauteur de 0,5 m. La présence d'un toit, au-dessus du piège, réduit significativement les captures. Un piège blanc ou en métal galvanisé capture plus de papillons qu'un piège d'une autre couleur. Il ne semble pas y avoir de compétition entre des pièges séparés de 40 à 60 m. Les plus fortes captures sont obtenues dans les champs de cotonniers traités, mais des papillons sont aussi piégés dans un grand nombre d'autres cultures, surtout à la fin de la saison des pluies. Les capsules de phéromone ne peuvent être remplacées que toutes les six semaines. Les résultats de ces études confirment et complètent ceux obtenus, au Tchad, par BRADER BREUKEL (1969) avec des femelles vierges de *D. watersi*.

Les papillons sont attirés par la lumière artificielle, surtout lorsqu'elle émet des ultra-violets. En comparant les captures de mâles des pièges sexuels à celles des pièges lumineux, BRADER BREUKEL (1970b) et MARKS (1977b) constatent que les premiers sont plus efficaces, en début de campagne.

La ponte et la fécondité des femelles

BRADER BREUKEL (1970b) étudie, au Tchad, l'influence du cotonnier sur le comportement des adultes de *D. watersi* et montre que la plante hôte en floraison attire les femelles en période de ponte et que les mâles semblent être attirés plus fortement par une femelle en présence de cotonniers, surtout lorsque les plantes sont en pleine croissance. Pour le déclenchement des pontes chez *D. castanea*, KING (1926) retient l'hypothèse de l'émission d'une substance attractive par les boutons floraux des cotonniers ; avant l'apparition de ces derniers, il a observé un bon nombre d'adultes, mais pas la moindre ponte.

BRADER BREUKEL (1970b) remarque un effet de bordure dans les champs de cotonniers. En effet, l'espèce *D. watersi* s'installe plus particulièrement dans les premiers cotonniers qu'elle rencontre. Cet effet a été retrouvé chez *D. castanea* par BEEDEN (1974) au Malawi.

La femelle de *D. watersi* est sexuellement mûre dès l'émergence et peut s'accoupler immédiatement. D'après TUNSTALL (1958), la ponte peut avoir lieu la nuit suivant l'émergence. BRADER BREUKEL (1969) rapporte que 30 à 40 % des femelles capturées au piège lumineux ont été fécondées plusieurs fois. L'accouplement échoue chez les femelles âgées de plus de 3,5 à 4 jours.

Les femelles ont tendance à se disperser avant la ponte, mais elles restent dans le même champ une fois que celle-ci est commencée (BRADER BREUKEL, 1968). Cependant, si le site de ponte n'est pas convenable, comme en début ou en fin de culture, elles se dispersent après avoir pondu une partie de leurs œufs.

Au Swaziland, seulement 61 % des œufs sont déposés pendant les trois premières heures de la nuit (TUNSTALL, 1994). En Zambie, d'après KING (1926), une femelle de *D. castanea* peut pondre de 40 à 70 œufs par jour, pendant 6 à 10 soirs consécutifs, puis les pontes deviennent de moins en moins abondantes. Cependant, TUNSTALL (1967) rapporte que la majorité des œufs est pondue pendant les trois à quatre jours qui suivent l'accouplement. Au Cameroun, la femelle de *D. watersi* peut déposer jusqu'à 250 œufs en une dizaine de jours (JACQUEMARD, 1975). EL TAYEB (1977) note, au Soudan, un maximum de 242 œufs par femelle avec 86,8 œufs en moyenne en septembre, 98,3 en octobre et seulement 56,3 en novembre. Un maximum de 195 œufs pondus en une nuit est rapporté pour *D. tephrogramma* (GIRAUDET, 1968).

On rencontre rarement plus de deux ou trois œufs sur une même plante (KING, 1926 ; EL TAYEB, 1977). Au Tchad, COUILLOUD (1964a) a suivi la répartition de la ponte de *D. watersi* entre les différents étages du cotonnier, sur l'ensemble de la campagne. Il note qu'au cours du développement du cotonnier, le maximum de la ponte passe des boutons floraux et des jeunes capsules vers les tiges et les rameaux, tout en se déplaçant des positions basses aux positions supérieures.

En revanche, BEEDEN (1974) rapporte qu'au Malawi les sites de pontes de *D. castanea* passent progressivement des parties végétatives aux organes fructifères quand les plantes vieillissent. L'auteur constate également que, pendant la floraison, les œufs sont toujours pondus à mi-hauteur de la plante. Il ressort de ces observations que, même si la répartition de la ponte diffère suivant les lieux, le quart inférieur des plantes peut être ignoré dans les comptages.

L'incubation des œufs

Des modifications de température et d'humidité relative entraînent des variations dans le pourcentage d'éclosion et dans la durée de l'incubation des œufs. Par des observations conduites au laboratoire, GALICHET (1964) note, dans des conditions de température situées entre 27 et 31 °C et 75 % d'humidité relative, que le pourcentage d'éclosion atteint souvent 75 %, alors qu'il n'est que de 35 % à 18 °C et inférieur à 30 % à 38 °C. En dessous de 60 % d'humidité relative, le pourcentage d'éclosion décroît rapidement.

La durée de l'incubation au Tchad est de quatre jours, pour une température optimale comprise entre 29 et 34 °C. Elle augmente linéairement pour atteindre 13 jours à 18 °C (GALICHET, 1964). Au Soudan, elle varie de 3,4 jours en août et début septembre à 5,5 jours en octobre et novembre (EL TAYEB, 1977). Au Yémen, elle est en général de quatre jours (PROCTOR, 1962).

Pour *D. castanea*, en Zambie, KING (1926) note une variation de 5 à 9 jours. Cependant, il remarque des périodes d'incubation plus courtes à températures élevées (26 à 33 °C) et plus longues à basses

températures (20 à 24 °C). Au Zimbabwe, en conditions naturelles, la période d'incubation varie entre 6 et 13 jours, en fonction de la position de l'œuf sur la plante soumise à différentes températures (TUNSTALL, 1967).

La vie larvaire

L'activité larvaire

L'éclosion et la pénétration dans l'organe fructifère se produisent juste avant l'aube (TUNSTALL, 1994). Au Zimbabwe, cette période s'étend de 4 à 8 h locales. Les autres déplacements de la larve, d'un organe à l'autre ou pour se nymphoser dans le sol, ont lieu principalement entre 18 et 24 h.

Après l'éclosion, la jeune larve parcourt les bractées à la recherche d'un organe fructifère sain. Cette étape peut varier entre trois minutes et trois heures, selon la position qu'occupe l'œuf sur la plante (KING, 1926 et TUNSTALL, 1958). Au cours de ses déplacements, la jeune larve sécrète un fil de soie. Arrivée sur un bouton floral, plus rarement sur une fleur ou une jeune capsule, la chenille se place à un endroit où la bractée touche le bouton. Profitant de la pression de la bractée sur le bouton, elle fore un orifice (KING, 1926). D'après TUNSTALL (1994), la jeune chenille relie les deux surfaces avec une fine toile. Elle rejette sur les côtés les débris des pétales ou du péricarpe capsulaire, qui marquent son entrée, et pénètre dans l'organe pour se nourrir des parties internes. Après l'avoir entièrement vidé, la chenille part en quête d'un autre organe.

L'attaque du bouton floral par la chenille entraîne l'écartement des bractées, puis la chute du bouton qui reste souvent suspendu par un ou plusieurs fils de soie sécrétés par la chenille (photo 5). C'est un dégât caractéristique des chenilles de *Diparopsis* spp. D'après PEARSON (1958), ces fils de soie seraient sécrétés par la chenille avant qu'elle n'entre dans le bouton. Mais il semble plutôt qu'elle le fasse après la pénétration par des déplacements localisés (TUNSTALL, 1994), ce qui augmente ses chances de survie.

En général, dès le troisième stade, la chenille s'attaque aux capsules vertes (photo 3). L'orifice de pénétration dans une capsule présente un contour irrégulier. Il ne se cicatrise pas (VAYSSIERE et MIMEUR, 1926). Les excréments, d'abord rejetés à l'extérieur, finissent par obstruer l'entrée, puis s'accumulent à l'intérieur. Dans le cas d'une jeune capsule, la chenille ingère tout le contenu mais lorsqu'elle s'attaque à une capsule de plus de 20 jours elle se nourrit principalement des graines ; une ou plusieurs loges peuvent être alors complètement détruites. Contrairement à *Helicoverpa*, la chenille se nourrit en gardant son corps à l'intérieur du bouton ou de la capsule. Il lui arrive de faire quelques sorties localisées autour du fruit, mais elle continue à se nourrir jusqu'à ce que l'organe tombe ou soit vidé (TUNSTALL, 1994).

Toute capsule partiellement détruite par les chenilles s'ouvre précocement donnant une fibre immature sans qualité et, plus ou moins, souillée par les déjections (COUILLOUD, 1964b). Les perforations des capsules constituent une voie d'accès aux micro-organismes responsables des contaminations et pourritures ultérieures, bactériennes ou cryptogamiques, qui déprécient la qualité de la fibre.

Une larve peut accomplir tout son développement en s'alimentant de cinq à six boutons floraux, en début de floraison. Au cours de la fructification, la majorité des larves ne font plus qu'un déplacement : d'un bouton à une capsule ou d'une capsule à une autre (TUNSTALL, 1994). Dans tous les cas, les dégâts sont beaucoup moins importants que ceux d'une chenille d'*H. armigera*. Si les organes fructifères font défaut, la chenille de *D. watersi* peut exceptionnellement se comporter en mineuse des tiges de cotonniers (KING, 1926 ; GALICHET, 1964).

La durée de la vie larvaire

A partir d'observations réalisées au laboratoire, TUNSTALL (1958) donne pour les larves de *D. watersi* une durée de vie moyenne de 13,3 jours, pouvant varier entre 10 et 17 jours. GALICHET (1964), au Tchad (tableau 1), et EL TAYEB (1977), au Soudan, retrouvent une période de vie larvaire très voisine et donnent la durée de chaque stade. Elle est un peu plus longue au Yémen (PROCTOR, 1962).

La période minimale de développement larvaire pour *D. castanea* est de 11 à 12 jours à 30 °C (PEARSON, 1958). En dessous de 20 °C, les larves ne se nourrissent plus et finissent par mourir.

TABLEAU 1

Durées des stades larvaires de *D. watersi* (GALICHET, 1964).

Stades larvaires	Durée moyenne à 30 °C, en jours (durées maximale et minimale, en heures)
Premier	1,75 (36 à 48)
Second	1,50 (24 à 48)
Troisième	2,00 (48 à 52)
Quatrième	3,50 (72 à 96)
Cinquième	2,50 (48 à 72)
Prénymphose	2,00 (48 à 53)

La confection de la coque et la mue nymphale exigent une soixantaine d'heures. La durée de la vie larvaire peut s'accroître considérablement lorsque les larves sont soumises à des températures alternativement basses pendant la nuit et hautes pendant le jour (GALICHET, 1964). Cela pourrait expliquer les variations considérables recensées : 14-42 jours au Malawi (KING, 1926), 13-38 jours et 16-21 jours pour le nord et l'ouest du Soudan (EL TAYEB, 1977) et 18-41 jours en Afrique du Sud (TUNSTALL, 1994).

La nymphose

La chenille s'enfonce dans le sol par quelque anfractuosité, ou en le creusant s'il est meuble. La profondeur de pénétration varie en fonction de la nature du sol, de sa structure et de sa teneur en eau (GALICHET, 1964). Chez *D. watersi*, au Tchad, 95 % des nymphes se rencontrent dans les huit premiers centimètres et 60 % à moins de cinq centimètres (LE GALL, 1949). Au Soudan, la chenille construit sa coque à une profondeur de 25 mm, quelle que soit la saison (TUNSTALL, 1958). En revanche, EL TAYEB (1977) note une profondeur variant entre 25 et 150 mm. Au Yémen, PROCTOR (1962) observe une forte proportion de coques à demi finies ou complètes contenant des chenilles mortes, entre 50 et 70 mm de profondeur.

Chez *D. castanea* au Malawi, PEARSON (1958) trouve des chrysalides à une profondeur moyenne de 25 mm pendant la saison humide et de 60 mm pendant la saison sèche. Au laboratoire, les larves de *D. tephrogramma* font leur pupa à une profondeur de 50 mm (GIRAUDET, 1968).

La durée de la nymphose dans le cycle normal de *D. watersi*, au Cameroun, varie de 11 à 18 jours, mais augmente progressivement à partir d'octobre pour atteindre 20 à 30 jours (JACQUEMARD, 1976a,b). Chez les individus non diapausant, elle est fonction de la température et du sexe. A 30 °C, elle est de 12,7 jours pour les femelles et de 14,7 jours pour les mâles (GALICHET, 1964). Au Yémen, elle varie de 15 à 25 jours (PROCTOR, 1962).

La diapause

Les espèces appartenant au genre *Diparopsis* peuvent interrompre leur développement au stade nymphal. La diapause de *D. watersi* a été étudiée au Nigeria par GEERING et BAILLIE (1954), au Soudan par TUNSTALL (1958), au Yémen par PROCTOR (1962), au Tchad par GALICHET (1961a, 1962 et 1964) et au Cameroun par JACQUEMARD (1975 et 1976a). Celle de *D. castanea* a été étudiée par PEARSON (1958) et TUNSTALL (1967), au Malawi et au Zimbabwe. Il semble que le phénomène soit essentiellement le même pour *D. watersi* et *D. castanea*. L'allongement de la période de pupaison de plusieurs mois est également constaté chez *D. tephrogramma* (GIRAUDET, 1968).

