

**LES *MIRIDAE* DU COTONNIER**

**EN AFRIQUE ET A MADAGASCAR**

**J. CADOU**

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

6, rue du général Clergerie  
75116 Paris, France

*Série les déprédateurs du cotonnier en Afrique tropicale et dans le reste du monde n° 8, 1994*

# 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<sup>er</sup> juillet 1992  
sous le nom de CIRAD-CA.

B.P. 5035, 34032 Montpellier Cedex 01 (France)  
Téléphone : 67 61 58 00 - Télécopieur : 67 52 06 25  
Télex : 480 762 F.

### **Comité de lecture**

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

### **Publication**

M. Berger, directeur de publication  
D. Frydrych, responsable de l'édition

## ERRATA

Les *Miridae* du cotonnier en Afrique et à Madagascar  
J. Cadou

- . Sommaire, titre, lire :  
Les *Miridae* du cotonnier en Afrique [et] à Madagascar
  
- . Page 16
  - 5e paragraphe, 3e ligne, lire :  
Cette espèce se rencontre dans les régions forestières et humides, de la Guinée [jusqu'au] Cameroun.
  
  - 6e paragraphe, 1re ligne, lire :  
...(CARAYON et [DELATTRE], 1948)...
  
  - 7e paragraphe, 2e ligne, lire :  
...de la cellule des hémélytres (fig. 4)...
  
- . Page 32, 2e paragraphe, 3e ligne, lire :  
... ainsi que les interstices entre les fleurs [des épillets] des céréales hôtes.
  
- . Page 33
  - 5e paragraphe, 8e ligne, lire :  
La chute précocée des boutons floraux a pour effet de [clairsemer] la floraison...
  
  - 5e paragraphe, dernière ligne, lire :  
... ce qui représente une perte [potentielle] de plusieurs boutons floraux.
  
- . Page 37, 1er paragraphe, ligne 4, lire :  
... dans un dispositif [statistique] où 6 semaines plus tard sont disséminés...
  
- . Page 38, 2e paragraphe, 2e ligne, lire :  
... il est nécessaire d'effectuer une ou plusieurs applications insecticides [ en particulier] si les dégâts risquent d'être difficilement récupérables...
  
- . Page 45, légende figure 17, lire :  
*Creontiades pallidus* (Ramb.)...
  
- . Page 61, 6e paragraphe, 2e ligne, lire :  
... moins marquée sur [la] mésocorie et l'exocorie...
  
- . Page 65, sous-famille *Dicyphinae*, tribu *Dicyphini*, 2e ligne, lire :  
*Cyrtopeltis* (*Nesidiocoris*) *tenuis* (Reuter)...

**LES *MIRIDAE* DU COTONNIER  
EN AFRIQUE ET A MADAGASCAR**

**J. CADOU**

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

6, rue du général Clergerie  
75116 Paris, France

*Série les déprédateurs du cotonnier en Afrique tropicale et dans le reste du monde n° 8, 1994*

© CIRAD-CA 1993  
ISBN 2-87614-153-1

## Les *Miridae* du cotonnier en Afrique à Madagascar

J. Cadou

### SOMMAIRE

|   |        |
|---|--------|
| RESUME.....   | 7      |
| INTRODUCTION.....   | 9      |
| Caractères généraux des <i>Miridae</i> .....                          | 9      |
| <i>Miridae</i> recensés sur le cotonnier en Afrique.....              | 14     |
| <br>SOUS-FAMILLE BRYOCORINAE.....                                     | <br>15 |
| Tribu <i>Monolaniini</i> .....  | 15     |
| <i>Helopeltis</i> .....   | 15     |
| Caractéristiques et distribution géographique .....                   | 15     |
| Espèces d' <i>Helopeltis</i> rencontrées sur le cotonnier .....       | 16     |
| <i>Helopeltis (Afropeltis) schoutedeni</i> Reuter .....               | 17     |
| Distribution géographique .....                                       | 17     |
| Description .....   | 17     |
| Adulte .....  | 17     |
| Oeuf .....  | 19     |
| Stades larvaires .....  | 19     |
| Cycle vital .....   | 21     |
| Ethologie .....   | 21     |
| Mâle .....  | 21     |
| Femelle .....   | 21     |
| Longévité de la femelle et importance de la ponte .....               | 21     |
| Dégâts sur le cotonnier .....   | 22     |
| Incidence des attaques sur la production du cotonnier .....           | 23     |
| Développement et importance de l'infestation sur les cotonniers ..... | 23     |
| Première phase de l'infestation.....                                  | 23     |
| Evolution ultérieure de l'infestation.....                            | 24     |
| Plantes-hôtes et écologie .....                                       | 24     |
| Ennemis naturels .....  | 26     |
| Moyens de lutte .....   | 26     |
| Tribu <i>Odoniellini</i> .....  | 27     |
| <i>Chamopsis tuberculatus</i> Distant.....                            | 27     |

|   |    |
|---|----|
| <b>SOUS-FAMILLE MIRINAE</b> .....   | 28 |
| <b>Tribu <i>Mirini</i></b> .....  | 28 |
| <b><i>Taylorilygus vosseleti</i> (Poppius)</b> .....                              | 28 |
| Taxinomie .....   | 28 |
| Distribution géographique .....   | 28 |
| Description .....   | 29 |
| Adulte .....  | 29 |
| Oeuf .....  | 31 |
| Stades larvaires .....  | 31 |
| Cycle vital .....   | 31 |
| Comportement .....  | 31 |
| Plantes-hôtes .....   | 32 |
| Migration sur le cotonnier .....  | 32 |
| Dégâts causés au cotonnier .....  | 33 |
| Rôle des <i>Lygus</i> dans la transmission des micro-organismes au cotonnier .... | 34 |
| Ennemis naturels .....  | 34 |
| Moyens de lutte .....   | 35 |
| Plantes-pièges et pratiques culturales .....                                      | 35 |
| Variétés résistantes ou tolérantes .....  | 36 |
| Lutte chimique .....  | 37 |
| Autres espèces de <i>Taylorilygus</i> signalées sur cotonnier .....               | 38 |
| <b><i>Megacoelum</i></b> .....  | 38 |
| <b><i>Megacoelum apicale</i> Reuter</b> .....                                     | 39 |
| Description .....   | 39 |
| Adulte .....  | 39 |
| Stades larvaires .....  | 39 |
| Remarques sur la taxinomie de <i>M. apicale</i> .....                             | 41 |
| Plantes-hôtes .....   | 41 |
| Comportement et dégâts causés au cotonnier .....                                  | 41 |
| Ennemis naturels .....  | 42 |
| <b><i>Megacoelum scutellare</i> Poppius</b> .....                                 | 42 |
| Description .....   | 42 |
| Adulte .....  | 42 |
| Stades larvaires .....  | 43 |
| Comportement et dégâts .....  | 43 |
| Autres espèces de <i>Megacoelum</i> signalées sur cotonnier .....                 | 43 |
| <b><i>Creontiades pallidus</i> (Rambur)</b> .....                                 | 43 |
| Description .....   | 45 |
| Adulte .....  | 45 |
| Stades larvaires .....  | 46 |
| Oeuf .....  | 46 |
| Cycle vital .....   | 47 |
| Comportement .....  | 47 |