L'entrée en diapause

Au Cameroun, la durée de la nymphose augmente progressivement à partir d'octobre pour atteindre 20 à 30 jours (JACQUEMARD, 1975). Suivant les années, cette variation dans la durée du cycle concerne

20 à 40 % des individus de la population totale. Ainsi, l'auteur considère de manière arbitraire que l'état de diapause s'applique aux adultes émergents après une durée de 30 jours. GALICHET (1964) montre que la diapause est déclenchée plus aisément chez le sexe mâle et qu'elle y est plus intense. Elle nécessite l'intervention des facteurs externes cités ci-après, dont le plus important est la température (figure 4) :

- une fluctuation de température entre la période nocturne (15 °C) et la période diurne (30 °C) induit la diapause chez une fraction variable de la population ;
- une température de 38 °C lors de l'entrée en terre des chenilles peut induire la diapause chez certains individus généralement de sexe mâle ;
- la sécrétion de la soie lors de l'élaboration de la loge nymphale constitue un préalable indispensable pour de nombreux individus ;
- la photopériode n'exerce qu'une action secondaire ;
- les variations de l'humidité ambiante ou de la teneur en eau du sol sont sans influence sur l'entrée en diapause.

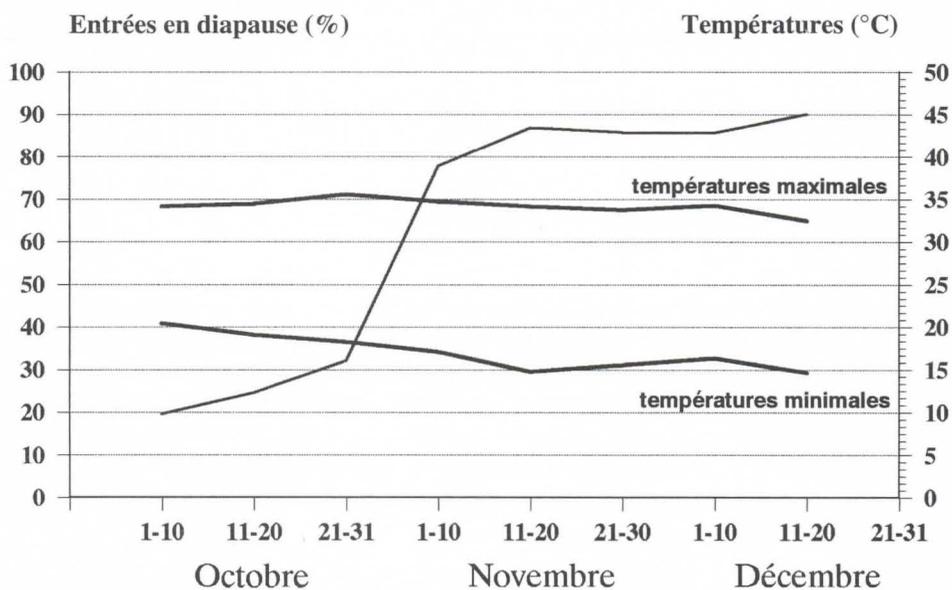


Figure 4
Pourcentage de la population de *D. watersi* entrée en diapause, au Cameroun, en fonction des températures maximales et minimales, d'après JACQUEMARD (1975).

Les individus n'ont pas la même sensibilité à l'égard des facteurs du milieu (GALICHET, 1964). La réponse d'une population est donc souvent nuancée. En fait, l'auteur constate que la proportion d'insectes diapausants change progressivement en fonction des modifications saisonnières du climat. La fraction de la population qui n'entre pas en diapause est estimée à 0 % au Nigeria, 25 % au Tchad et au Soudan et 50 % au Malawi (TUNSTALL, 1967).

La durée de la diapause

La durée de la diapause varie aussi avec les conditions du milieu (GALICHET, 1964). La courbe des éclosions imaginales est multimodale avec un mode dominant à trois mois et un second entre cinq et six mois. Au Tchad, l'auteur trouve une durée moyenne de 80 jours, contre 140 jours au Malawi (PEARSON, 1958). JACQUEMARD (1975) note, au Cameroun, des durées allant jusqu'à 330 jours et atteignant parfois plusieurs années (figure 5). D'après l'auteur, 60 à 80 % des émergences ont lieu entre le 6^e et le 9^e mois. Cependant, au bout du 3^e mois, en pleine période sèche, il sort en moyenne 16 à 30 % de la population diapausante. TUNSTALL (1958) et PROCTOR (1962) observent des sorties de diapause étendues sur deux saisons.

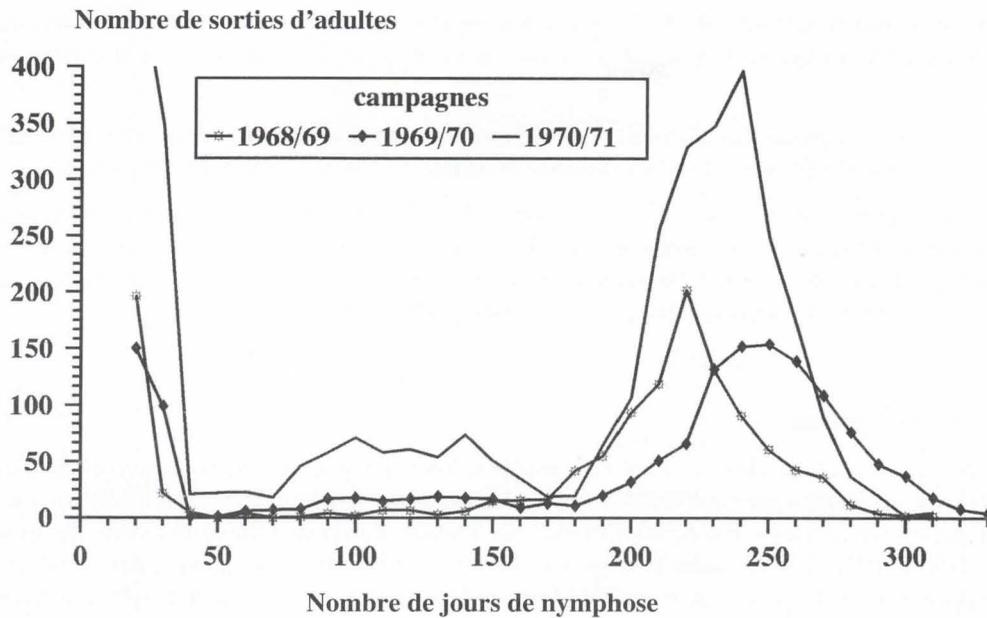


Figure 5
Durée de la diapause chez *D. watersi*, au Cameroun, d'après JACQUEMARD (1975).

La sortie de diapause

Au Cameroun, les sorties d'adultes de *D. watersi* en conditions naturelles sont pratiquement ininterrompues pendant l'année, mais en nombre très variable (JACQUEMARD, 1975). L'auteur note que, de février à avril, 16 à 30 % des individus de la population en diapause éclosent dans des conditions qui ne leur laissent aucune possibilité de survie. Cependant, la reprise de l'activité de l'insecte est liée au retour de la pluie (figure 6). Elle provoque le départ rapide de la végétation et assure, en présence de cotonniers, l'alimentation des larves issues de la génération hivernante (GALICHET, 1964). Au Cameroun, JACQUEMARD (1976a) fait les observations suivantes :

- en conditions de laboratoire, à température constante (30 °C), une hygrométrie nocturne élevée (80 à 90 %) alternant avec une hygrométrie diurne basse (40 à 50 %) provoque 100 % de ruptures de diapause, échelonnées sur 50 jours ;

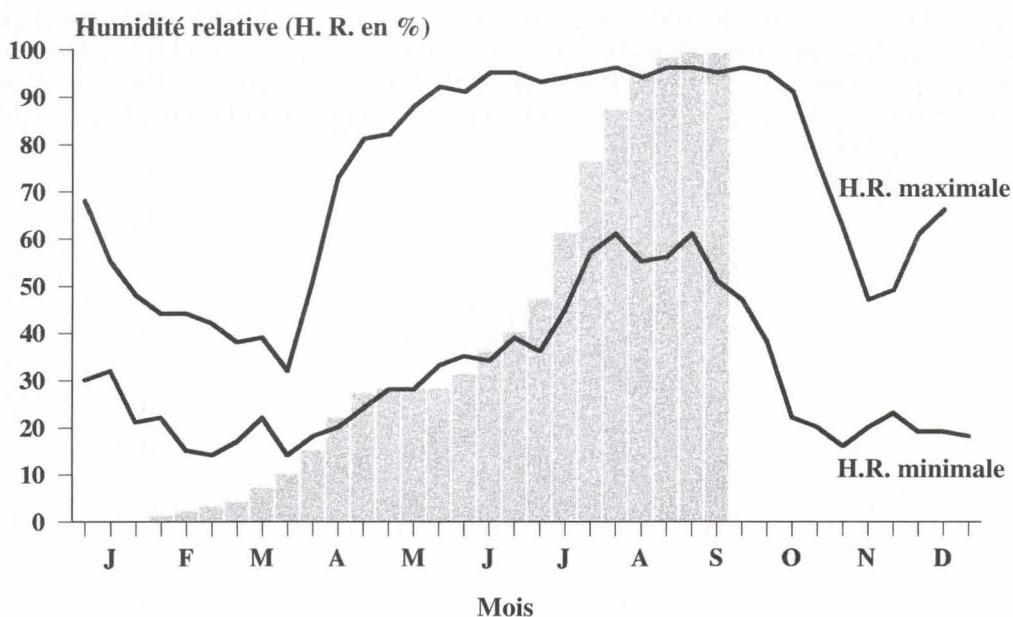


Figure 6
Pourcentage de la population de *D. watersi* sortie de diapause, en fonction des hygrométries maximales et minimales, au Cameroun, d'après JACQUEMARD (1975).

– en conditions naturelles, 70 % de la population sort de diapause lorsque la moyenne décadaire des minima diurnes hygrométriques passe au-dessus de 30 % et celle des maxima nocturnes au-dessus de 80 % ;

– l'évolution du poids des chrysalides de *D. watersi* en diapause montre une reprise d'activité métabolique de la morphogénèse dans les quinze jours qui précèdent l'émergence des adultes.

PROCTOR (1962) observe, au Yémen, des sorties d'adultes diapausants en octobre et novembre, après que l'irrigation ait fait diminuer la température du sol. Exceptionnellement, l'effet d'une pluie en quantité suffisante peut aussi provoquer l'émergence des adultes. Au Tchad, c'est de fin juin à début août que se produisent les sorties de diapause les plus nombreuses (COUILLOUD, 1964b).

Le cycle biologique

La durée totale du cycle de *D. watersi* est variable selon la température et la présence d'une diapause ou non. Relevée au Soudan par PEARSON (1958), elle est de 37 jours ; elle est confirmée par EL TAYEB (1977) qui trouve 35 jours. PROCTOR (1962), au Yémen, donne une durée moyenne de 40 jours. Au Tchad, GALICHET (1964) étudie plus précisément les durées des différents stades en fonction de la température. Il note des durées plus longues lorsque la température diminue. La durée du cycle est plus courte chez la femelle, soit 33,7 jours contre 38,7 jours chez le mâle. D'après JACQUEMARD (1969b), *D. watersi* accomplit son cycle complet en 30-35 jours dans des conditions normales au Tchad ; cela représente environ trois générations sur une culture cotonnière.

Les méthodes d'élevage

EL TAYEB (1977) élève les adultes dans des boîtes transparentes contenant des fleurs de cotonnier avec une solution de 5 % en miel. Il est préférable de séparer les chrysalides en fonction du sexe et d'attendre un jour avant de mettre en présence les papillons mâles avec les papillons femelles (JACQUEMARD, communication personnelle). L'utilisation d'une lumière bleue, en phase nocturne, favorise l'accouplement et la ponte. Les femelles pondent alors facilement sur différents supports.

Les larves de *D. watersi* s'élèvent bien, jusqu'au troisième stade, sur un milieu naturel composé de boutons floraux, et, au-delà, sur de jeunes capsules fraîchement prélevées (GALICHET, 1964 ; MATTHEWS, 1966a ; EL TAYEB, 1977 et JACQUEMARD, 1975). McKINLEY (1974) essaye sans grand succès d'obtenir le cycle complet de *D. castanea* sur un milieu nutritif semi-artificiel.

JACQUEMARD (1981) traite les capsules de cotonniers à l'acide sorbique, afin de prolonger leur période d'utilisation. En loges individuelles, il réussit à élever tous les stades sur capsules. A partir du cinquième stade, la capsule contenant la chenille est déposée sur du sable finement tamisé, dans lequel elle pénètre facilement pour faire son cocon. Des élevages de chenilles ont également réussi sur un milieu à base de poudre de loges de capsules âgées de 16 jours, d'agar-agar et d'eau (JACQUEMARD, communication personnelle).

L'INCIDENCE DES FACTEURS ABIOTIQUES ET BIOTIQUES

La pluviométrie

La pluie maintient un degré hygrométrique bénéfique pour *D. watersi* ; elle abaisse la température et ameublît le sol, facilitant ainsi la sortie des imagos (GALICHET, 1964). Une pluie de quelques dizaines de millimètres est suivie par des sorties d'adultes. Plus les pluies sont abondantes en début de saison et plus les sorties sont précoces.

EL TAYEB (1977) observe, au Soudan, une corrélation négative entre la précocité des pluies et l'abondance de *D. watersi*. En effet, la brièveté de la vie adulte et de l'incubation des œufs ne laisse que 7 à 10 jours à l'insecte pour assurer sa descendance. D'autre part, la chenille de *D. watersi* ne peut s'alimenter que sur *Gossypium* avant la formation des boutons floraux. La mortalité en début de campagne, qui conditionne l'importance des populations larvaires ultérieures sur la culture cotonnière, est fonction pour une large part du régime pluviométrique du printemps (GALICHET, 1964).

Une faible pluviométrie est favorable au développement de *D. watersi* (BRADER BREUKEL *et al.*, 1968). Pendant la campagne, l'alternance de périodes ensoleillées et pluvieuses fait fortement progresser les pontes (ANGELINI, 1971). En revanche, une saison très pluvieuse fait régresser les infestations, parfois jusqu'à leur disparition. D'après GEERING et BAILLIE (1954), les fortes pluies limiteraient l'aération des chrysalides dans le sol et retarderaient ainsi l'émergence des adultes. L'action mécanique de la pluie peut provoquer la destruction de 75 à 85 % des œufs déposés sur les jeunes plants, par impact direct ou par dissolution de la sécrétion fixant l'œuf au support (GALICHET, 1964).

La température

La baisse de la température nocturne en début de saison sèche entraîne l'arrêt du cycle de *D. watersi* (GALICHET, 1964). D'une part, la ponte se raréfie et peut cesser complètement et, d'autre part, une large fraction de la population entre en diapause. BRADER BREUKEL *et al.* (1968) observent un arrêt des vols correspondant à la baisse de la température au-dessous de 18 °C.

Le facteur alimentaire

Diparopsis spp. ne dispose pratiquement que d'une seule plante hôte et doit donc s'adapter à la phénologie du cotonnier. L'alimentation ne joue un rôle limitant qu'au printemps et, dans une moindre mesure, à l'automne (GALICHET, 1964).

La compétition interspécifique

Les populations de *D. watersi* sont souvent en concurrence directe avec d'autres chenilles phytophages, parmi lesquelles on peut trouver *Helicoverpa armigera* Hübner, *Earias insulana* Boisduval, *Earias*

biplaga Walker, *Cryptophlebia leucotreta* Meyrick, *Mussidia nigrivenella* Ragarst ou *Pectinophora gossypiella* Saunders.

La concurrence diminue le nombre d'organes fructifères disponibles par chenille et *D. watersi*, espèce peu combative, va se laisser aisément éliminer par des larves plus agressives (GALICHET, 1964).

Les ennemis naturels

Au Malawi (PEARSON, 1958), au Nigeria (GEERING et BAILLIE, 1954) et au Soudan (TUNSTALL, 1965), la comparaison du nombre d'œufs déposés et de la taille des populations larvaires indique une mortalité des œufs et des premiers stades rarement inférieure à 80 %.

Les listes des prédateurs et des parasitoïdes de *Diparopsis* spp. figurent dans les tableaux 2 et 3 ; elles reprennent et complètent celle de TUNSTALL (1994).

Les prédateurs

En Zambie, un *Pentatomidae*, *Macrorhaphis spurcata* Wlk., se nourrit de chenilles de *D. castanea* (KING, 1926) (tableau 2). Cette prédation semble moins importante que celle par les araignées qui détruisent les larves au moment où elles descendent sur le sol pour se nymphoser. Une mortalité de 98 % a été observée au Zimbabwe, dont 69 % due aux araignées, entre le moment où la jeune larve pénètre dans le fruit et celui pendant lequel l'adulte émerge (TUNSTALL, 1994). Environ 30 % des larves de *D. castanea* sont attaquées par plusieurs espèces de fourmis et principalement par *Pheidole megacephala* (F.). Des araignées de l'espèce *Dorylus (Alaopone) conradti* Emery détruisent une bonne partie des nymphes diapausantes (TUNSTALL, 1967).

TABLEAU 2

Les prédateurs de *Diparopsis* spp., d'après la liste de TUNSTALL (1994) modifiée et complétée.

Espèce	Origine	Référence	Stade attaqué
Pentatomidae			
<i>Agonoscelis versicolor</i> F.	Zimbabwe	Tunstall (1994)	
<i>Glypsus conspicuus</i> (Westw)	Afrique du Sud Ex A.O.F.	Tunstall (1994) Risbec (1950)	larve
<i>Macrorhaphis acuta</i> Dall.	Malawi	King (1926)	larve
<i>Macrorhaphis spurcata</i> Wlk.	Zambie	King (1926)	
Formicidae			
<i>Anoplolepis braunsi</i> var. <i>parsoni</i> Santo.	Swaziland	Pearson (1958) (sur <i>Cienfugosia hildebrandtii</i>)	
<i>Dorylus conradti</i> Emery	Zimbabwe	Tunstall (1968)	
<i>Myrmecaria natalensis</i> var. <i>eumenoides</i> (Gerst)	Malawi	Pearson (1958)	
<i>Pheidole capensi</i> Mayr.	Afrique du Sud	Pearson (1958)	
<i>Pheidole megacephala</i> (F.)	Afrique du Sud Zimbabwe	Pearson (1958) Tunstall (1962)	nymphes
non déterminé	Tchad	Galichet (1964)	
Chrysopidae			
<i>Chrysopa boninensis</i> Okamoto	Zimbabwe	Brettell (1979)	
Sphecidae			
<i>Ammophila</i> sp.	Cameroun	Jacquemard (1975)	larve
Eumenidae			
non déterminé	Tchad	Silvie <i>et al.</i> (1989)	larve

Les araignées peuvent se nourrir également de jeunes chenilles de *D. watersi* (JACQUEMARD, 1975). Cet auteur observe des guêpes (*Sphécidae*, *Ammophila* sp.) qui collectent des chenilles. GALICHET (1964) mentionne l'action importante des termites et des fourmis sur les nymphes, surtout dans les sols sableux. SILVIE *et al.* (1989) observent, au Tchad, des *Eumenidae*, prédateurs de larves de *D. watersi*, et aussi des *Formicidae* s'attaquant aux nymphes. GAHUKAR (1991) mentionne *Chrysopa* sp. comme prédateur des œufs de *D. watersi*.

Les parasitoïdes

Les parasitoïdes de *Diparopsis* spp. se trouvent parmi les insectes ou les nématodes (tableau 3).

En Zambie, KING (1926) mentionne deux diptères, un *Tachinidae* et un *Phoridae*, parasitant les larves de *D. castanea*. Au Malawi, PEARSON (1954) signale *Apanteles earterus* Wilkinson et *A. diparopsidis* Lyle. Il observe aussi ce dernier en Afrique du Sud.

Un trichogramme est observé sur œuf de *D. watersi*, au Sénégal. Il appartient au groupe des *Trichogrammatoidea* (BOURNIER, 1979). SILVIE *et al.* (1989) trouvent au Tchad deux hyménoptères parasites de l'œuf : un *Scelionidae*, *Telenomus* sp., et un *Trichogrammatidae* indéterminé ; il s'agit, peut-être, de *Trichogramma mandelai* n. sp. capturé au Tchad (PINTUREAU et BABAULT, 1986).

Plusieurs hyménoptères *Braconidae* parasitent les larves de *Diparopsis* spp. *Apanteles* sp. (groupe *ultor*) vit fréquemment aux dépens des jeunes stades, tandis que *Bracon brevicornis* Wesm peut parasiter jusqu'à 20 % des larves de dernier stade (TUNSTALL, 1958). Des lâchers de *B. brevicornis*, au Soudan, ne semblent pas avoir eu d'incidence sur le taux de parasitisme au champ (PEARSON, 1958). GALICHET (1964) a occasionnellement observé la sortie de *Meteorus testaceus* Granger d'une larve de troisième stade.

Un diptère *Tachinidae*, *Eucarcelia* (*Carcelia*) *evolans* Wiedemann, parasite les stades larvaires de *D. watersi*, pendant toute la durée de sa vie active. La larve vit, le plus souvent, solitaire dans la cavité générale de l'hôte (GALICHET, 1961b). La cohabitation d'un *Mermithidae* et d'un *Tachinidae* n'est que rarement observée et semble liée à l'abondance de ce dernier. *E. evolans* est signalé au Tchad (GALICHET, 1957 ; SILVIE *et al.*, 1989), au Nigeria (GEERING et BAILLIE, 1954) et au Cameroun (JACQUEMARD, 1969a,b). Cet auteur met au point une méthode d'élevage et étudie l'anatomie et la biologie de ce parasite. Il observe, ainsi, que le cycle biologique d'*E. evolans* est parfaitement adapté au cycle de son hôte, auquel il semble très lié (JACQUEMARD, 1976b). Ce parasite peut détruire de 10 à 30 % de la population larvaire de *D. watersi* (GALICHET, 1957 ; REED et CHOYCE, 1961 ; JACQUEMARD, 1975). Deux autres *Tachinidae* ont été identifiés : *Sturmia imberbis* (Wied) au Soudan (TUNSTALL, 1958) et *Sturmia inconspicua* (Meigen) au Yémen (PROCTOR, 1962).

Les *Mermithidae* de plusieurs espèces indéterminées parasitent les larves de *D. watersi*. Le nombre d'individus susceptibles de vivre aux dépens d'une même chenille est très variable, avec un maximum de 44 au Tchad et de 18 au Cameroun (GALICHET, 1961b ; JACQUEMARD, 1975). Leur taille moyenne varie de 70 mm, lorsqu'ils sont groupés par cinq ou plus, à 227 mm pour les solitaires. Au Tchad, GALICHET (1961b) signale un taux de parasitisme compris entre 35 et 60 %, en septembre. Au Cameroun, le parasitisme des nématodes atteint 30 %, en 1971 (JACQUEMARD, 1975). Le pouvoir de rétention en eau du sol semble influencer sur le développement de ce parasite car, dans les zones à sols sableux, le nombre de chenilles de *D. watersi* parasitées est plus faible que sur sol argileux.

Les entomopathogènes

Les seuls travaux rapportés dans la littérature concernant l'espèce *D. watersi* et sont l'œuvre des chercheurs du CIRAD-CA (ex-IRCT). Aucune mycose n'est connue sur ce ravageur.

Les maladies bactériennes

En 1965, une maladie bactérienne pouvant entraîner parfois une mortalité très élevée des chenilles de *D. watersi* est découverte au Tchad et au Cameroun (JACQUEMARD, 1965 ; ATGER et JACQUEMARD, 1965). Ce bacille s'apparente à *Bacillus cereus* et son activité semble liée aux conditions écologiques locales. La bactérie se révèle pathogène, aussi bien par injection (100 % de mortalité dans le jour suivant le traitement), que par ingestion (90 % de mortalité au quatrième jour).

TABLEAU 3

Les parasitoïdes de *Diparopsis* spp., d'après la liste de TUNSTALL (1994) modifiée et complétée.

Espèces	Origine	Références	Stade attaqué
INSECTES			
<i>Trichogrammatidae</i>			
<i>Trichogramma luteum</i> (Gir.)	Afrique du Sud	Ferrière (1930)	œuf
	Zimbabwe	Pearson (1958)	
<i>Trichogramma mandelai</i>	Tchad	Pintureau et Babault (1986)	œuf
non déterminé	Afrique du Sud	Tunstall (1994)	œuf
<i>Trichogrammatoidea</i> sp.	Sénégal	Bournier (1979)	œuf
<i>Braconidae</i>			
<i>Apanteles diparopsidis</i> Lyle	Afrique du Sud	Lyle (1927)	larve
	Malawi	Pearson (1958)	
<i>Apanteles earterus</i> Wilk.	Soudan	Pearson (1954)	larve
	Malawi, Tchad	Tunstall (1958)	
<i>Apanteles</i> groupe <i>ultor</i>	Soudan, Tchad	Tunstall (1958)	larve
<i>Bracon brevicornis</i> Wesm.	Afrique du Sud	Risbec (1950)	larve
	Soudan	Galichet (1964)	
<i>Meteorus testaceus</i> Szepilgeti	Tchad	Silvie <i>et al.</i> (1989)	larve
<i>Scelionidae</i>			
<i>Telenomus</i> sp.	Tchad	Risbec (1950) Silvie <i>et al.</i> (1989)	larve
<i>Elasmidae</i>			
<i>Elasmus johnstoni</i> Ferrière	Soudan	Tunstall (1994)	larve
<i>Tachinidae</i>			
<i>Carcelia evolans</i> Wiedemann = <i>Eucarcelia evolans</i>	Nigeria	Geering et Baillie (1954)	larve
	Tchad	Galichet (1964)	
	Cameroun	Jacquemard (1969a)	
<i>Nemoraea capensis</i> (R.-D.)	Zimbabwe	Tunstall (1994)	larve
<i>Palexorista quadrizonula</i> (Thompson)	Afrique du Sud	Coskey (1970)	larve
<i>Sturmia imberbis</i> (Wied.)	Soudan	Tunstall (1958)	larve
<i>Sturmia inconspicua</i> (Meigen)	Afrique du Sud	Pearson (1958)	
	Yémen	Proctor (1962)	larve
<i>Thelaira nigripes</i> F.	Malawi	Pearson (1958)	larve
non déterminé	Zambie	King (1926)	larve
<i>Phoridae</i>			
non déterminé	Zambie	King (1926)	larve
NÉMATODES			
<i>Mermithidae</i>			
non déterminé	Tchad	Galichet (1964)	larve
	Cameroun	Jacquemard (1975)	larve
<i>Steinernematidae</i>			
<i>Neophlectana</i> sp.	Malawi	Campion (1968)	larve

En collaboration avec l'Institut Pasteur, plusieurs espèces de bactéries ont pu être isolées à partir de cadavres et identifiées : *Pseudomonas aeruginosa*, *Serratia marcescens*, *Aerobacter aerogenes*, *Proteus vulgaris*, *Streptococcus* sp., ainsi que des bacilles sporulés des espèces *Bacillus cereus*, *B. megatherium*, *B. subtilis*, *B. thuringiensis* Berliner et *B. pumilus* (JACQUEMARD, 1965). Parmi les entérobactéries et les bacilles isolés, certains comme *S. marcescens* et *P. aeruginosa* peuvent être la cause d'une mortalité foudroyante dans les élevages.

Les maladies virales

ANGELINI et VANDAMME (1964) isolent, en Côte d'Ivoire, une virose intestinale chez *D. watersi*. Ils observent, au laboratoire, une mortalité totale, entre les 7^e et 11^e jours, des chenilles du premier stade et jusqu'à la fin du quatrième. L'action virale sur des larves de cinquième stade semble être nulle. Cependant, ces auteurs trouvent dans l'abdomen des adultes une poche stomacale remplie de polyèdres et notent des malformations (ailes atrophiées) chez certains papillons, une baisse de fertilité chez les femelles, ainsi qu'une absence de diapause.

Au laboratoire, une virose à localisation nucléaire, provoquant une mortalité élevée des chenilles de *D. watersi*, est ultérieurement mise en évidence après ingestion (ATGER, 1969). Les principaux symptômes sont une liquéfaction de tous les tissus et une mélanisation assez rapide de l'épiderme. Des corps d'inclusion polyédriques sont observés dans le noyau des cellules des tissus de la cavité générale.