|   |        |
|---|--------|
| Dégâts causés au cotonnier .....  | 47     |
| Nature des dégâts .....   | 47     |
| Importance des dégâts .....   | 48     |
| Plantes-hôtes et cycle saisonnier .....   | 49     |
| Parasites et prédateurs .....   | 49     |
| Moyens de lutte .....   | 49     |
| <i>Eurystylus bellevoeyi</i> (Reuter) .....   | 50     |
| Distribution géographique .....   | 50     |
| Description .....   | 50     |
| Autres espèces d' <i>Eurystylus</i> signalées sur cotonnier .....                     | 51     |
| <i>Proboscidocoris fuliginosus</i> Reuter .....                                       | 51     |
| Distribution géographique .....   | 51     |
| Description .....   | 51     |
| Tribu <i>Hyalopeplini</i> .....   | 52     |
| <i>Hyalopeplus</i> .....  | 52     |
| <i>Corizodolon sexlineatum</i> Delattre .....   | 53     |
| Autres espèces de <i>Corizodolon</i> signalées sur cotonnier .....                    | 53     |
| <br>SOUS-FAMILLE PHYLINAE .....   | <br>54 |
| <i>Campylomma</i> .....   | 54     |
| Distribution géographique .....   | 54     |
| Description .....   | 54     |
| <i>Campylomma plantarum</i> Lindberg .....  | 54     |
| Autres espèces de <i>Campylomma</i> signalées sur cotonnier .....                     | 55     |
| Comportement et dégâts .....  | 55     |
| Moyens de lutte .....   | 57     |
| <i>Stenocapsus leucochilus</i> (Reuter) (= <i>Sthenarus leucochilus</i> Reuter) ..... | 57     |
| Description .....   | 57     |
| Biologie .....  | 59     |
| <i>Tytthus parviceps</i> (Reuter) .....   | 59     |
| Distribution géographique .....   | 59     |
| Description .....   | 59     |
| <br>SOUS-FAMILLE DICYPHINAE .....   | <br>60 |
| <i>Cyrtopeltis (Nesidiocoris) tenuis</i> Reuter .....                                 | 60     |
| Distribution géographique .....   | 60     |
| Description .....   | 60     |
| <br>SOUS-FAMILLE DERAEOCORINAE .....  | <br>61 |
| <i>Deraeocoris oculatus</i> Reuter .....  | 61     |

|   |           |
|---|-----------|
| <b>Description .....</b>  | <b>61</b> |
| <b>Adulte .....</b>   | <b>61</b> |
| <b>Stades larvaires .....</b>   | <b>62</b> |
| <b>Caractères des espèces voisines .....</b>  | <b>63</b> |
| <b>Comportement .....</b>   | <b>63</b> |
| <b>Cycle vital .....</b>  | <b>63</b> |
| <b>Evolution des populations sur le cotonnier .....</b>                                 | <b>63</b> |
| <br>  |           |
| <b>LISTE DES MIRIDAE SIGNALES SUR LE COTONNIER<br/>EN AFRIQUE ET A MADAGASCAR .....</b> | <b>64</b> |
| <br>  |           |
| <b>PLANCHES .....</b>   | <b>67</b> |
| <br>  |           |
| <b>REMERCIEMENTS .....</b>  | <b>69</b> |
| <br>  |           |
| <b>REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....</b>   | <b>70</b> |

## RESUME

Une cinquantaine d'espèces de la famille des *Miridae* (*Hemiptera Heteroptera*) ont été recensées sur le cotonnier en Afrique et à Madagascar. A peine une dizaine, pour lesquelles le cotonnier est une vraie plante-hôte, montrent une réelle importance économique : *Helopeltis schoutedeni*, *Taylorilygus vosseleri*, *Megacoelum* spp., *Creontiades pallidus*, *Campylomma* spp. Les adultes de quelques espèces qui ne se reproduisent pas sur cette culture peuvent cependant y causer des dommages. Au contraire, d'autres espèces zoophages, *Deraeocoris* spp. et *Stenocapsus leucochilus*, présentent un certain intérêt comme prédateurs des *Miridae* et de divers insectes nuisibles à la plante.

L'auteur décrit les espèces le plus souvent rencontrées sur le cotonnier et les dégâts qu'elles occasionnent. Il fait part des observations biologiques réalisées par divers entomologistes et des méthodes de lutte envisageables contre les déprédateurs.

**MOTS-CLES** : cotonnier, *Miridae* (*Hemiptera, Heteroptera*), Afrique, Madagascar.

## INTRODUCTION

Avec plus de 7 000 espèces décrites, les *Miridae* constituent la plus nombreuse famille de l'ordre des *Hemiptera* ; ils appartiennent au sous-ordre des *Heteroptera* et à l'infra-ordre des *Cimicomorpha* (DELVARE et ABERLENC, 1989).

### Caractères généraux des *Miridae*

Ce sont des insectes de petite taille, de 1 à rarement plus de 12 mm de longueur (fig. 1). Le dessus du corps est glabre ou peu velu, brillant ou terne, portant ou non des ponctuations plus ou moins profondes ; la pubescence (WAGNER et WEBER, 1964) revêt différentes formes : soies articulées, poils sétiformes semblables aux soies mais sans articulation basale, poils simples moins robustes et poils squamiformes appliqués contre le tégument.

La tête est plus ou moins inclinée par rapport à l'axe du corps (fig. 2). Sa région dorsale comprend 3 parties, le vertex, le front et la face. Celle-ci située en avant des yeux est formée de 4 lobes : le lobe médian ou clypeus ou tylus, les joues ou genae portant les fosses antennaires de part et d'autre du clypeus, les brides ou lorae en dessous des joues, et en dessous de ces dernières, latéralement, les lames génales ou bucculae réduites et à peine visibles.

Les antennes se composent de quatre articles.

Les yeux sont gros, les ocelles sont absents.

Le rostre qui prend naissance à la partie antérieure de la face ventrale de la tête est composé de quatre articles. Il est formé par le labium creusé en gouttière dans sa longueur et contenant les stylets mandibulaires et maxillaires. Le labre court et étroit recouvre partiellement la base du labium. Le premier article du rostre bien apparent et plus fort que les trois suivants fait saillie par rapport à ceux-ci du côté ventral.

Le pronotum de forme trapézoïdale présente à sa partie antérieure, dans un certain nombre de sous-familles, un sillon transversal délimitant le collier pronotal ou anneau apical. Les callosités du pronotum ou calli, correspondant à l'insertion des muscles moteurs des pattes antérieures, sont fréquemment en saillie à la partie antérieure du pronotum.

Le scutellum ou écusson, triangulaire, est toujours bien développé ; sa partie basale est visible chez les *Phylinae*.

L'hémélytre est divisé en trois parties : la corie, le cuneus et la membrane. Deux sillons longitudinaux, le sillon cubital et le sillon médian, partagent la corie en trois secteurs de l'extérieur vers l'intérieur :

- l'exocorie, ou embolium, se prolongeant par l'épipleure à la face ventrale ;
- la mésocorie ou corie proprement dite ;
- l'endocorie plus communément appelée clavus.

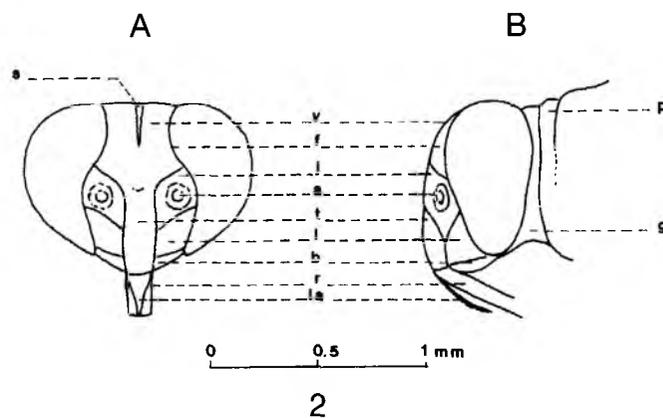
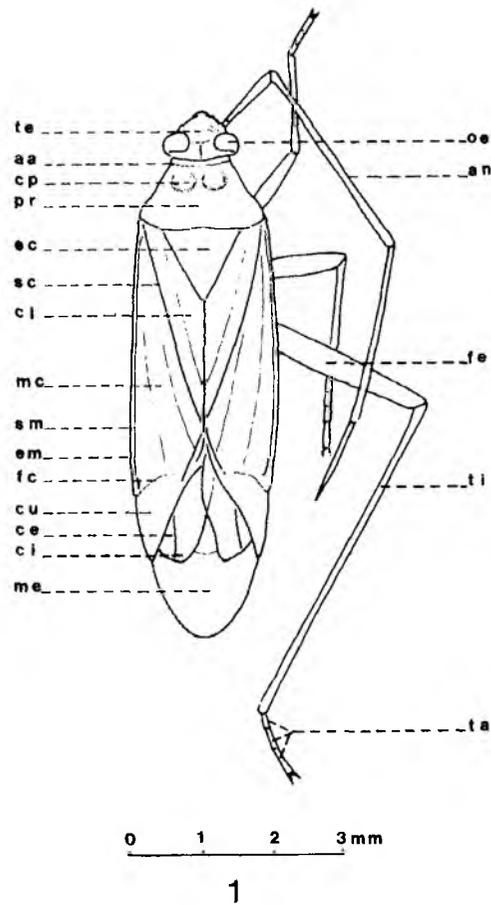


Figure 1

*Creontiades pallidus* (Ramb.), schéma de la face dorsale montrant les parties du corps les plus caractéristiques utilisées pour l'étude taxinomique : aa, collier pronotal (collier apical, anneau apical) ; an, antenne ; ce, cellule externe ; ci, cellule interne ; cl, endocorie (clavus) ; cp, callus pronotal ; cu, cuneus ; ec, scutellum (écusson) ; em, exocorie (embolium) ; fc, scissure cunéale (fracture costale) ; fe, fémur ; mc, mésocorie (corie proprement dite) ; me, membrane ; oe, oeil ; pr, pronotum ; sc, sillon cubital ; sm, sillon médian ; ta, tarse ; te, tête ; ti, tibia.