En 1977, JACQUEMARD et DELATTRE montrent, au Cameroun, une action pathogène rapide sur *D. watersi* d'un complexe viral, dont le virus type est le baculovirus d'*Autographa californica* (Speyer). Deux caractéristiques le distinguent des autres : la forme de ses polyèdres et la propriété de se multiplier très activement dans l'intestin moyen de l'hôte d'origine, en produisant de nombreux polyèdres dépourvus de virions (CROIZIER *et al.*, 1980). Le développement des polyèdres nucléaires chez les larves fait ressortir une sensibilité très particulière de l'intestin moyen aux baculovirus. Au laboratoire, celui-ci provoque une mortalité qui peut atteindre 100 % des larves, 4 à 6 jours après un repas sur capsules souillées. Des quantités importantes de polyèdres sont découvertes dans les déjections et aussi dans les noyaux des cellules intestinales.

L'année suivante, JACQUEMARD (1978) remarque une plus forte sensibilité de *D. watersi* à l'infection par le virus de la polyédrose nucléaire de *Mamestra brassicae* (L.), le temps de survie des larves n'excédant pas six jours. Une action pathogène des polyédroses de *Galleria mellonella* (L.) et *Agrotis* = *Scotia segetum* (Denis et Schiff.) est mise en évidence par ANGELINI et JACQUEMARD (1984).

DYNAMIQUE DES POPULATIONS ET IMPORTANCE ÉCONOMIQUE DES DÉGÂTS

La dynamique des populations de *D. castanea* a été étudiée en Zambie par KING (1926) et au Malawi par PEARSON (1958) et TUNSTALL (1967) ; ce dernier auteur l'a également analysée au Zimbabwe. Celle de *D. watersi* a été suivie au Nigeria par GEERING et BAILLIE (1955) et au Tchad par COUILLOUD (1964b) et SILVIE (1991).

Les premiers papillons de *Diparopsis* spp. peuvent apparaître dès les premières pluies. En général, leur descendance ne peut subsister que si les cotonniers de la saison précédente n'ont pas été arrachés et brûlés. La précocité des semis, impératif agronomique (CADOU, 1982), assure donc le maximum de chances de survie aux larves issues des adultes diapausants ; ceux-ci ne peuvent se nourrir qu'à partir du stade de formation des boutons floraux. En général, c'est à cette époque que se produisent les plus nombreuses sorties de diapause (COUILLOUD, 1964b).

L'importance de cette première génération de larves sera directement proportionnelle aux sorties de diapause et, donc, aux conditions climatiques. Deux ou trois autres générations doivent suivre, auxquelles s'ajoutent les descendances des adultes qui sortent de diapause jusqu'en novembre. Les comptages d'œufs, ou de larves, illustrent bien ce mélange de générations par l'absence de pic bien marqué. Au Tchad, en moyenne sur 28 ans, les populations larvaires restent faibles jusqu'au 60^e jour après la levée, puis augmentent pour culminer entre 100 et 170 jours après le semis ; elles diminuent en décembre, pour s'annuler à la fin de ce même mois (COUILLOUD, 1964b ; SILVIE, 1991). Les valeurs maximales varient suivant l'année et le lieu. De 1952 à 1965, elles dépassent fréquemment 10 000 chenilles par hectare, à Tikem comme à Bébedjia ; cependant, par la suite, ce niveau d'infestation est rarement atteint. Avec la généralisation des traitements phytosanitaires, *Diparopsis* spp. est devenu progressivement moins important qu'*H. armigera*.

L'étendue des dégâts va être conditionnée par l'importance de la population diapausante ; par la durée et la position dans le temps des sorties d'adultes, leur concomitance avec une culture à un stade vulnérable ou avec des plantes hôtes sauvages ou avec des cotonniers non arrachés de la campagne précédente ou avec des semis précoces ; par les effets du temps et des ennemis naturels ; par la relation entre l'incidence de l'infestation et le développement de la culture (TUNSTALL, 1994).

Historiquement, les premières attaques de *D. castanea* sont signalées en 1913, par KING (1926), en Zambie. Au cours des années suivantes, l'espèce devient le principal ravageur du cotonnier dans plusieurs districts. Des populations de 125 à 250 adultes par hectare sont signalées au champ. PEARSON, en 1958, décrit *D. castanea* comme un ravageur important des cultures cotonnières, au Malawi et au Mozambique. Avant la vulgarisation des traitements insecticides dans les années soixante, de sérieuses infestations sont également recensées au Zimbabwe, au Swaziland et en Afrique du Sud (TUNSTALL, 1994). D'après cet auteur, *D. castanea* est toujours un ravageur important, surtout au Malawi où des surfaces appréciables de cultures ne sont pas traitées. Le même phénomène se retrouve au Tchad pour *D. watersi*.

L'estimation des pertes de production en culture cotonnière est rendue difficile par la diversité des ravageurs qui peuvent intervenir simultanément (COUILLOUD, 1964b ; SILVIE et GOZÉ, 1990 ; RENOU et MARTIN, 1995). Les comptages périodiques d'œufs, de chenilles, d'organes tombés et troués et la production en coton graine permettent d'apprécier l'importance globale des dégâts dus aux principaux groupes de ravageurs et leur incidence sur la production. De 1962 à 1991, la comparaison de la part relative

des populations larvaires de *D. watersi*, en parcelle non traitée, avec les baisses de production en coton graine montre que les pertes de production sont moins importantes lorsque ce parasite domine le complexe des chenilles carpophages (figure 7).

L'analyse sanitaire des capsules mûres, réalisée juste avant la récolte, donne une indication de l'incidence des chenilles carpophages sur la qualité de la production en coton graine. En effet, les perforations des capsules constituent une voie d'accès aux contaminations et pourritures bactériennes ou cryptogamiques (COUILLOUD, 1964b).

Entre les années 1960 et 1964, au Tchad, COUILLOUD (1964b) constate un taux d'abscission d'organes fructifères variant entre 40 et 60 % ; à cette époque, plus de la moitié est due aux chenilles de la capsule, essentiellement *D. watersi*. Parmi les capsules mûres restantes, 15 à 20 % sont parasitées. En 1991, à Donia, au Tchad, *D. watersi* représente 75 % des chenilles carpophages, avec une population cumulée estimée à environ 95 000 chenilles par hectare (deux comptages par semaine, du 1^{er} juillet au 15 octobre 1991) ; environ 30 % de la production en coton graine, soit 330 kg/ha, a été détruite en parcelle non traitée.

En République centrafricaine, dans les années soixante, *P. gossypiella* est le ravageur dominant ; mais on recense des maxima de 3 000 à 9 000 chenilles de *D. watersi* par hectare. Pendant cette période, dans de bonnes conditions de culture, CADOU (1970) estime les pertes causées par les parasites à plus de la moitié de la valeur marchande de la production totalement protégée. La qualité du coton est aussi fortement affectée, puisqu'il passe de 5 % de coton déclassé, dans le cas d'une culture protégée, à 30 % en l'absence de traitement.

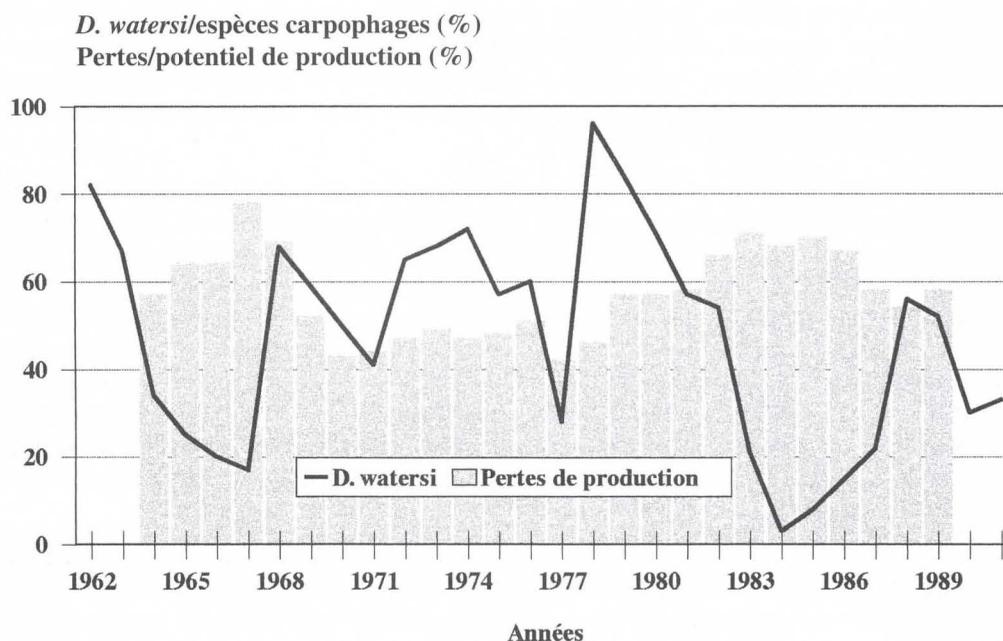


Figure 7
Part relative des populations larvaires de *D. watersi* dans les espèces carpophages et pertes de production, d'après RENOUE *et al.* (1993).

LUTTE CONTRE *DIPAROPSIS* SPP.

Les premières mesures qui doivent être prises pour réduire les infestations de *Diparopsis* consistent à diminuer, au maximum, les chances de survie des larves de la première génération qui suit la diapause. Ensuite, l'efficacité des différentes méthodes de protection de la culture cotonnière pluviale dépend, avant tout, de l'itinéraire technique qui peut garantir une fructification précoce et abondante, capable de supporter les attaques de ce ravageur.

Les pratiques culturales

Dans le delta du Gash au Soudan et au nord de la Rhodésie, l'irrigation a permis de placer la culture cotonnière hors de portée de *Diparopsis* spp., en déplaçant la date de semis au-delà de la période de sortie de diapause des nymphes hivernantes (PEARSON, 1949 ; GALICHET, 1964). Au Yémen, PROCTOR (1962) préconise une période de deux mois sans coton, pour éliminer les générations à cycle court, et d'attendre 10 à 15 jours après l'irrigation pour semer. Ainsi, la génération issue des adultes émergeant de diapause ne peut s'alimenter. Il recommande également d'alterner le coton avec une autre culture et une jachère.

La culture cotonnière en Tanzanie est encore protégée des attaques de *D. castanea* par une zone, qui couvre tout le sud du pays, où cette culture est interdite (KABISSA et NYAMBO, 1989).

En culture pluviale, l'arrachage des cotonniers, à la fin de la campagne ou après les premières pluies, empêche la reproduction d'une partie de la population hivernante (KING, 1926).

PEARSON (1958) pratique le paillage pendant la saison sèche pour diminuer la température du sol, ce qui aurait pour conséquence de limiter le temps de diapause des nymphes et d'avoir une sortie plus précoce des adultes à un moment où il n'y a pas de cotonnier.

VAYSSIERE et MIMEUR (1926) recommandent un labour profond après brûlage des débris végétaux, la cueillette et la destruction des capsules percées et enfin le sarclage en cours de végétation pour détruire les chrysalides. Le travail mécanique du sol, préconisé par KING (1926) et étudié par TUNSTALL (1958) et PEARSON (1958), pourrait détruire jusqu'à la moitié des nymphes dans le sol.

JACQUEMARD (1975) étudie, au Cameroun, le développement des populations de *D. watersi* en fonction de la date de semis. Sur des parcelles non traitées, il constate une augmentation de 400 kg/ha du rendement pour la première date de semis par rapport à la seconde dans les parcelles non traitées. Ce résultat est confirmé, au Mali, par CADOU (1982). Le gain ne semble pas lié aux variations des populations de ravageurs, sensiblement identiques pour les deux dates de semis, mais à une meilleure production d'organes fructifères par les plantes du semis précoce (MEGIE, 1963). Le semis précoce permet donc d'obtenir un développement optimal de la culture et les cotonniers peuvent compenser les pertes dues aux ravageurs (GEERING et BAILLIE, 1954), même si cet itinéraire technique augmente les chances de survie de la descendance des premiers vols de *Diparopsis* spp. (COUILLOUD, 1964b).

En Zambie, la récolte des boutons floraux évasés, signe de la présence d'une chenille, n'a pas d'effet sur la production (KING, 1926).

D'après JACQUEMARD (communication personnelle), la pratique de l'étêtage des cotonniers en fin de cycle, ou le pâturage des animaux dans les champs après la récolte, devrait limiter les entrées en diapause en empêchant les dernières générations de s'alimenter. LE GALL (1951) propose d'attirer, en automne, les parents de la génération diapausante dans des parcelles semées spécialement à cet effet, où ils seraient détruits.

La lutte chimique

Les matières actives

Les premiers insecticides chimiques de synthèse vulgarisés en Afrique francophone pour lutter contre les ravageurs de la capsule furent des organochlorés, comme le DDT, l'endrine et la dieldrine. Ils furent ensuite associés aux organophosphorés, comme le méthyle parathion ou le monocrotophos (GALICHET, 1952 ; McKINLAY, 1957 ; ANGELINI et COUILLOU, 1974). Ces matières actives ont une toxicité élevée et, même si elles se révèlent peu efficaces sur *Diparopsis* spp., elles contrôlent bien les autres chenilles de la capsule.

Au Malawi, des tests au laboratoire suivis d'expérimentations au champ ont montré une bonne efficacité du carbaryl sur les œufs et les premiers stades larvaires de *D. castanea* (MATTHEWS, 1966a,b,c). DELATTRE (1973) confirme l'intérêt de ce produit, malgré sa formulation en poudre mouillable qui ne facilite pas, à l'époque, son utilisation. Plus récemment, le thiodicarb, un autre carbamate, est remarqué pour son activité ovicide sur *D. watersi* (RENOU et MARTIN, 1995).

Les pyréthrinoïdes sont employés au milieu des années 70. Ces nouvelles matières actives contrôlent très bien les populations larvaires de *D. watersi* (ANGELINI et COUILLOU, 1976a,b ; CAUQUIL, 1981 ; CADOU, 1982 ; RENOU et ASPIROT, 1984 ; RENOU et MARTIN, 1995) et de *D. castanea* (COURTIAL et MUTALE, 1991). Peu de temps après leur vulgarisation, *D. watersi* a cessé d'être le ravageur dominant dans les régions de savane sub-sahariennes.

Les programmes de protection

Dans la plupart des pays d'Afrique francophone, les programmes de traitements préconisés ne sont pas spécifiques à *D. watersi*, mais permettent de lutter contre l'ensemble des chenilles carpophages. Ils sont basés sur une intervention calendaire, composée de trois à six traitements déclenchés à partir du 45^e jour après la levée, avec une fréquence de 14 jours (COUILLOU, 1964b ; CADOU, 1982 ; CAUQUIL et VAISSAYRE, 1993). Des semis précoces et un bon itinéraire technique assurent à ce programme son maximum de rentabilité. Avec des applications de pyréthrinoïdes seuls (tableau 4) ou associés avec des organophosphorés, plus de 80 % du potentiel de production est assuré.

TABLEAU 4

Doses d'emploi des pyréthrinoïdes recommandées contre *D. watersi*, au Tchad (RENOU et MARTIN, 1995).

Matières actives	Doses (g/ha)
Alpha cyperméthrine	18
Bifenthrine	30
Cyfluthrine	15
Cyhalothrine	15
Lambda cyhalothrine	15
Cyperméthrine 45 % cis	36
Cyperméthrine 80 % cis	30
Deltaméthrine	10
Esfenvalérate	22
Fenpropathrine	100
Fenvalérate	60
Tralométhrine	12
Zétaméthrine	15

Au Tchad, de 1964 à 1989, l'amélioration croissante des performances de la protection recommandée, illustrée par la figure 8, est certainement due à l'efficacité des matières actives utilisées contre les chenilles carpophages. On remarque aussi qu'à partir de 1986 leur efficacité contre *D. watersi* tend à diminuer sérieusement.

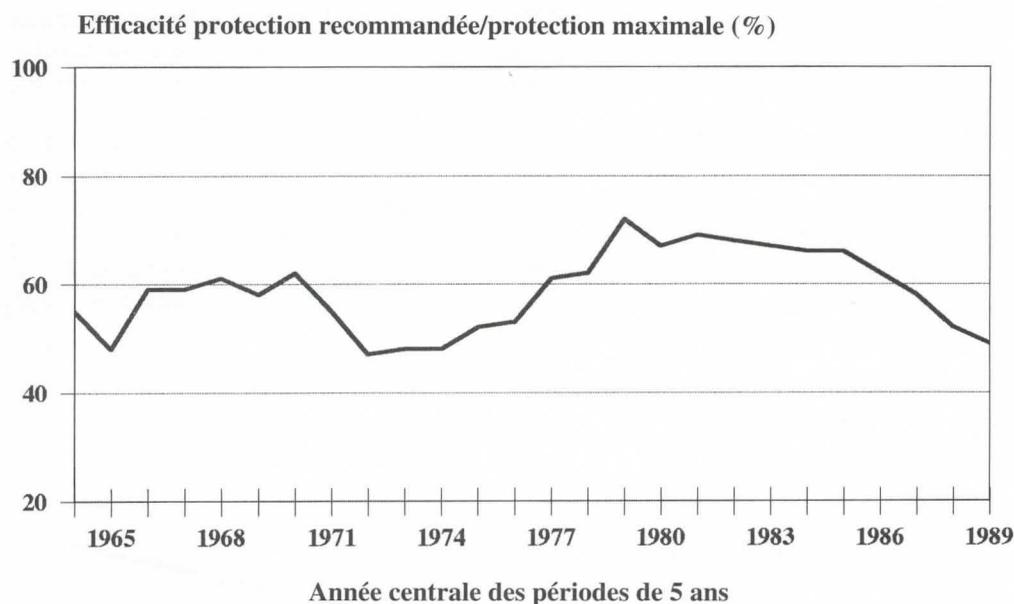


Figure 8
Efficacité de la protection recommandée contre *D. watersi* par rapport à une protection maximale, d'après RENOU *et al.* (1993).

Des recherches faites au Tchad montrent qu'en réduisant à sept jours l'intervalle entre deux traitements il est possible de diminuer les quantités de pyréthrinoïdes de 30 à 45 % (ASPIROT et MENOZZI, 1985). Ces résultats sont confirmés et complétés par la suite (DEGUINE et SILVIE, 1988 ; RENOU *et al.*, 1991). L'efficacité biologique de ce programme reposerait sur une probabilité plus grande d'atteindre les premiers stades larvaires et sur l'affaiblissement des chenilles qui favoriserait le développement de maladies. D'après MATTHEWS (1994), l'application d'une dose optimisée sur les premiers stades larvaires est plus efficace que l'application des fortes doses qui sont nécessaires pour éliminer les quatrième et cinquième stades larvaires, ou lorsque l'intervalle de traitement est supérieur à 14 jours.

CAUQUIL *et al.* (1986) préconisent, en République centrafricaine, d'adapter le nombre de traitements au potentiel de la culture ; ils proposent aussi des dates de déclenchement pour chaque région, en fonction de son parasitisme.

La lutte raisonnée

Pour lutter contre *D. castanea*, la stratégie recommandée dans les pays d'Afrique anglophone consiste à cibler le premier stade larvaire, entre la sortie de l'œuf et la pénétration dans l'organe fructifère (TUNSTALL, 1994). La distribution des œufs sur les plantes et la courte période d'exposition de la larve nécessitent donc un suivi bi-hebdomadaire des pontes et une technique d'épandage permettant une forte pénétration du produit.

Au Botswana, INGRAM et GREEN (1972) mettent au point et comparent deux méthodes d'échantillonnage séquentiel en combinant la présence de *D. castanea* et d'*H. armigera*. La première est fondée sur la proportion de plantes infestées (figure 9) et la seconde sur le nombre moyen d'œufs et de larves par plante infestée (figure 10). Ces méthodes ne sont valables que si le traitement cible les deux ravageurs. Leur mise en pratique en condition paysanne n'apparaît pas dans la littérature.

Au Zimbabwe, MATTHEWS et TUNSTALL (1968) recommandent, pour *H. armigera*, comme seuil de traitement au DDT, 6 œufs pour 12 plantes observées (0,5 œuf par plante) et, pour *D. castanea*, l'application d'un traitement au carbaryl aux premiers œufs. Dans la pratique, le seuil retenu est de 6 œufs de *D. castanea* ou de *H. armigera* sur 24 cotonniers (0,25 œuf par plante), car il permet à l'agriculteur de

traiter deux à trois jours après l'observation (MATTHEWS, 1994). Celle-ci se fait sur la totalité de la plante ou sur les dix derniers nœuds, si la taille de la plante est supérieure à 1,5 m (ZOUMANA *et al.*, 1986). Le traitement est réalisé si le seuil est atteint lors du comptage, ou par cumul avec les comptages précédents, ou par projection avant la date du prochain comptage.

Au Malawi, les expériences de MARKS (1977b) indiquent que l'adoption d'un seuil critique de 0,25 œuf par plante entraîne les planteurs à diminuer le nombre de traitements au carbaryl contre *D. castanea*, par rapport au nombre recommandé, sans perte significative sur la qualité et la quantité de coton.

Chez *D. watersi*, GALICHET (1957) réalise la première expérimentation, au Tchad, en basant la décision d'intervention sur des dénombrements de populations larvaires et pour un seuil de 10 000 chenilles par hectare, ou sur des captures au piège lumineux. Plus tard, il utilise des dénombrements d'œufs et définit un seuil de 5 œufs pour 50 plantes observées, ou l'apparition des premiers dégâts, pour déclencher les applications. BRADER et ATGER (1970) poursuivent ces études et estiment le seuil d'intervention à quatre fruits tombés et troués par ligne de 80 m et par jour. Cette méthode n'a cependant pas réduit le nombre de traitements.

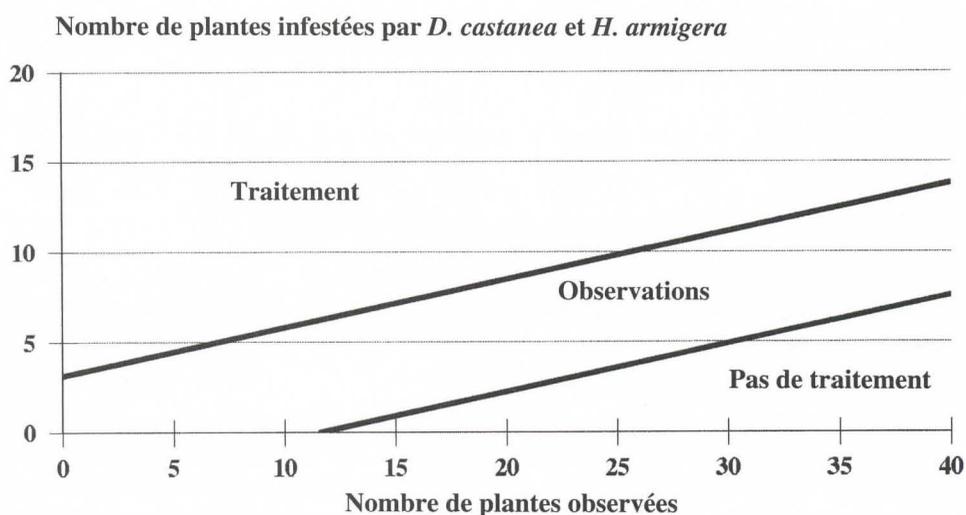


Figure 9
Graphique d'échantillonnage séquentiel pour le comptage du nombre de plantes atteintes, d'après INGRAM et GREEN (1972).

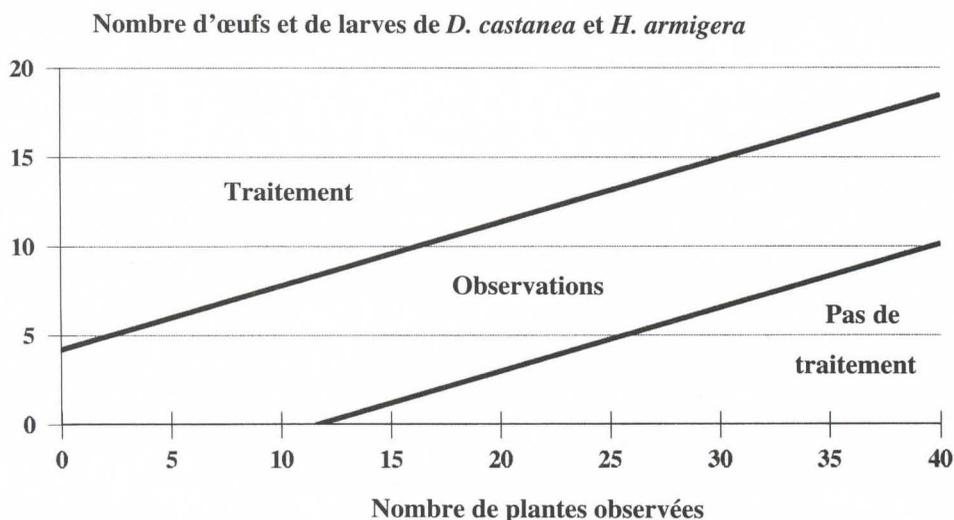


Figure 10
Graphique d'échantillonnage séquentiel pour le comptage du nombre d'œufs et de larves, d'après INGRAM et GREEN (1972).

En Côte d'Ivoire, ANGELINI (1971) emploie ce dernier seuil qu'il nuance en fonction de la pluviométrie ; il établit un système d'avertissement à partir d'un réseau de 26 points d'observation, couvrant toute la zone cotonnière. Si cette technique semble satisfaisante, sa mise en œuvre est relativement lourde.

CADOU et SOUBRIER (1971) adoptent, en milieu paysan et sur plusieurs localités, un seuil de cinq organes fructifères troués sur 100 m². Ce programme d'intervention sur seuil a permis de réduire le nombre d'applications insecticides, en débutant plus tard, tout en conservant des performances de production comparables à celles du programme de protection vulgarisé. En revanche, VAISSAYRE et RENO (1978a) n'obtiennent aucun résultat satisfaisant, au Tchad, avec un seuil de dix organes fructifères troués sur 100 plantes.

Des programmes d'intervention sur seuil d'infestation sont toujours à l'étude, ou en cours de vulgarisation, dans la plupart des pays cotonniers d'Afrique francophone (CAUQUIL, 1990b ; CAUQUIL et VAISSAYRE, 1995). Les seuils de tolérance économique, déterminés de façon empirique, varient selon les pays entre trois et huit chenilles carpophages (toutes espèces confondues) pour 25 cotonniers observés. Au Cameroun, un de ces programmes appelé « lutte étagée ciblée » donne actuellement les meilleurs résultats, aussi bien pour le contrôle des ravageurs que pour la réduction du coût des traitements (DEGUINE et ÉKUKOLÉ, 1994). Il est fondé sur un calendrier de traitements, mais le choix des matières actives et de leurs doses dépend des observations réalisées au champ la veille du traitement.

Evolution de la sensibilité aux insecticides

BRADER (1968 et 1970) est le premier à signaler une évolution de sensibilité de *D. watersi* aux insecticides. Il constate, au Tchad, que la dose létale 50 (DL50) vis-à-vis de l'endrine a doublé entre 1965 et 1967 ; il note, en même temps, une variation de la DL50 en fonction des stades larvaires. Cette évolution vers une résistance aux organochlorés est confirmée par VAISSAYRE et RENO (1978b). Quinze ans plus tard, une légère augmentation du coefficient de résistance est signalée, tandis que la sensibilité de *D. watersi* aux organophosphorés reste la même (MARTIN *et al.*, 1993). La même tendance est observée au champ (figure 9).

Au Zimbabwe, l'utilisation du carbaryl depuis une trentaine d'années ne semble pas avoir entraîné le développement d'une population résistante de *D. castanea* (TUNSTALL, 1994). Il en serait de même pour les autres matières actives.