Figure 2

Tête de *Megacoelum scutellare* Popp. ♀, vue frontale (A) et vue latérale (B) : fosses antennifères ; b, bucculae (lames génales) ; f, front ; g, gula (gorge) ; j, genae (joues) ; l, lorae (brides) ; la, labre ; p, collier pronotal (collier apical) ; r, rostre ; s, sillon longitudinal du vertex ; t, tylus (clypeus) ; v, vertex.

A l'extrémité postérieure de la corie, la scissure cunéale ou fracture costale sépare la corie du cuneus. Celui-ci, en forme de triangle allongé au sommet en pointe, est situé postérieurement à la marge externe de l'hémélytre. La partie postérieure de l'hémélytre, en bordure de la corie et du cuneus, constitue la membrane caractérisée par la présence d'une seule (sous-famille des *Bryocorinae*) ou, le plus souvent (les autres sous-familles), de deux cellules subtriangulaires, dont l'interne (cellule majeure) est toujours plus grande que l'externe (cellule mineure).

Les tibias sont fréquemment pourvus d'épines, plus ou moins fortes, sortant souvent d'un point sombre.

Les tarses se composent de trois articles (fig. 3 A). Le prétarse situé à l'extrémité distale du dernier article des tarses porte les griffes entre la base desquelles s'observe l'*unguitractor* ou *empodium*. Celui-ci, chez de nombreux *Miridae*, porte une paire d'appendices soit sétiformes, soit membraneux, que CARAYON (1977) décrit sous le terme de *parempodia*, remplaçant l'appellation d'*arolia* des auteurs antérieurs (KNIGHT, 1918 ; WAGNER et WEBER, 1964) ; les entomologistes germanophones anciens désignaient ces appendices sous le nom de pulvilles et soies empodiales (POPPIUS, 1912 ; WAGNER, 1952). Les appendices fixés à la base ou contre les griffes, appelés précédemment *pseudarolia*, doivent selon CARAYON être assimilés à des *pulvilli* ou pulvilles chez les *Bryocorinae* où ils sont fixés à la base interne des griffes, tandis que chez les autres *Miridae*, où ils sont fixés sur le bord inférieur des griffes, ils sont différents des pulvilles et appelés *adunci*. L'importance de ces différents appendices est grande, car c'est sur eux qu'est basée, en majeure partie, la subdivision en sous-familles (fig. 3 B à G).

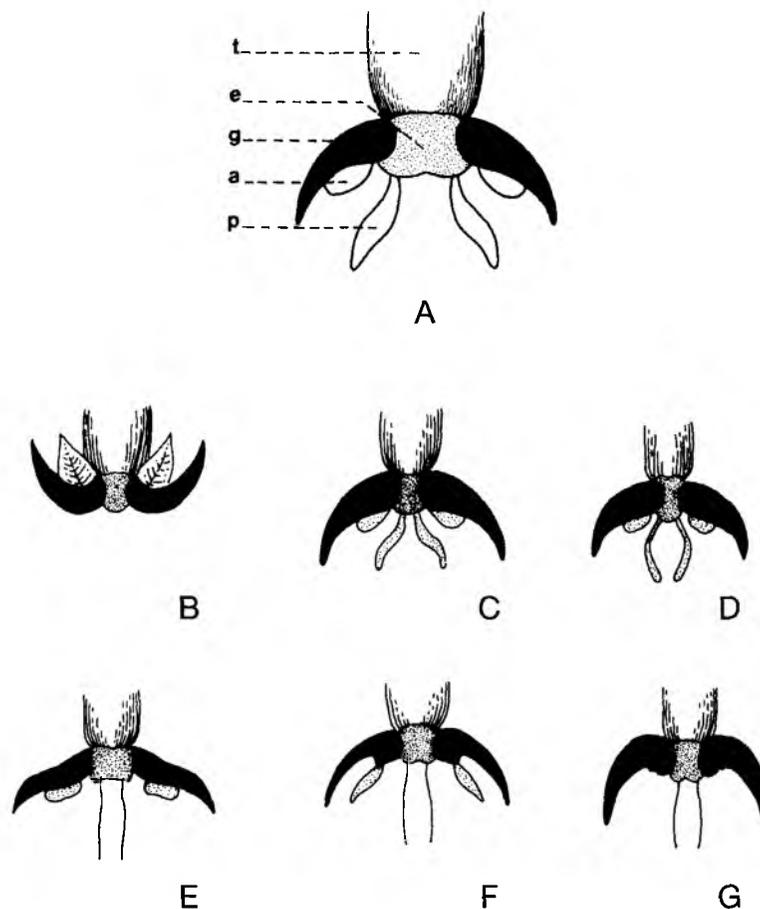


Figure 3

Tarses chez les principales sous-familles de *Miridae* du cotonnier représentées en Afrique. A, schéma général : a, adunci (= pseudarolium) ; e, empodium (= unguitractor) ; g, griffe (ongle) ; p, parempodium (= arolium) ; t, tarse.

B, *Bryocorinae* ; C, *Mirinae* ; D, *Orthotylinae* ; E, *Phylinae* ; F, *Dicyphinae* ; G, *Deraeocorinae*. (B à G, d'après Carvalho et d'après Wagner et Weber).

Les génitalia du mâle sont asymétriques, ils jouent un rôle important en taxinomie de même que les structures génitales internes des femelles ; chez ces dernières l'ovipositeur est toujours bien développé.

La plupart des *Miridae* sont phytophages et nombre d'entre eux sont nuisibles aux plantes cultivées (tabl. 1) ; d'autres espèces, plutôt carnassières, sont prédatrices d'insectes.

TABLEAU 1

**Plantes-hôtes des mirides du cotonnier citées dans le texte.**

| Nom scientifique  | Nom vernaculaire          |
|---|---------------------------|
| <b>ACANTHACEAE</b>  |                           |
| <i>Justicia flava</i> (Forsk.) Vahl   |                           |
| <b>AMARANTHACEAE</b>  |                           |
| <i>Celosia trigyna</i> L.   |                           |
| <i>Gomphrena globosa</i> L.   |                           |
| <b>ANACARDIACEAE</b>  |                           |
| <i>Anacardium occidentale</i> L.  | Anacardier                |
| <i>Mangifera indica</i> L.  | Manguier                  |
| <b>ASTERACEAE</b>   |                           |
| <i>Erigeron</i> spp.  |                           |
| <b>CAPPARIDACEAE</b>  |                           |
| <i>Gynandropsis</i> sp.   |                           |
| <b>CAESALPINIACEAE</b>  |                           |
| <i>Caesalpinia decapetala</i> (Roth) Alston<br>(= <i>C. sepiara</i> Roxb.)  |                           |
| <b>COCHLOSPERMACEAE</b>   |                           |
| <i>Colchosperrum tinctorium</i> A. Rich.<br>(= <i>C. niloticum</i> Ol.)   |                           |
| <b>CONVOLVULACEAE</b>   |                           |
| <i>Calonyction album</i> (L.) House<br>(= <i>C. bona-nox</i> (L.) Bojer)<br><i>Ipomoea batatas</i> (L.) Lam.<br><i>Operculina macrocarpa</i> (L.) Urban<br>(= <i>Merremia alata</i> Rendle) | Patate douce              |
| <b>CUCURBITACEAE</b>  |                           |
| <i>Cucumis melo</i> L.  | Melon                     |
| <b>CUPRESSACEAE</b>   |                           |
| <i>Cupressus</i> spp.   |                           |
| <b>DILLENACEAE</b>  |                           |
| <i>Tetracera alnifolia</i> Willd.   |                           |
| <b>EUPHORBIACEAE</b>  |                           |
| <i>Acalypha ornata</i> Hochst. ex A. Rich.<br><i>Alchornea cordifolia</i> (Schum. et Thonn.) Mull. Arg.<br><i>Ricinus communis</i> L.   | Ricin                     |
| <b>FABACEAE</b>   |                           |
| <i>Arachis hypogaea</i> L.<br><i>Cajanus cajan</i> (L.) Millsp.   | Arachide<br>pois d'Angole |