La lutte microbiologique

Des synthèses régionales sur les différents aspects de la lutte microbiologique contre les principaux ravageurs du cotonnier ont été rédigées par ATGER (1970) et GOPAYE *et al.* (1992), au Tchad, par ANGELINI et COUILLOU (1972), en Côte d'Ivoire, et par JACQUEMARD (1982) et MONTALDO (1991), au Nord-Cameroun.

JACQUEMARD (1965) montre que la sensibilité des entérobactéries, comme *Serratia marcescens* et *Pseudomonas aeruginosa*, aux chocs mécaniques et aux ultraviolets rend leur utilisation délicate en pulvérisation foliaire. Au Tchad, CADOU et SOUBRIER (1974) ne constatent aucune action au champ du virion H (8.10^{11} corps d'inclusion polyédrique [CIP] d'*Heliothis zea* par hectare) et du virus HBEB ($8,4.10^{11}$ CIP d'*H. armigera* par hectare) sur les chenilles de *D. watersi*. Les résultats sont les mêmes pour les virus de la polyédrose nucléaire (VPN) d'*H. armigera* et d'*Heliothis* sp. à des doses plus fortes (JACQUEMARD, 1982). En revanche, le VPN de *M. brassicae* se révèle efficace au champ ($2,5.10^{12}$ à 10^{13} CIP par hectare).

En ce qui concerne *B. thuringiensis*, son efficacité au champ est moyenne pour les souches H1 et H3a3b à 4.10^{10} uiAk/ha et nulle pour la souche H7 à $1,6.10^{10}$ uiAk/ha (RENOU, 1984).

En raison du spectre d'activité étroit de ces entomopathogènes, la recherche d'une meilleure efficacité conduit à appliquer diverses associations. Cependant, l'association entre virus de *M. brassicae* et *B. thuringiensis*, intéressante pour contrôler à la fois les chenilles carpophages et phyllophages, se révèle moins efficace que la lutte chimique (JACQUEMARD, 1982).

La lutte « conjuguée » combine la lutte microbiologique et la lutte chimique. Pour chaque traitement, on mélange un entomopathogène avec une faible dose de matière active et, parfois, un phagostimulant.

Les progrès sont considérables par rapport à l'utilisation simple d'un entomopathogène (RENOU, 1987 ; DEGUINE *et al.*, 1989). Les meilleurs résultats sur *D. watersi* ont été obtenus avec la triple association : VPN de *M. brassicae* (10^{13} CIP/ha par traitement), cyperméthrine (5 g/ha par traitement) et gustol (1 kg/ha par traitement) ; avec ce traitement, la production moyenne de coton graine atteint 96 % de celle produite avec le témoin chimique.

Pour des raisons pratiques et biologiques, la fréquence optimale est d'un traitement par semaine (JACQUEMARD, 1982). Malgré quelques problèmes de stabilité biologique et physico-chimique des formulations, la lutte conjuguée pourrait être une arme de choix pour limiter l'apparition des phénomènes de résistance aux insecticides chimiques (MONTALDO, 1991).

Les autres méthodes de lutte

La lutte variétale

LABOUCHEIX et VAISSAYRE (1977) étudient, au Tchad, l'effet des caractères « glandless, nectariless, okra leaf et glandless-frego », dans plusieurs variétés, sur le comportement des chenilles de la capsule. Le caractère « okra leaf » réduit l'incidence du parasitisme en limitant le nombre de pontes, mais le caractère bractée « frego » assure la plus nette antibiose vis-à-vis de *D. watersi* sur des cotonniers traités.

Il apparaît indispensable que la résistance variétale du cotonnier soit combinée à d'autres moyens de lutte pour que « la plante puisse exprimer ses potentialités de résistance naturelle et de production » (PAULY et VAISSAYRE, 1980). Vis-à-vis des cotonniers sans glande à gossypol, les résultats sont contradictoires (BRADER, 1969 ; HOF, 1992). Pour BRADER, d'autres caractères que la teneur en gossypol seraient à l'origine des réductions d'attaques constatées.

La pilosité des plantes peut être un autre caractère intéressant pour deux raisons : les produits insecticides sont mieux retenus que sur les variétés glabres ; les poils rendent plus difficile le déplacement des chenilles de premier stade (MATTHEWS, 1966b).

La lutte autocide

CAMPION et OUSTRAM (1967) montrent, au laboratoire, que les mâles de *D. castanea* peuvent être stérilisés – soit par injection, soit par contact – avec une solution aqueuse à 0,1 % de stérilisant chimique (tris [1-aziridiny] phosphine oxyde). Mais pour être efficace, le contact des mâles avec cette substance stérilisante doit durer assez longtemps. Cette méthode, couplée avec des pièges à phéromone, ne s'est pas révélée satisfaisante au champ. BRADER BREUKEL (1970a) obtient les mêmes résultats sur *D. watersi*. La maturité sexuelle des adultes, acquise rapidement après l'émergence et la fécondation répétée des femelles, est certainement le principal inconvénient.

La confusion sexuelle

Les expériences de MARKS (1977b), au Malawi, montrent que l'utilisation des pièges à phéromone n'est pas une méthode satisfaisante pour déterminer la date des traitements contre *D. castanea*. Les variations temporelles et spatiales entre les captures de mâles et l'oviposition des femelles sont trop importantes.

Il étudie aussi une technique pour perturber les accouplements de *D. castanea* (MARKS, 1976d et 1977b). Au champ, dans une cage de 0,2 ha fortement infestée, il pulvérise une formulation micro-encapsulée du composé phéromonal IIA (9 DDA [E/Z 80 : 20]). L'application d'IIA à 38,7 g/ha, à 6 jours d'intervalle, réduit de 62 à 66 % les accouplements et de 72 à 78 % les pontes (MARKS *et al.*, 1978). L'infestation larvaire est réduite en moyenne de 61 % sur une période de 52 jours.

En condition de plein champ, une dose d'IIA à 60 g/ha, appliquée à 7 et 14 jours d'intervalle sur une période de 10 semaines, ne réduit pas les infestations d'œufs et de larves par rapport aux parcelles non traitées. Cette méthode n'apparaît pas adéquate pour limiter suffisamment les accouplements, bien qu'une baisse de la fertilité des œufs et une réduction des captures de mâles aux pièges à phéromone soient constatées (MARKS *et al.*, 1981). Ces résultats sont attribués à la faible rémanence de ce composé (60 % dégradé en 48 h). Il semblerait que la lumière, filtrée dans les cages, soit le principal agent de dégradation.

L'emploi des entomophages

PEARSON (1954) propose d'introduire en Afrique *Apanteles thurberiae* Mues., un parasite de *Sacadodes pyralis* Dyar. (*Noctuidae*, *Agrotinae*). Mais son absence de diapause limiterait l'intérêt de cette introduction. D'après JACQUEMARD (1975), des lâchers d'*Eucarcelia evolans*, d'octobre à décembre, permettraient d'augmenter le parasitisme des populations diapausantes de *D. watersi* et d'échelonner, ainsi, les sorties de l'entomophage l'année suivante. Mais les conditions idéales d'élevage d'*E. evolans* n'ayant pas encore été déterminées, cette méthode n'a jamais été mise en pratique au Cameroun.

Au Sénégal, la multiplication d'une souche de *Trichogrammatoidae* sur des œufs de *Anagasta kuehniella* Zell. a permis de lâcher 50 000 individus par semaine, pendant deux mois, sur une parcelle de cotonniers d'un demi-hectare (BOURNIER, 1979). Le contrôle, sans intervention chimique, de *D. watersi* et *H. armigera* a été considéré comme satisfaisant. Les taux d'œufs parasités étaient respectivement de 75 et 45 %. Cependant, pour contrôler une forte infestation, ce sont 300 000 insectes par hectare et par semaine qu'il faudrait lâcher (BOURNIER, communication personnelle). Les difficultés d'élevage des hyménoptères parasites et la diversité des ravageurs présents en culture cotonnière (dont certains, autres que les chenilles carpophages, nécessitent des interventions chimiques) limitent fortement l'intérêt de l'emploi des entomophages.

REMERCIEMENTS

Je tiens à remercier vivement mes collègues de l'unité de recherche d'entomologie appliquée du CIRAD-CA et plus particulièrement René Couilloud, Philippe Jacquemard, Pierre Silvie et Maurice Vaissayre pour leurs corrections, leurs suggestions et leurs compléments d'information.

J'exprime ma gratitude à Danielle Frydrych pour son aide rédactionnelle, Henri-Pierre Aberlenc pour ses dessins, Jean Parriaud pour la cartographie, Jean-Philippe Deguine et Thierry Erwin pour les photographies.

Mes plus chaleureux remerciements vont à Jean Cauquil qui m'a prodigué ses conseils et ses encouragements.

PLANCHE I

DIPAROPSIS



Photographie 1
Œuf de *Diparopsis watersi*.

Photographie 3
Larve du troisième stade
dans une capsule de cotonnier.



Photographie 2
Larve du premier stade.



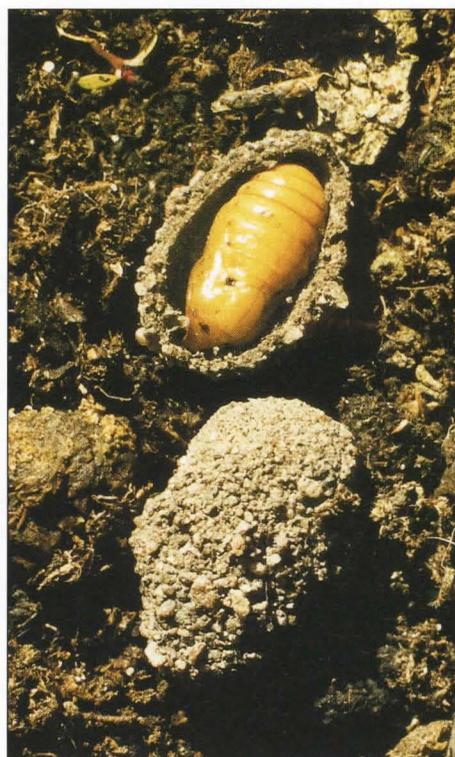
Photographie 4
Larve du cinquième stade
dans une fleur de cotonnier.

PLANCHE II

DIPAROPSIS



Photographie 5
Attaque caractéristique d'un bouton floral
par *Diparopsis* spp.



Photographie 6
Chrysalide dans sa coque de terre.



Photographie 7
Adulte de *D. watersi* Roths.



Photographie 8
Adulte de *D. castanea* Hmps.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- ANGELINI A., 1971. Les avertissements de traitements des cotonniers en Côte d'Ivoire. *Coton Fibres Trop.* 26 (4) : 469-470.
- ANGELINI A., COUILLOUD R., 1972. Les moyens de lutte biologique contre certains ravageurs du cotonnier et une perspective sur la lutte intégrée en Côte d'Ivoire. *Coton Fibres Trop.* 27 (3) : 283-289.
- ANGELINI A., COUILLOUD R., 1974. Résultats de l'expérimentation insecticide de 1972-1973 contre les principales chenilles des capsules du cotonnier en Côte d'Ivoire. *Coton Fibres Trop.* 29 (2) : 199-206.
- ANGELINI A., COUILLOUD R., 1976a. Premiers résultats obtenus en Côte d'Ivoire avec les pyréthrinoïdes dans la lutte contre les ravageurs du cotonnier. *Coton Fibres Trop.* 31 (3) : 323-326.
- ANGELINI A., COUILLOUD R., 1976b. Evolution possible dans le choix des pesticides utilisés en culture cotonnière en Côte d'Ivoire. *Coton Fibres Trop.* 31 (3) : 375-378.
- ANGELINI A., JACQUEMARD P., 1984. Essai de lutte virologique contre les ravageurs de la culture cotonnière en Afrique. *Bull. Soc. Entomol.* 89 : 821-829.
- ANGELINI A., VANDAMME P., 1964. Une virose intestinale chez *Diparopsis watersi* (Lepidoptera Noctuidae). *Coton Fibres Trop.* 19 (2) : 265-270.
- ASPIROT J., MENOZZI P., 1985. Etude expérimentale en culture cotonnière de nouveaux programmes de protection phytosanitaires mis en place au Tchad sur la station de Bébedjia. *Coton Fibres Trop.* 40 (1) : 29-34.
- ATGER P., 1969. Une virose à localisation nucléaire chez *Diparopsis watersi* Roths. *Coton Fibres Trop.* 24 (2) : 205-206.
- ATGER P., 1970. Note sur les micro-organismes entomopathogènes des ravageurs du cotonnier utilisés ou découverts par l'IRCT. *Coton Fibres Trop.* 25 (4) : 521-524.
- ATGER P., JACQUEMARD P., 1965. 1. Maladies bactériennes de *Diparopsis watersi* Roths. (Lepidoptera Noctuidae). 2. Isolement d'un bacille pathogène. *Coton Fibres Trop.* 20 (2) : 287-288.
- AUTRIQUE A., PERREAUX D., 1989. Maladies et ravageurs des cultures de la région des grands lacs d'Afrique centrale. Division de la défense des végétaux, Institut des sciences agronomiques du Burundi (ISABU) Publication du service agricole 24, 232 p.
- BEEDEN P., 1974. Bollworm oviposition on cotton in Malawi. *Cotton Grow. Rev.* 51 : 52-61.
- BEEVOR P.S., CAMPION D.G., MOOTHOUSE J., NESBITT B.F., 1973. Cross-attractancy and cross mating between the red bollworm *Diparopsis castanea* Hmps. and the Sudan bollworm *Diparopsis watersi* Roths. (Lep., Noctuidae). *Bull. Entomol. Res.* 62 : 439-442.
- BOURNIER J.P., 1979. Note sur une souche nouvelle de trichogramme parasitant les œufs de *Diparopsis watersi* Roths au Sénégal. Congrès sur la lutte contre les insectes en milieu tropical. Marseille, 13-16 mars, 3 p.
- BRADER L., 1968. L'efficacité de quelques insecticides vis-à-vis des chenilles de la capsule *Diparopsis watersi* Roths. et *Heliothis armigera* Hb. *Coton Fibres Trop.* 23 (4) : 483-492.

- BRADER L., 1969. La faune des cotonniers sans glande dans la partie méridionale du Tchad. II - Les chenilles de la capsule. *Coton Fibres Trop.* 24 (3) : 333-336.
- BRADER L., 1970. Tests de sensibilité de deux chenilles des capsules du cotonnier *Diparopsis watersi* (Roths.) et *Heliothis armigera* (Hbn.) à quelques insecticides organochlorés. *Coton Fibres Trop.* 25 (4) : 513-520.
- BRADER L., ATGER P., 1970. Possibilities for integrated control of insect pests in cotton growing in central Africa. Third session of the FAO panel of experts on integrated pest control. Rome, p. 408-415.
- BRADER BREUKEL L.M., 1968. L'âge des papillons de *Diparopsis watersi* Roths. pris au piège lumineux en culture cotonnière au Tchad. *Coton Fibres Trop.* 23 (4) : 477-481.
- BRADER BREUKEL L.M., 1969. Modalités de l'attraction sexuelle chez *Diparopsis watersi* (Roths.). *Coton Fibres Trop.* 24 (3 et 4) : 261-297 et 361-371.
- BRADER BREUKEL L.M., 1970a. Lutte contre *Diparopsis watersi* (Roths.) et *Heliothis armigera* (Hbn.). Attraction sexuelle et chimiostérilisation. *Coton Fibres Trop.*, 25, 4, 505-508.
- BRADER BREUKEL L. M., 1970b. Facteurs de reproduction chez *Heliothis armigera* (Hbn.) et *Diparopsis watersi* (Roths.). *Coton Fibres Trop.*, 25, 4, 509-511.
- BRADER BREUKEL L. M., BRADER L., ATGER P., DELALANDE P., 1968. Quatre années d'observations aux pièges lumineux en culture cotonnière au Tchad. *Coton Fibres Trop.* 23 (4) : 469-475.
- BUYCKX E.J.E., 1962. Précis des maladies et des insectes nuisibles rencontrés sur les plantes cultivées au Congo, au Rwanda et au Burundi. Publications de l'Institut national pour l'étude agronomique du Congo, hors série, 708 p.
- CADOU J., 1954. Rapport de campagne 1953-1954, Bambari, Afrique-Equatoriale française. *Coton Fibres Trop.* 9 (1) 162 p.
- CADOU J., 1970. L'importance économique des déprédateurs du cotonnier dans la région centrale de la République centrafricaine. *Coton Fibres Trop.* 25 : 389-400.
- CADOU J., 1982. Niveau de protection phytosanitaire et rendement en culture cotonnière pluviale au Mali. *Coton Fibres Trop.* 37 (4) : 317-325.
- CADOU J., SOUBRIER G., 1971. Rapport annuel section entomologie, station de Bébedjia, Tchad. CIRAD-IRCT, Paris, France, 77 p. (document interne).
- CADOU J., SOUBRIER G., 1974. Utilisation d'une polyédrose nucléaire dans la lutte contre *Heliothis armigera* (Hbn.) (*Lep. Noct.*) en culture cotonnière au Tchad. *Coton Fibres Trop.* 29 (3) : 357-365.
- CAMPION D., 1968. A nematode parasite of the red bollworm *Diparopsis castanea* Hmps and the implications of such parasite as a possible control agent ; *Tropical Science* 10 : 155-159.
- CAMPION D.G., OUSTRAM I., 1967. Factors affecting male probing activity of the red bollworm *Diparopsis castanea* (Hamps.) in relation to sterility induced by tris(1-aziridinyl) phosphine oxide (tepa). *Ann. Appl. Biol.* 60 : 91-98.
- CARESCHE L., 1958. Les insectes nuisibles à la culture de cotonnier dans le sudouest de Madagascar. Institut de recherches agronomiques de Madagascar. ORSTOM, 42 p. (document interne).
- CAUQUIL J., 1981. Utilisation de deux pyréthrinoïdes dans la protection de cultures cotonnières de la République centrafricaine. *Coton Fibres Trop.* 36 : 227-231.
- CAUQUIL J., 1990a. Rapport de mission en Tunisie. CIRAD-CA Montpellier, France, 15 p. (document interne).
- CAUQUIL J., 1990b. Nouveaux développements dans la protection contre les ravageurs du cotonnier en Afrique francophone au sud du Sahara. *Coton Fibres Trop.* 45 (1) : 52-58.
- CAUQUIL J., GIRARDOT B., VINCENS P., 1986. Cotton pest incidence in the Central African Republic : defining the control means. *Coton Fibres Trop.* 41 : 519.
- CAUQUIL J., VAISSAYRE M., 1993. Protection phytosanitaire du cotonnier en Afrique tropicale. I - Nouvelle politique de protection et choix des pesticides. *Agriculture et développement*, 3 : 13-23.

- CAUQUIL J., VAISSAYRE M., 1995. Protection phytosanitaire du cotonnier en Afrique tropicale. 2 - Contraintes et perspectives des nouveaux programmes. *Agriculture et développement*, 5 : 18-29.
- CHOYCE M.A., REED W., 1961. The pupal cell of the red bollworm. *Empire Cotton Grow. Rev.* 38 : 182-188.
- CLEMENTS A.N., 1951. A revision of *Diparopsis* Hmps. (*Agrotidae*, *Lepidoptera*). *Bull. Entomol. Res.* 24 : 491-497.
- COUILLOUD R., 1964a. Rapports de campagne 1963-1964, Bébedjia, Tchad. CIRAD-IRCT, Paris, France, 68 p. (document interne).
- COUILLOUD R., 1964b. Les chenilles de la capsule du cotonnier dans le bassin du Logone (Tchad). *Coton Fibres Trop.* 19 (4) : 547-564.
- COURTIAL R., MUTALE K., 1991. Cotton Entomology. Annual report 1990-1991, Republic of Zambia. CIRAD, Montpellier, France, 38 p. (document interne).
- CROIZIER G., AMARGIER A., GODSE D.B., JACQUEMARD P., DUTHOIT J.L., 1980. Un virus de la polyédrose nucléaire découvert sur le lepidoptère *Noctuidae Diparopsis watersi* (Roths.) nouveau variant du baculovirus d'*Autographa californica* (Speyer). *Coton Fibres Trop.* 35 (4) : 415-423.
- CROSSKEY R.W., 1970. The identity of *Palexorista quadrizonula* (Thompson) (Diptera), a Tachinid parasit of Lepidopterous pests in Africa. *Bull. Entomol. Res.* 59 : 579-583.
- DEGUINE J.P., EKUKOLE G., 1994. Nouveau programme de protection en culture cotonnière au Cameroun. 1 : 59-63.
- DEGUINE J.P., EKUKOLE G., MONTALDO T., 1989. Rapport annuel d'activité section entomologie, IRA, Maroua, Cameroun. CIRAD-IRCT, Paris, France, 42 p. (document interne).
- DEGUINE J.P., SILVIE P., 1988. Un nouveau programme de protection insecticide en culture cotonnière au Tchad : augmentation des cadences de traitement et réduction des doses. *Med. Fac. Landbounw. Rijksuniv, Gent*, p. 771-787.
- DELATTRE R., 1973. Parasites et maladies en cultures cotonnières. Manuel phytosanitaire, IRCT, p. 79-83.
- DESCAMPS M., 1954. Insectes nuisibles aux cultures et insectes prédateurs récemment observés dans le Nord-Cameroun. *Agron. Trop.* 9 : 174-181.
- EL TAYEB M., 1977. Biology and control of *Diparopsis watersi* in the Nuba mountains area of Western Sudan. *J. Econ. Entomol.* 70 (5) : 553-556.
- FERRIERE C., 1930. On some egg parasites from Africa. *Bull. Entomol. Res.* 21 : 33-44.
- GAHUKAR R.T., 1991. Control of cotton insect and mite pests in subtropical africa : current status and future needs. *Insect. Sci. Applic.* 12 (4) : 313-338.
- GALICHET P.F., 1952. La lutte chimique contre *Diparopsis preditor* (Clem.) envisagée en fonction du cycle de l'insecte et de sa sensibilité à quelques insecticides de synthèse. *Coton Fibres Trop.* 7 (2) : 286-295.
- GALICHET P.F., 1957. Les principaux parasites du cotonnier au Tchad. *Coton Fibres Trop.* 12 (3) : 1-51.
- GALICHET P.F., 1961a. Caractères de la diapause dans une population de *Diparopsis watersi* Roths. (*Lep. Agrotidae*). *C.R. Acad. Sci., Paris* (252) : 1676-1677.
- GALICHET P.F., 1961b. Parasitisme multiple chez *Diparopsis watersi* Roths. (*Lep. Agrotidae*). *Entomophaga*, 6, 3, 203-205.
- GALICHET P.F., 1962. L'action du froid sur l'entrée en diapause chez la nymphe de *Diparopsis watersi* Roths. (*Lep. Agrotidae*). *C.R. Acad. Sci., Paris* (254) : 3127-3128.
- GALICHET P.F., 1964. *Diparopsis watersi* Rotschild, *Lepidoptera*, *Noctuidae*, ravageur du cotonnier en Afrique Centrale. *Coton Fibres Trop.* 19 (3-4) : 437-472 et 473-518.
- GEERING Q.A., BAILLIE A.F.H., 1954. The Biology of red bollworm, *Diparopsis watersi* (Roths.), in Northern Nigeria. *Bull. Entomol. Res.* 45 (4) : 661-681.

- GIRAUDET L.C., 1968. Etude de *Diparopsis tephrogramma* B-B (*Lepidoptera, Noctuidae*) ravageur des cotonniers en Angola. Boletim do Instituto de investigação científica de Angola 5 : 5-28.
- GOPAYE I., RENOUE A., MARTIN T., 1992. Synthèse des résultats de lutte microbiologique en culture cotonnière au Tchad. Revue scientifique du Tchad 2 : 83-92.
- HAMPSON G.H., 1903. Catalogue of the *Lepidoptera Phalaenae* in the British Museum, 4, 657 p.
- HOFS J.L., 1992. Utilisation des caractères variétaux de résistance aux ravageurs sur cotonnier au Tchad. Revue scientifique du Tchad 2 : 66-73.
- INGRAM W.R., GREEN S.M., 1972. Sequential sampling of bollworms on raingrown cotton in Botswana. Cotton Grow. Rev. 49 : 265-275.
- JACQUEMARD P., 1965. Maladies bactériennes de *Diparopsis watersi*. I - Mise en évidence. Coton Fibres Trop. 20 (2) : 283-286.
- JACQUEMARD P., 1969a. Contribution à l'étude de l'anatomie d'*Eucarcelia evolans* (Wied.) parasite de *Diparopsis watersi* Roths. au Cameroun. Coton Fibres Trop. 24 (4) : 413-414.
- JACQUEMARD P., 1969b. Contribution à l'étude de la biologie d'*Eucarcelia evolans* (Wied.) parasite de *Diparopsis watersi* Roths. au Cameroun. Coton Fibres Trop. 24 (4) : 415-417.
- JACQUEMARD P., 1975. Etude des relations entre *Diparopsis watersi* (Roths.) (*Lepidoptera, Noctuidae*) et le parasite *Eucarcelia* sp. (? , *evolans* (Wied.) (*Diptera, Tachinidae*) dans le nord du Cameroun. Thèse, université Paul Sabatier, Toulouse, 78 p.
- JACQUEMARD P., 1976a. La diapause de *Diparopsis watersi* (Roths.) (*Lep., Noct.*) dans le nord du Cameroun. Coton Fibres Trop. 31 (3) : 297-310.
- JACQUEMARD P., 1976b. Relations entre la diapause de *Diparopsis watersi* (Roths.) (*Lep., Noct.*) et la diapause de son parasite *Eucarcelia* sp. (? , *evolans* (Wied.) (*Dipt., Tachin.*) dans le nord du Cameroun. Coton Fibres Trop. 31 (3) : 313-321.
- JACQUEMARD P., 1978. Action pathogène du virus de la polyédrose nucléaire de *Mamestra brassicae* (L.) sur *Diparopsis watersi* (Roths.) (*Lepidoptera Noctuidae*). Coton Fibres Trop. 33 (2) : 307-308.
- JACQUEMARD P., 1981. Elevage de *Diparopsis watersi* (Roths.) (*Lep. Noct.*) sur capsules de cotonnier conservées au froid et traitées à l'acide sorbique. Coton Fibres Trop. 36 (3) : 281-283.
- JACQUEMARD P., 1982. Résultats des essais de lutte microbiologique effectués en culture cotonnière au Cameroun en 1979, 1980 et 1981. Coton Fibres Trop. 37 (3) : 279-293.
- JACQUEMARD P., DELATTRE R., 1977. Action pathogène du virus de la polyédrose nucléaire d'*Autographa californica* (Speyer) sur *Diparopsis watersi* (Roths.) (*Lepidoptera Noctuidae*). Coton Fibres Trop. 32 (3) : 249-252.
- KABISSA J.C.B., NYAMBO B.T., 1989. The red bollworm, *Diparopsis castanea* Hamps. (*Lepidoptera, Noctuidae*) and cotton production in Tanzania. Tropical Pest Manag. 35 (2) : 190-192.
- KING C.B.R., 1926. Some notes on the red (Sudan) bollworm (*Diparopsis castanea* Hampson) in Nyasaland. Emp. Cotton Grow. Rev. p. 352-365.
- LABOUCHEIX J., VAISSAYRE M., 1977. Rapport de la station de Bébedjia section entomologie, Tchad. Coton Fibres Trop. 32 (2) : 95-97.
- LE GALL J., 1949. Rapport de campagne 1948-1949, Tikem, Tchad. Coton et Fibres Trop. 4 (1) 16-17.
- LE GALL J., 1951. Rapport de campagne 1949-1950 Tchad. CIRAD-IRCT Paris, France, 87 p. (document interne).
- LE GALL J., 1954. Rapport de campagne 1953-1954, Station du Tadla, Maroc, Afrique du Nord. Coton Fibres Trop. 9 (1) : 252-264.
- LYLE G.T., 1927. Two new species of *Apanteles* (Hym. Brac.). Bull. Entomol. Res. 17 : 4-5.
- McKINLAY K.S., 1957. A preliminary note on the control of the red bollworm *Diparopsis castanea*, with insecticides. Empire Cotton Grow. Rev. 34 : 253-257.
- McKINLEY D.J., 1968. Key to some larvae of *Lepidoptera* attacking cotton in Central Africa. Cotton Growers Rev. 45 : 184-197.