|   |                                |
|---|--------------------------------|
| <i>Crotalaria juncea</i> L.   | Crotalaire                     |
| <i>Medicago sativa</i> L.   | Luzerne                        |
| <i>Flemingia grahamiana</i> Wight et Arn.<br>(= <i>Moghania rhodocarpa</i> (Bak.) Hauman<br>= <i>Flemingia rhodocarpa</i> Bak.) |                                |
| <i>Phaseolus</i> spp.   | Haricots                       |
| <i>Pseudarthria hookeri</i> Wight et Arn.   |                                |
| <i>Trifolium alexandrinum</i> L.  | Trèfle d'Alexandrie            |
| <i>Vigna radiata</i> (L.) Wilczek, var. <i>radiata</i><br>(= <i>Phaseolus aureus</i> Roxb.)                                     |                                |
| <i>Vigna unguiculata</i> (L.) Walters<br>(= <i>V. sinensis</i> (L.) Savi ex Hasskarl)   | Niébé                          |
| <b>HYPERICACEAE</b>   |                                |
| <i>Harungana madagascariensis</i> Lam.  |                                |
| <b>LAURACEAE</b>  |                                |
| <i>Persea gratissima</i> Gaertner   | Avocatier                      |
| <b>LEEACEAE</b>   |                                |
| <i>Leea guineensis</i> G. Don   |                                |
| <b>MALVACEAE</b>  |                                |
| <i>Abutilon</i> sp.   |                                |
| <i>Gossypium arboreum</i> L.  | Cotonnier                      |
| <i>Gossypium barbadense</i> L.  | Cotonnier                      |
| <i>Gossypium hirsutum</i> L.  | Cotonnier                      |
| <i>Hibiscus cannabinus</i> L.   | Dah, kénaf                     |
| <i>Hibiscus sabdariffa</i> L.   | Roselle, okra                  |
| <i>Urena lobata</i> L.  |                                |
| <b>MELIACEAE</b>  |                                |
| <i>Melia azedarach</i> L.   | Néém                           |
| <b>MELIANTHACEAE</b>  |                                |
| <i>Bersama abyssinica</i> Fres., subsp. <i>paullinioides</i> (Planchon) Verdcourt   |                                |
| <b>MYRTACEAE</b>  |                                |
| <i>Psidium guayava</i> L.   | Goyavier                       |
| <b>ONAGRACEAE</b>   |                                |
| <i>Ludwigia erecta</i> L.<br>(= <i>Jussiaea acuminata</i> Sw.)  |                                |
| <i>Ludwigia abyssinica</i> A. Rich.<br>(= <i>Jussiaea abyssinica</i> (A. Rich.) Dandy)  |                                |
| <b>PEDALIACEAE</b>  |                                |
| <i>Sesamum indicum</i> L.   | Sésame                         |
| <b>POACEAE</b>  |                                |
| <i>Cynodon</i> sp.  |                                |
| <i>Echinochloa colona</i> (L.) Link   |                                |
| <i>Eleusine coracana</i> (L.) Gaertner  | Fonio                          |
| <i>Oryza sativa</i> L.  | Riz                            |
| <i>Pennisetum glaucum</i> (L.) R. Brown<br>(= <i>P. typhoides</i> (Burman) Stapf et Hubbard)                                    | Petit mil                      |
| <i>Pennisetum purpureum</i> Schum. et Thonn.  | Sissongo,<br>herbe à éléphants |
| <i>Rhynchelytrum repens</i> (Willd.) Hubbard<br>(= <i>Tricholaena rosea</i> Nees)   |                                |
| <i>Sorghum bicolor</i> (L.) Moench  |                                |

(= *S. vulgare* Persoon)  
*Zea mays* L.

Sorgho  
 Maïs

#### POLYGONACEAE

*Polygonum limbatum* Meissn.

#### SOLANACEAE

*Capsicum frutescens* L.

Piment

*Lycopersicon esculentum* Mill.

(= *Solanum lycopersicon* L.)

Tomate

*Physalis micrantha* Lenk

*Solanum dubium* Fresen.

*Solanum melongena* L.

Aubergine

#### THEACEAE

*Thea sinensis* L.

Théier

#### VITACEAE

*Cissus populnea* Guill. et Perr.

*Cyphostemma adenocaulis* (Steudel ex A. Rich.) Descoings

(= *Cissus adenocaulis* Steudel ex A. Richard)

### **Miridae recensés sur le cotonnier en Afrique**

Dans son catalogue des insectes du cotonnier dans le monde, HARGREAVES (1948) recense 51 espèces de *Miridae* relevant de 24 genres différents, dont 14 appartenant à 9 de ces genres sont trouvées en Afrique. Depuis cette époque, différents auteurs ont donné des listes régionales des *Miridae* du cotonnier. BARBOSA (1958) répertorie 16 espèces pour le Mozambique, DEEMING (1981) 19 pour le Nigéria.

Sur la cinquantaine d'espèces de *Miridae* les plus souvent citées dans la littérature au titre d'insectes du cotonnier en Afrique et à Madagascar, annexe p. 64, à peine une dizaine peuvent être retenues parmi les déprédateurs communs du cotonnier. Ce sont des espèces qui y effectuent un cycle vital complet et occasionnent des dommages parfois graves à cette culture. *Helopeltis schoutedeni*, *Taylorilygus vosseleri*, *Creontiades pallidus*, *Megacoelum* spp., *Campylomma* spp. ont fait l'objet d'études plus ou moins développées, et de nombreuses observations relatent leur importance pour l'économie du cotonnier et les moyens de lutte.

Certains *Miridae* assez fréquents sur le cotonnier jouent un rôle comme prédateurs d'insectes nuisibles, tels *Deraeocoris* spp. et *Stenocapsus* (= *Sthenarus*) *leucochilus*. Les travaux sur ces insectes sont rares ; de nombreux points de leur biologie et leur importance dans la biocénose du cotonnier restent à éclaircir.

Dans cet ouvrage, nous donnons la description de ces déprédateurs et prédateurs et rapportons les observations faites à leur sujet.

Les autres espèces signalées en Afrique et à Madagascar ont été observées, parfois assez régulièrement, à l'état adulte. Le cotonnier n'est pour elles qu'une plante nourricière temporaire, susceptible cependant de subir les dégâts que commettent ces insectes (*Eurystylus bellevoeyi*, *Proboscidoris* spp., *Hyalopeplus* spp., *Corizodolon* spp.) ; le statut de certaines espèces (*Tytthus parviceps*, *Cyrtopeltis tenuis*) a besoin d'être précisé. Nous donnons une description de ces différentes espèces.

Les espèces restantes, une trentaine environ, n'ont fait l'objet que de rares captures; le cotonnier n'est vraisemblablement pour elles qu'une plante-refuge occasionnelle.

Il est possible que de très petites espèces, appartenant en particulier aux sous-familles *Phylinae* et *Dicyphinae*, aient échappé, par suite de leur rareté sur le cotonnier, aux investigations des entomologistes.

## SOUS-FAMILLE BRYOCORINAE

Les *Bryocorinae* sont caractérisés par :

- la membrane de l'hémélytre pourvue d'une seule cellule ;
- les tibias inermes ;
- l'article III des tarsi plus épais que les autres, épaissi progressivement vers l'apex ;
- la présence de pulvilles lamelliformes insérées près de la base des griffes contre leur face interne.

### TRIBU MONOLANIINI

La tribu comprend des espèces d'allure assez gracile. Ces insectes ont des pattes et antennes longues et minces (la longueur des antennes dépasse nettement celle du corps, hémélytres compris). La tête est rétrécie en cou derrière les yeux, le pronotum étranglé ou rétréci en avant. Les hémélytres, en forme de raquettes, dépassent largement l'abdomen.

### HELOPELTIS

#### Caractéristiques et distribution géographique

Le genre *Helopeltis* se distingue des autres genres des *Monolaniini*, et aussi de tous les *Bryocorinae*, par la présence d'une longue épine ou apophyse scutellaire dressée à courbure plus ou moins prononcée se terminant par un globule apical, par le premier article antennaire très allongé plus long que la tête et le pronotum réunis.

Les *Helopeltis* (SCHMITZ, 1968) sont des insectes graciles de 6 à 12 mm de longueur, pattes et antennes longues et grêles, pronotum bombé, déclive vers l'avant, corps et corie presque glabres, antennes pubescentes, tibias et tarsi sétulés, membrane des hémélytres et ailes frangées d'épines et couvertes de minuscules spinules, embolium très étroit, cuneus allongé falciforme.

Le genre *Helopeltis* est riche de plus de 40 espèces réparties dans les régions tropicales de l'Ancien Monde : Afrique, Péninsule indienne et Asie du sud-est. Une espèce subtropicale est connue de l'Australie (*H. australasiae* Kirk.). Révisant les *Helopeltis* africains, SCHMITZ (1968) en décrit ou redécrit 23 espèces, auxquelles il ajoute (1988) la description de 3 nouvelles espèces de la Côte-d'Ivoire. Se basant sur les caractères anatomiques des structures endophasiques du mâle et des organes internes des femelles qui constituent un ensemble morphologiquement homogène chez les espèces de la faune éthiopienne et les différencient des espèces indo-malaises, le même auteur (1968) crée le sous-genre *Afropeltis* (sbg. nov), dans lequel il classe toutes les espèces africaines du genre *Helopeltis*.

La plupart des références antérieures à la décennie 50 relatives à l'espèce du cotonnier sont données sous le nom d'*Helopeltis bergrothi* Reut. ou d'*H. sanguineus* Popp., confusion imputable à l'existence de formes jaunes et rouges chez la femelle de l'espèce commune sur cotonnier. CARAYON et DELATTRE (1948) ont montré que *H. schoutedeni* Reut. est un synonyme antérieur de *H. sanguineus* Popp. La coloration rouge est un caractère lié à la maturité sexuelle : toutes les femelles de *H. schoutedeni*, jaune orangé à la mue imaginale, virent au rouge vif après 3 à 10 jours.

## Espèces d'*Helopeltis* rencontrées sur le cotonnier

En dehors d'*H. schoutedeni* Reut., trois autres espèces d'*Helopeltis* peuvent être récoltées sur le cotonnier en Afrique : *H. bergrothi* Reut, *H. westwoodi* (White) et *H. lalandei* (Carayon). Pour ces trois espèces, le cotonnier est principalement une plante nourricière, l'insecte ne se multiplie guère à ses dépens, les lignées s'éteignant rapidement.

SCHMITZ (1968) a donné la répartition de ces espèces :

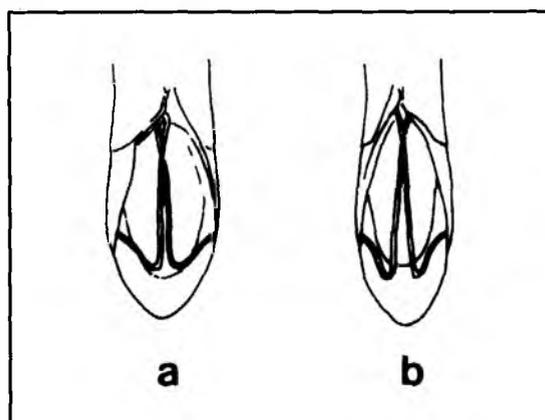
*H. bergrothi* Reut. s'étend du Cameroun (éventuellement du Nigéria) à l'océan Indien, de part et d'autre de l'équateur, dans les biotopes forestiers d'Afrique équatoriale, centrale et orientale, y compris les forêts de montagne jusqu'à une altitude d'au moins 2000m.

*H. westwoodi* (White) vit en régions forestières, on le rencontre occasionnellement sur le cotonnier où il ne se multiplie pas.

*H. lalandei* (Carayon) est une dénomination donnée par SCHMITZ regroupant les formes et variétés décrites par CARAYON et DELATTRE (1948) et CARAYON (1949) : *H. aff. rubrinervis* (pars), *H. bergrothi* var. *mayumbensis* (pars) Car. et Del. et *H. bergrothi* var. *lalandei* Car. Cette espèce se rencontre dans les régions forestières et humides de la Guinée, au Cameroun.

On peut identifier les espèces trouvées sur le cotonnier (CARAYON et DELATTRE, 1948) par les caractères suivants :

- (1) - au repos, apex des ailes postérieures dépassant l'apex de la cellule des hémélytres (fig. 4) .....*H. schoutedeni* Reut.  
 - apex des ailes postérieures n'atteignant pas l'apex de la cellule des hémélytres .....(2)
- (2) - membrane de l'hémélytre enfumée avec une nette tache centrale hyaline taille 8 à 10 mm .....*H. lalandei* (Carayon)  
 - membrane sans tache claire centrale ou si tache claire taille inférieure à 7 mm .....(3)
- (3) - pronotum le plus souvent orangé en totalité .....*H. bergrothi* Reut.  
 - pronotum noir à lobe antérieur rouge clair .....*H. westwoodi*(White)



**Figure 4**  
**Apex des hémélytres au repos (d'après Carayon et Delattre) : a, chez *Helopeltis schoutedeni* Reut. ; b, chez *Helopeltis bergrothi* Reut.**

En dehors de l'Afrique, PUTTARUDRIAH (1958) signale en Inde (Bangalore) des dégâts causés - aux capsules des cotonniers pérennes *Gossypium barbadense* cultivés en jardins de case, ainsi qu'à diverses sélections de *Gossypium hirsutum* et à *G. arboreum* cultivé en champs - par les différents stades larvaires et les adultes d'*Helopeltis antonii* Sign. Cette espèce est nuisible au théier en Inde et au Sri Lanka, et au cacaoyer à Java.

## **HELOPELTIS (AFROPELTIS) SCHOUTEDENI REUTER**

### **Distribution géographique**

*Helopeltis schoutedeni* Reut. est commun sur le cotonnier dans toutes les régions humides d'Afrique tropicale où cette plante est cultivée. Il est présent dans les savanes les plus humides et dans la zone des galeries forestières, principalement au nord de l'équateur. Il cause des dégâts en Ouganda, Zaïre, Burundi, sud du Soudan, République centrafricaine, sud du Tchad et dans les nombreux pays d'Afrique de l'Ouest : Ghana, Côte-d'Ivoire, Togo, Bénin, Nigéria. Au sud de l'équateur, ses dégâts sont connus au Mozambique, dans l'est de la Tanzanie ; nous l'avons trouvé au Congo (vallée du Niari) dans les cultures expérimentales de cotonnier.

### **Description**

#### **Adulte (fig. 5 et 6)**

L'insecte de forme élancée, dont le corps mesure de 6,5 à 10,5 mm de longueur, porte des pattes ayant environ la même longueur que le corps. Les antennes sont presque deux fois aussi longues. La coloration générale montre une teinte de fond jaune chez les mâles et les femelles immatures, rouge sang chez les autres femelles. La tête, les antennes, les tarsi et la membrane de l'hémélytre sont noirs, sauf une zone enfumée en forme de losange allongé, au centre de l'hémélytre, n'atteignant pas la marge externe de la corie.

Le corps et la corie sont presque glabres. Les antennes sont pubescentes. Les tibia, les tarsi, les membranes des hémélytres et les ailes sont frangés d'épines et couverts de minuscules spinules.

La tête porte un capuchon noir brillant recouvrant front, vertex et clypeus, ne faisant pas toujours le tour des yeux et le plus souvent ne couvrant pas la nuque. Les yeux sont foncés et proéminents. Le premier article des antennes est brun à brun-noir, sauf sa base jaune paille, les autres articles sont brun-noir à noir. Les antennes sont plus longues chez le mâle que chez la femelle (tabl. 2).