- McKINLEY D.J., 1974. An attempt to develop a completely artificial diet for rearing the red bollworm, *Diparopsis castanea*. Centre For Overseas Pest Research, College house, Wrights Lane, London, W8 5SJ, United Kingdom.
- MARKS R.J., 1976a. Mating behaviour and fecundity of the red bollworm *Diparopsis castanea* Hmps. (Lep. Noct.). Bull. Entomol. Res. 66 : 145-158.
- MARKS R.J., 1976b. Female sex pheromone release and the timing of male flight in the red bollworm *Diparopsis castanea* Hmps. (Lep. Noct.), measured by pheromone traps. Bull. Entomol. Res. 66 : 219-241.
- MARKS R.J., 1976c. Field studies with the synthetic sex pheromone an inhibitor of the red bollworm *Diparopsis castanea* Hmps. (Lepidoptera, Noctuidae) in Malawi. Bull. Entomol. Res. 66 : 243-265.
- MARKS R.J., 1976d. The influence of behaviour modifying chemicals on mating success of the red bollworm *Diparopsis castanea* Hmps. (Lep. Noct.). Bull. Entomol. Res. 66 : 279-300.
- MARKS R.J., 1976e. Laboratory evaluation of the sex pheromone and mating inhibitor of the red bollworm *Diparopsis castanea* Hampson (Lepidoptera Noctuidae). Bull. Entomol. Res. 66 : 427-435.
- MARKS R.J., 1977a. The influence of climatic factors on catches of the red bollworm *Diparopsis castanea* Hampson (Lep. Noct.) in sex pheromone traps. Bull. Entomol. Res. 67 : 243-248.
- MARKS R.J., 1977b. Assessment of the use of sex pheromone traps to time chemical control of red bollworm *Diparopsis castanea* Hampson (Lepidoptera, Noctuidae) in Malawi. Bull. Entomol. Res. 67 : 575-587.
- MARKS R.J., 1978. The influence of pheromone trap desing and placement on catch of red bollworm in cotton *Diparopsis castanea* Hampson (Lepidoptera, Noctuidae) in Malawi. Bull. Entomol. Res. 68 : 31-45.
- MARKS R.J., NESBITT B.F., HALL D.R., LESTER R., 1978. Mating disruption of the red bollworm of cotton *Diparopsis castanea* Hampson (Lepidoptera, Noctuidae) by ultra-low-volume spraying with microencapsulated inhibitor of mating. Bull. Entomol. Res. 68 : 11-29.
- MARKS R.J., HALL D.R., LESTER R., NESBITT B.F., LAMBERT M.R.K., 1981. Further studies on mating disruption of the red bollworm, *Diparopsis castanea* Hampson (Lepidoptera, Noctuidae), with a microencapsulated mating inhibitor. Bull. Entomol. Res. 71 : 403-418.
- MARSHALL J., PARSONS F.S., HUTCHINSON H., 1937. Studies on the red bollworm of cotton, *Diparopsis castanea* Hampson. 1 - The distribution and ecology of two natural food-plants, *Cienfuegosia hildebrandtii* Garke and *Gossypium herbaceum* var. *africana* Watt. Bull. Entomol. Res. 28 : 621-632.
- MARTIN T., RENOUE A., GOPAYE I., 1993. Evolution de la sensibilité de *Diparopsis watersi* (Roths.) et d'*Helicoverpa armigera* (Hbn.) vis-à-vis des insecticides chimiques. Coton Fibres Trop. 48 (4) : 283-290.
- MATTHEWS G. A., 1966a. Investigation of the chemical control of insect pests of cotton in central Africa. I. Laboratory rearing methods and tests of insecticides by application to bollworm eggs. Bull. Entomol. Res. 57 : 69-76.
- MATTHEWS G. A., 1966b. Investigation of the chemical control of insect pests of cotton in central Africa. II. Tests of insecticides with larvae and adults. Bull. Entomol. Res. 57 : 77-91.
- MATTHEWS G. A., 1966c. Investigation of the chemical control of insect pests of cotton in central Africa. III. Field trials. Bull. Entomol. Res. 57 : 193-197.
- MATTHEWS G.A., 1994. Chemical control. In : Insects pests of cotton. Edited by G. A. Matthews and J. P. Tunstall. CAB International, p. 535-557.
- MATTHEWS G.A., TUNSTALL J.P., 1968. Scouting for pests and the timing of sprays applications. Cotton Grow. Rev. 45 : 115-127.
- MEGIE C., 1963. Pluviométrie, date de semis et productivité du cotonnier dans la région de Tikem. Coton Fibres Trop. 18 (1) : 251-262.
- MONTALDO T., 1991. La lutte microbiologique en culture cotonnière au nord Cameroun. Coton Fibres Trop. 46 (3) : 217-229.
- MONTLIBERT J., 1974. Rapport annuel d'activités 1973-1974. Section expérimentale de Malbaza. République du Niger. CIRAD-IRCT Paris, France, p. 37-44 (document interne).

- MOORHOUSE J.E., YEADON R., BEEVOR P.S., NESBITT B.E., 1969. Method for use in studies of insect chemical communication. *Nature* 223 : 1174-1175.
- NESBITT B., BEEVOR P.S., COLE R.A., LESTER R., POPPI R.G., 1973a. Synthesis of both geometric isomers of the major sex pheromone of the red bollworm moth. *Tetrahedron letters* 47 : 4669-4670.
- NESBITT B., BEEVOR P.S., COLE R.A., LESTER R., POPPI R.G., 1973b. Sex pheromone of two noctuid moths. *Natural New Biology* 244 : 208-209.
- NESBITT B., BEEVOR P.S., COLE R.A., LESTER R., POPPI R.G., 1975. The isolation and identification of the female sex pheromones of the red bollworm moth, *Diparopsis castanea*. *J. Insect. Physiol.* 21 : 1091-1096.
- PAULY G., VAISSAYRE M., 1980. Etat actuel des travaux de sélection sur les caractères de résistance du cotonnier aux chenilles de la capsule en Afrique centrale. *Coton Fibres Trop.* 35 : 209-216.
- PEARSON E.O., 1949. Problems of insects pests of cotton in Tropical Africa. *Emp. Cotton Grow. Rev.* 26 (2) : 85-99.
- PEARSON E.O., 1954. The relationship between the African and south American red bollwoms of cotton, *Diparopsis* spp. and *Sacadodes*. *Emp. Cotton Grow. Rev.* 31 : 171-177.
- PEARSON E.O., 1958. Bollworms, *Diparopsis* spp. (Noctuidae). In : The insect pests of cotton in Tropical Africa ». Empire Cotton Growing Corporation and Commonwealth Institute of Entomology. The Eastern Press Ltd. London, p. 96-141.
- PINTUREAU B., BABAUT M., 1986. Systématique des espèces africaines des genres *Trichogramma* Westwood et *Trichogrammatoidea* Girault (Hym. Trichogrammatidae). *Trichogramma* and other egg parasites. International Symposium, Guangzhou (China), November 10-15 1986. INRA, Paris, 1988 (Les colloques de l'INRA n° 43) : 97-120.
- PROCTOR J.H., 1962. The biology and control of the Sudan bollworm, *Diparopsis watersi* (Roths.) in the Abyan Delta, West Aden Protectorate. *Bull. Entomol. Res.* 53 (2) : 311-335.
- REED W., CHOYCE M.A., 1961. Observations on *Carcelia evolans* (Wied.) (Diptera, Tachinidae) a parasite of *Diparopsis watersi* (Roths.) (Lepidoptera, Noctuidae) in Northern Nigeria. *Bull. Entomol. Res.* 52 : 785-793.
- RENOU A., 1984. Rapport annuel d'activité, section entomologie, IRA Maroua Cameroun. CIRAD-IRCT, Paris, France, 155 p. (document interne).
- RENOU A., 1987. Les acquis en lutte biologique contre *H. armigera* (Hübner), ravageur de la culture cotonnière au Nord-Cameroun. *Med. Fac. Landbouww. Rijksuniv. Gent.* 52 (2) : 311-318.
- RENOU A., ASPIROT J., 1984. Considérations sur l'utilisation des pyrèthrinoïdes en culture cotonnière au Tchad. *Coton Fibres Trop.* 39 (4) : 101-116.
- RENOU A., MARTIN T., 1995. Cinquante ans de recherches phytosanitaires sur la culture cotonnière au Tchad. Collection *Documents de travail du CIRAD-CA*, 3, 95 p.
- RENOU A., MARTIN T., GOPAYE I., 1991. Rapports de campagne, section entomologie, Bébedjia, Tchad. CIRAD-IRCT, Paris, France, 92 p. (document interne).
- RENOU A., MARTIN T., GOPAYE I., 1993. Parcelles à trois niveaux de protection en culture cotonnière au Tchad. Résultats sur trente ans. *Coton Fibres Trop.* 48 (2) : 121-132.
- RISBEC J., 1950. I La faune entomologique des cultures au Sénégal et au Soudan français. Travaux du laboratoire d'entomologie du secteur soudannais de recherches agronomiques. Station expérimentale de M'Bambey et section technique d'agriculture tropicale du ministère de la France d'outre-mer. Gouvernement général de l'AOF, p. 179-181.
- SILVIE P., 1991. Dynamiques annuelles des chenilles déprédatrices des organes florifères et fructifères du cotonnier au Tchad. *Coton Fibres Trop.* 46 (3) : 185-199.
- SILVIE P., DELVARE G., MALDES J.M., 1989. Arthropodes associés à la culture cotonnière au Tchad : ravageurs prédateurs et parasites. *Coton Fibres Trop.* 44 (4) : 275-287.
- SILVIE P., GOZÉ E., 1990. Estimation des pertes de production dues aux ravageurs du cotonnier au Tchad. *Coton Fibres Trop.* 46 (1) : 15-32.

- TUNSTALL J.P., 1958. The biology of the Sudan bollworm *Diparopsis watersi* (Roths.), in the gash Delta Sudan. Bull. Entomol. Res. 49 : 1-22.
- TUNSTALL J.P., 1965. Sex attractant studies in *Diparopsis*. Pest article and news summaries 11 (2) : 212-214.
- TUNSTALL J.P., 1967. Pupal development and moth emergence of the red bollworm (*Diparopsis castanea* Hmps) in Malawi and Rhodesia. Bull. Entomol. Res. 58 (2) : 233-254.
- TUNSTALL J. P., 1994. *Diparopsis* spp. (Lepidoptera : Noctuidae). In : Insects pests of cotton. Edited by G. A. Matthews and J. P. Tunstall, CAB International, p. 177-205.
- VAISSAYRE M., RENO A., 1978a. Rapport annuel section entomologie, station de Bébedjia, Tchad. CIRAD-IRCT, Paris, France, 61 p. (document interne).
- VAISSAYRE M., RENO A., 1978b, Détermination *in vitro* de la toxicité de quelques matières actives insecticides vis-à-vis des chenilles de la capsule, *Diparopsis watersi* (Roths.) et *Heliothis armigera* (Hbn.) (Lépidoptères *Noctuidae*). Chambre de commerce et d'industrie de Marseille, 13-16 août 1979 : 83-95.
- VAYSSIERE P., MIMÉUR J., 1926. *Diparopsis castanea* Hampson. In : les Insectes du cotonnier en AOF, p. 38-40.
- ZAGATTI P., 1981. Micro-comportements induits par les phéromones sexuelles chez quelques lépidoptères ravageurs des cultures en milieu sahélien. Thèse présentée à l'université Pierre et Marie Curie, Paris 6, p. 148-151.
- ZOUMANA D., KOUAKOU A., NIERE K., 1986. Rapport de mission au Zimbabwe du 12 au 18 avril. CIDT, Côte d'Ivoire, 39 p. (document interne).

Série

Les déprédateurs du cotonnier en Afrique tropicale et dans le reste du monde

Chaque fascicule de cette collection présente les connaissances et résultats acquis, tant au laboratoire que sur le terrain, sur tel ou tel parasite. Sont exposés l'anatomie, la biologie, les relations avec les plantes-hôtes, les dégâts et les moyens de lutte chimique ou biologique.

Certains sujets sont traités dans le seul contexte de l'Afrique, d'autres englobent des ravageurs d'Amérique latine ou bien sont élargis au monde entier.

Les textes, illustrés de photos en couleurs, s'adressent en particulier aux chercheurs, et aussi aux formateurs et aux acteurs du développement. Les monographies de cette série seront regroupées en fin de collection dans un ouvrage collectif.

N° 1. — Les *Earias* du cotonnier

R. Couilloud
1987, 20 p.

N° 2. — *Cryptophlebia leucotreta*

R. Couilloud
1988, 31 p.

N° 3. — Hétéroptères déprédateurs du cotonnier en Afrique et à Madagascar

R. Couilloud
1989, 40 p.

N° 4. — *Syllepte derogata* (Fabricius)

P. Silvie
1990, 20 p.

N° 5. — *Anomis flava* (Fabricius)

J.-P. Deguine
1991, 38 p.

N° 6. — Les acariens déprédateurs du cotonnier

J. Gutierrez
1992, 20 p.

N° 7. — Coléoptères déprédateurs du cotonnier en Afrique et à Madagascar

R. Couilloud
1993, 92 p.

N° 8. — Les *Miridae* du cotonnier en Afrique et à Madagascar

J. Cadou
1994, 74 p.

N° 9. — *Pectinophora gossypiella* (Saunders) (*Lepidoptera*, *Gelechiidae*)

J. Le Gall
1995, 110 p.

Édition et mise en page
Service des publications, de l'information
et de la documentation, CIRAD-CA

Impression
Reprographie du CIRAD

ISSN 1255-2240
ISBN 2-87614-215-5