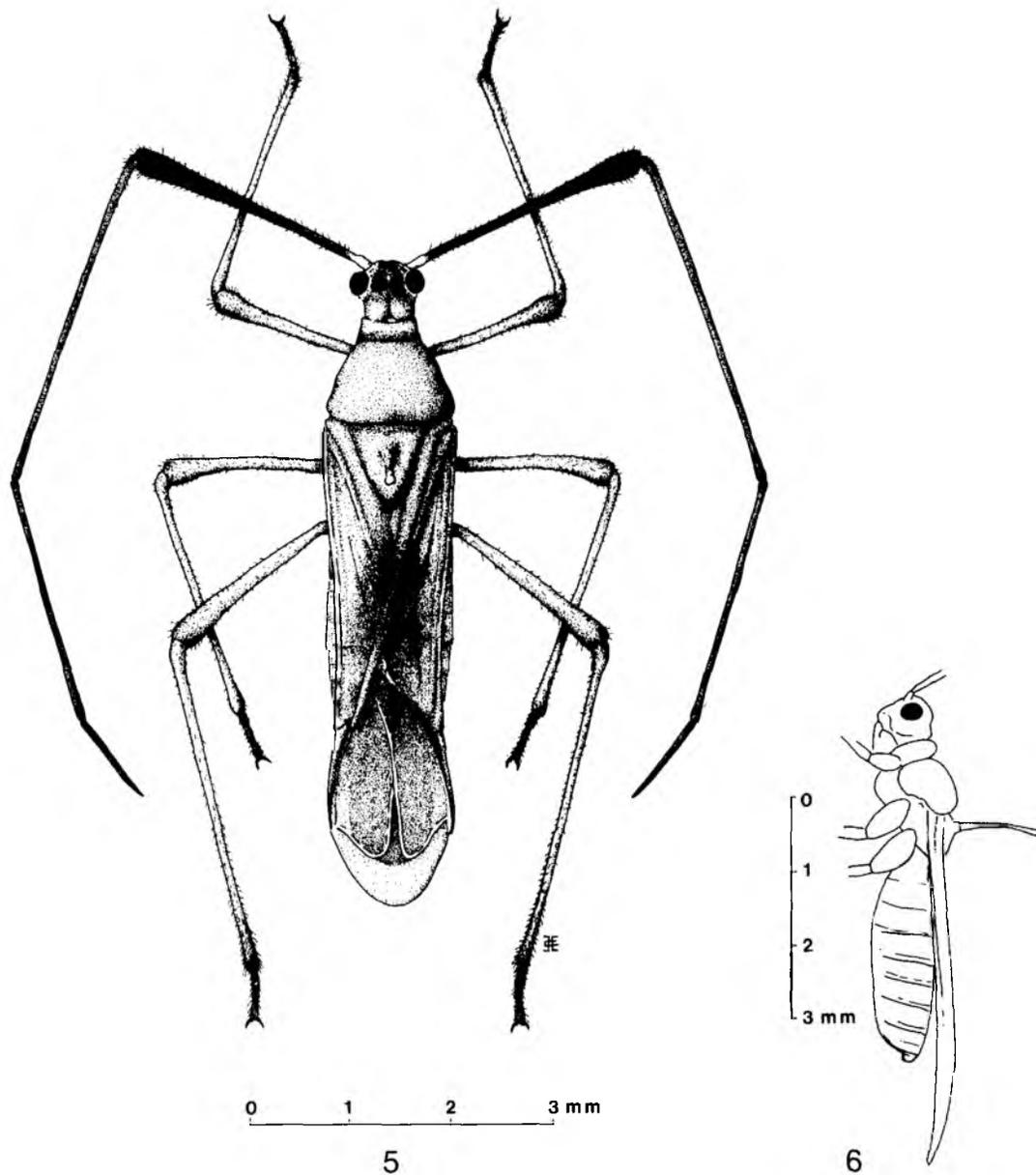
TABLEAU 2  
*H. schoutedeni*, longueur (mm) des articles  
de l'antenne.

| Sexe | Articles |     |     |     |
|------|----------|-----|-----|-----|
|      | I        | II  | III | IV  |
| ♂    | 3,6      | 5,0 | 3,7 | 1,5 |
| ♀    | 3,6      | 4,7 | 3,5 | 1,4 |

L'extrémité du rostre porte des poils raides, il est de coloration légèrement accentuée.

Le pronotum bombé, déclive vers l'avant, présente une ponctuation peu dense et fine (espaces de 2 à 6 diamètres) lui donnant un aspect presque lisse ou délicatement chagriné (SCHMITZ, 1968).

Le scutellum est finement ponctué. Il porte une longue épine dorsale, dressée jaune pâle, qui est incurvée et terminée par un globule apical (fig. 7).



**Figures 5 et 6**  
*Helopeltis schoutedeni* Reut. ♂, vue dorsale (5) et vue latérale (6).

Les hémélytres dépassent l'extrémité de l'abdomen. Celui-ci est de couleur jaune orangé avec une tache enfumée, en forme de losange allongé, plus ou moins étendue au travers de la partie médiane de la corie et du clavus. Cette tache n'atteint pas la marge externe de la corie. L'embolium, ou exocorie, est étroit et orange à rouge. Le cuneus est étroit et très long, falciforme, acajou à presque noir. La membrane fumée ou teintée de sombre, transparente dans sa partie centrale, légèrement asymétrique, courte et large, mesure moins de 2 fois sa largeur.

Les ailes métathoraciques sont presque en totalité de couleur cendrée, sauf la zone costale jaune, parfois également jaune dans la zone médiane et dans la partie distale. L'apex de l'aile postérieure, examinée par transparence à travers les hémélytres au repos, dépasse nettement l'apex de la cellule formée par la nervure de la membrane des hémélytres (fig. 5).

Les pattes et le mésosternum sont toujours orangés, même chez les individus rouge sang. Les pattes postérieures et les tarsi sont assombrés, ces derniers étant presque noirs.

L'abdomen est typiquement orangé à rouge sang, les segments VII et VIII sont rouges, rougeâtres ou marbrés de rouge ou de brun-rouge.

L'oviscapte de la femelle est noir.

Le mâle de 6,5 à 8,5 mm présente une teinte générale orange, rarement sanguine ; l'abdomen est uniformément coloré.

La femelle de 7,5 à 9 mm (rarement 10,5) a une teinte générale rouge sang, orangée après la dernière mue. Toutes les femelles rouges ont l'abdomen distendu par les oeufs mûrs, ou viennent de pondre. Après quelques semaines, la teinte sanguine vire au pourpre.

Il existe chez *H. schoutedeni* d'importantes variations individuelles de pigmentation allant dans le sens de la nigrescence et de la flavescence. Dans le premier cas, le mélanisme porte sur le pronotum, c'est la forme *disciger* Popp.. Il existe tous les intermédiaires entre des marques frontales réduites à 2 petites taches sur les calli ou à la base du collet jusqu'à la bande médiane complète plus large en avant, en passant par un dessin noir en H élargi ou en X. Dans le second cas, la tache sombre de la corie peut s'atténuer au point de disparaître complètement : spécimens rubescents ou flavescents de la variété *rubra*. La fascie sombre peut être réduite à une mince bande transversale, la membrane étant hyaline : faciès *rubrinervis* ; chez ces formes moins colorées, le capuchon céphalique noir est souvent réduit à une tache frontale.

#### **Oeuf (fig. 7 A)**

L'oeuf blanchâtre, allongé, légèrement courbé, faiblement piriforme, mesure 1,5-1,8 mm sur 0,2-0,3 mm. Il porte à sa partie supérieure 2 filaments coudés d'inégales longueurs : 0,8 et 0,5 mm. L'opercule a la forme d'un casque.

#### **Stades larvaires (fig. 7 B à D)**

D'après SCHMITZ (1958), les larves des deux premiers stades larvaires sont rose jaunâtre avec des taches rouges et dépourvues d'ébauches alaires.

Au 1er stade, l'épine scutellaire caractéristique des *Helopeltis* est absente. Le corps est étroit comparé à sa longueur, les antennes et les pattes très longues (respectivement 3 fois et plus de 2 fois la longueur du corps).

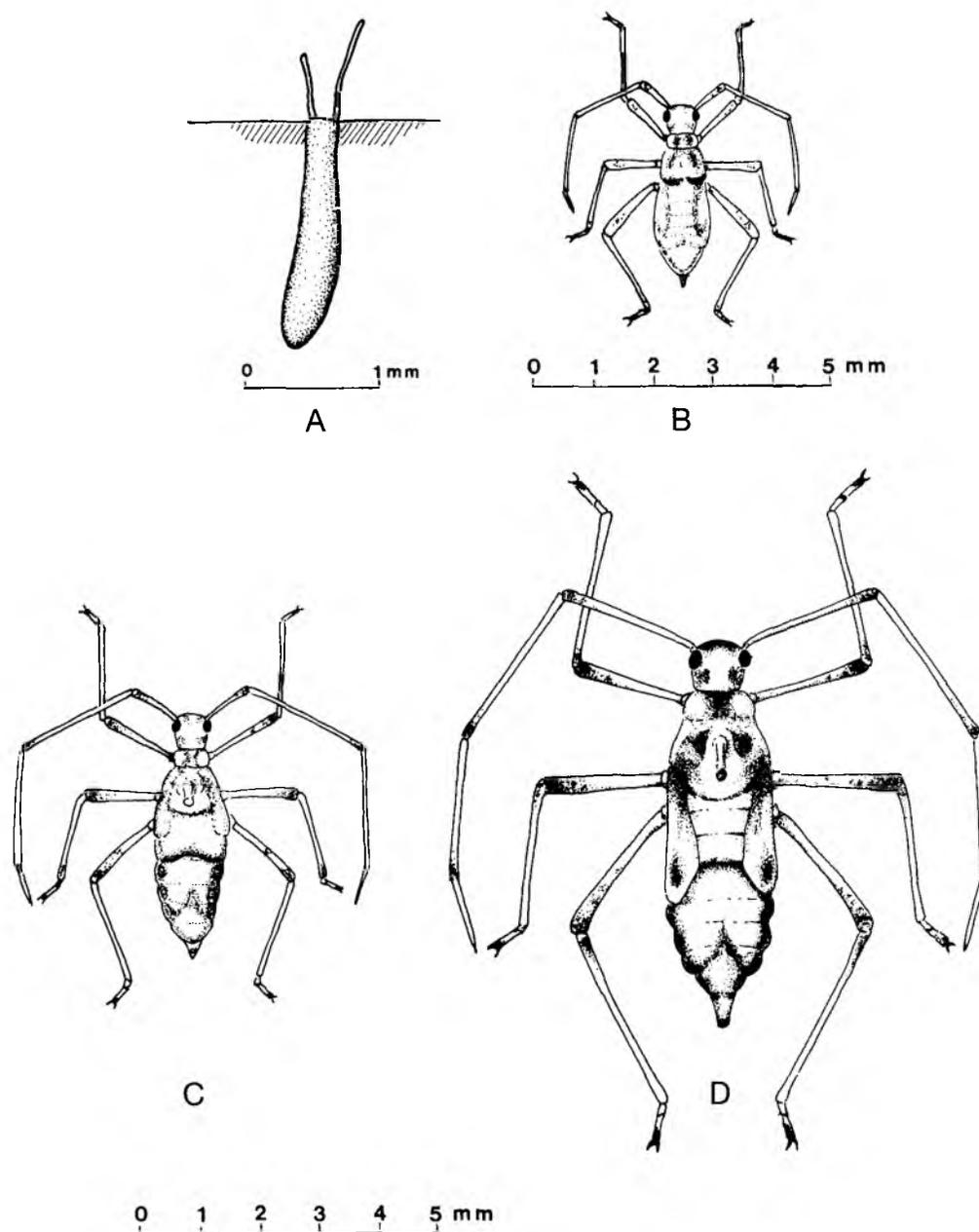
Au 2e stade, l'épine scutellaire apparaît, le thorax et l'abdomen sont plus larges que la tête, et les taches rouges plus apparentes qu'au stade précédent.

Au 3e stade, les taches rouges plus développées se présentent sous la forme de 2 bandes longitudinales au rebord des faces dorsale et ventrale du thorax et de l'abdomen, et de 3 bandes transversales dorsales : post-scutellaire, médio-abdominale et post-abdominale, cette dernière en forme de " V " renversé.

Au 4e stade, les ébauches alaires arrivent à mi-distance entre les 2 premières bandes rouges.

Au 5e stade, elles dépassent la bande rouge médio-abdominale. A la fin de ce stade, par suite de la distension de l'abdomen, elles atteignent le bord antérieur de cette bande, leurs extrémités se pigmentent de noir.

A tous les stades, les pattes portent des taches et anneaux rouges, plus ou moins marqués suivant l'âge.



**Figure 7**  
*Helopeltis schoutedeni* Reut., oeuf (A) et stades larvaires : 3e stade (B), 4e stade (C) et 5e stade (D).

Les longueurs des larves aux différents stades sont les suivantes (tabl. 3).

**TABEAU 3**  
*H. schoutedeni*, longueur (mm) des larves.

| Numéro | Stade larvaire |      |
|--------|----------------|------|
|        | Début          | Fin  |
| 1      | 2,00           | 2,25 |
| 2      | 2,50           | 2,75 |
| 3      | 3,00           | 3,33 |
| 4      | 3,50           | 5,00 |
| 5      | 5,50           | 6,50 |

## Cycle vital

Sur le cotonnier, la durée d'un cycle vital complet pour *H. schoutedeni*, d'oeuf à oeuf, est en moyenne d'une quarantaine de jours : 12 à 14 jours pour l'oeuf, 20 à 22 jours pour les stades larvaires, puis la ponte débute 6 à 7 jours après la mue imaginale. Ce cycle peut descendre à 35 jours en conditions favorables ou dépasser 45 jours si les conditions sont défavorables. LEAN (1926) dans le sud du Nigéria donne le chiffre de 31 à 32 jours de l'oeuf à l'adulte, HENRARD (1946) dans le nord du Zaïre note 40 jours, et BARBOSA (1958) au Mozambique indique 33 à 55 jours (moyenne 39,8).

## Ethologie

### Mâle

Le mâle est susceptible de s'accoupler 48 heures après la dernière mue ; la copulation peut s'effectuer successivement avec plusieurs femelles mais, le plus souvent, il meurt après un seul accouplement.

Sa longévité varie suivant les conditions du climat et la valeur nutritive de la plante-hôte. Elle peut aller jusqu'à 55 jours sur cotonnier *in situ* (38 jours au laboratoire), mais elle dépasse rarement 20 jours (SCHMITZ, 1958).

### Femelle

L'accouplement dure plusieurs heures, il peut avoir lieu 24 heures après la mue imaginale. La femelle peut s'accoupler plusieurs fois. La ponte débute entre 3 et 15 jours après cette mue ; son activité principale s'étend, en moyenne, du dixième au trentième jour de la vie de la femelle (SCHMITZ, 1958).

Les oeufs sont insérés profondément, isolément ou par groupes de 2 ou 3, dans les tissus de la plante, à la suite d'une incision pratiquée par l'oviscapte de la femelle. Seule l'extrémité de l'oeuf portant les 2 filaments reste visible. L'oeuf peut être repéré en tenant transversalement, face à la lumière, la plante qui le contient. On peut ainsi distinguer à l'oeil nu les processus blancs du chorion, car l'oeuf lui-même, enfoncé dans les tissus de la tige ou de la feuille, reste invisible.

D'après SCHMITZ (1958), 100 % des oeufs sont pondus dans les tiges sur les cotonniers de 25 jours, 69 à 79 % sur les cotonniers de 25 à 60 jours, et 21 % sur ceux de plus de 60 jours, contre 78 % dans les pétioles. La ponte ne représente que 0,2 % dans les nervures des cotonniers de plus de 60 jours, alors qu'elle est nulle pour les plus jeunes.

Sauf en cas de forte infestation, seuls quelques plants répartis sur toute la surface du champ sont porteurs d'oeufs. On observe le plus souvent 2 à 3 oeufs par plant, mais sur des plants âgés de plus de 50 jours on dénombre jusqu'à 8-10 oeufs.

### Longévité de la femelle et importance de la ponte

Suivant les plantes-hôtes, la fécondité et la longévité des femelles diffèrent considérablement.

Sur cotonnier au laboratoire, la moyenne est de 39 oeufs pondus pour 23 femelles avec une majorité entre le 10<sup>e</sup> et le 30<sup>e</sup> jour ; 8 femelles vivent moins de 25 jours, 15 meurent après 21 à 70 jours, la moyenne de vie étant de 38 jours. *In situ*, en conditions favorables, les femelles vivent de 21 à 70 jours et pondent de 16 à 163 oeufs, soit en moyenne 67. LEAN (1926) au Nigéria indique une moyenne de 50 oeufs pondus par femelle, et VRYDAGH (1936) 30 oeufs au nord du Zaïre.

SCHMITZ (1958) a étudié la ponte, le taux de fertilité et la longévité de l'*Helopeltis schoutedeni* sur de nombreuses plantes-hôtes, en particulier sur *Jussiaea* où il a trouvé une femelle manifestant une fécondité exceptionnelle de 376 oeufs, et une longévité de 76 jours.

Sur cotonnier comme sur *Jussiaea*, le taux de fertilité des oeufs fécondés se situe entre 90 et 100 %, alors que sur les autres plantes-hôtes étudiées il est généralement faible, sauf pour *Tetracera alnifolia*, *Moghania (Flemingia) rhodocarpa*, *Acalypha ornata* et *Vigna unguiculata*.

## Dégâts sur le cotonnier

Les piqûres d'*Helopeltis* se retrouvent sur tous les organes du cotonnier présentant des tissus jeunes, verts, y compris les tiges et les rameaux avant leur lignification, les pétioles et pédoncules, les feuilles et la paroi des capsules vertes (planche I).

- Sur les tiges, rameaux, pétioles, pédoncules et nervures principales de la feuille, les piqûres sont causées par les adultes et les larves des derniers stades. A la suite de la piqûre, apparaît une zone de nécrose plus ou moins étendue, étirée suivant l'axe de l'organe attaqué et limitée par un cal. Les piqûres provoquent l'apparition de lésions cancéreuses concaves de forme allongée, qui présentent au début une coloration vert bleuté huileux, passant au châtain foncé et au châtain très sombre presque noir. Si les tissus atteints sont tendres, l'épiderme se fendille transversalement et on aperçoit les tissus sous-jacents. Si l'attaque est forte, les rameaux prennent un aspect anormal et rabougri avec de nombreux chancres, une déformation prononcée et un raccourcissement des entre-noeuds. Le résultat final est une diminution importante du nombre de fleurs et de capsules produites par la plante. Lorsque l'attaque est très forte, les plants meurent avant leur maturité et la plantation prend l'aspect d'une destruction par le feu.

Si les piqûres sont superficielles, pas trop concentrées et la croissance de la plante rapide, une cicatrice atténuée signalera l'attaque. Mais si l'attaque est intense et la croissance lente, un chancre profondément creusé de plusieurs millimètres de large et jusqu'à 20 mm de long se formera, laissant apparaître les tissus ligneux. L'attaque sur le sommet de la tige cause la mort de l'apex, le rabougrissement et la malformation du plant. Une cicatrice se forme au point d'attaque, se dessèche, noircit et se craquelle. Avec le développement des tissus sains, la zone nécrosée et cicatrisée se fendille, les couches sous-jacentes se déchirent, se cicatrisent à nouveau. Plusieurs cycles peuvent se succéder ; de véritables chancres nécrotiques se forment et entraînent la déformation des axes.

En cas de fortes infestations, la croissance du plant peut être arrêtée si les piqûres et les chancres se multiplient. C'est généralement la partie supérieure du plant qui est atteinte, sauf en cas d'attaques précoces. Le bourgeon terminal et les ébauches foliaires souvent très tomenteux sont rarement piqués, mais la nécrose généralisée peut se développer sur une tige chancreuse. On peut observer une reprise des étages inférieurs après l'apparition de jeunes pousses à la base du plant.

- Sur les feuilles, les dégâts sont caractéristiques. Les piqûres des adultes et des larves âgées sur les nervures à la face inférieure des feuilles provoquent la formation d'une petite lésion brunâtre tirant sur le châtain foncé, qui empêchent la croissance de la nervure attaquée. Les tissus du limbe des régions adjacentes continuent de se développer normalement, il en résulte une déformation et un enroulement de la feuille vers le bas. Plusieurs lobes foliaires peuvent être atteints, cette déformation est connue sous le nom de feuille en griffe. Le limbe est lui aussi attaqué par l'insecte à tous les stades. Les taches de nécrose se développant à la suite des piqûres, elles affectent une forme polygonale limitée par le réseau des petites nervures les bordant. Elles ne tendent pas à se réunir pour former une vaste zone de lésion, comme dans le cas des taches angulaires dues à la bactériose *Xanthomonas malvacearum*, dont elles se distinguent par leur couleur d'un brun plus léger que ces dernières qui sont brun foncé à noir. Ces taches sont plutôt généralement distribuées le long des nervures principales de la feuille. D'abord d'un vert sombre d'apparence huileuse, les aires affectées deviennent châtain clair, pour former finalement des nécroses châtain foncé.

- Sur les capsules, les piqûres sont principalement le fait des adultes d'*Helopeltis*, plus rarement des larves âgées, à partir du moment où les capsules ne sont plus couvertes par les bractées. Seuls les tissus verts de la capsule sont attaqués ; la face interne de la paroi capsulaire n'est pas traversée et le contenu de la capsule n'est pas affecté directement.

Les premiers symptômes de piqûres se présentent sous l'aspect de petites taches rondes, en légère dépression, vert foncé d'aspect huileux. Celles-ci brunissent rapidement, puis forment de petites concavités de 1 à 3 ou 4 mm de diamètre prenant l'aspect d'un cratère aux bords légèrement surélevés. Les attaques s'observent principalement sur les nervures intervalvaires. Elles provoquent l'ouverture prématurée de la capsule. Le tissu piqué de celle-ci arrête sa croissance, devient ligneux et ne s'adapte donc pas à la croissance normale des parties saines de la capsule. Les chancres localisés au sommet provoquent la déhiscence de la capsule sur l'apex.

L'ouverture prématurée de la capsule donne des fibres immatures et il n'y a pas de coton récoltable. Dans le cas d'une attaque moins forte, on observe aussi cette ouverture précoce ; un certain pourcentage de fibres peut mûrir mais, exposé à la pluie et à l'humidité, le coton est perdu en presque totalité. De plus, la déhiscence prématurée entraîne l'invasion de bactéries et de champignons qui provoquent la pourriture du contenu de la capsule.

VRYDAGH (1936) a démontré le caractère non infectieux de la maladie. Cependant, les lésions vieilles, par exemple les tissus nécrosés tapissant les zones de défense, forment un bon milieu pour le développement de parasites secondaires comme *Colletotrichum gossypii* South. (champignon pathogène).

Les stylets, dont la longueur atteint 2,2 mm chez l'adulte, pénètrent dans le parenchyme cortical et peuvent atteindre les rayons médullaires et la moelle. Les cellules du parenchyme atteintes par la salive toxique émise par le miride s'affaissent ; cette salive diffuse autour de l'endroit de la piqûre, non en profondeur mais latéralement. Les cellules à membrane épaissie restent indemnes, c'est ainsi que le tissu libéro-ligneux est toujours inaltéré, protégé par ses fibres, bien que pouvant être entouré de parenchyme totalement nécrosé. Les cellules environnantes réagissent fortement par une phase de multiplication intense ; une hyperplasie peut intéresser les rayons médullaires et même la moelle, donnant un véritable méristème de cicatrisation.

### **Incidence des attaques d'*Helopeltis* sur la production du cotonnier**

Les piqûres sur l'appareil végétatif provoquent un affaiblissement du plant. Elles ont une répercussion sur la production par suite d'un déficit de floraison, d'une abscission capsulaire pathologique et d'une momification des capsules ; des dégâts intenses amènent la mort du plant. Toute capsule piquée avant d'atteindre 40 mm est condamnée ; en revanche, toute capsule piquée alors qu'elle atteint sa taille définitive s'ouvre normalement et produit une fibre saine.

Des lésions très graves résultent du grand nombre de piqûres faites par *Helopeltis* en très peu de temps. VRYDAGH (1936) observe 15 piqûres faites pendant la nuit par un individu encagé sur une capsule verte. SCHMITZ (1958) considère que 40 à 50 piqûres par jour représentent une moyenne pour les *Helopeltis* adultes. BARBOSA (1958) au laboratoire, pour 40 *Helopeltis*, dénombre une moyenne de 78,7 piqûres par individu. VRYDAGH compte jusqu'à 14 *Helopeltis* sur un seul cotonnier.

L'importance des types de dégâts dépend de la précocité de l'infestation et du niveau des populations au cours de la campagne. A partir de quel niveau de population les dégâts deviennent-ils importants ? SCHMITZ (1958), dans une parcelle où le nombre d'insectes pour mille plants passe de 25 à la fin août à 100 fin octobre, chiffre la perte par abscission d'organes reproducteurs (dégâts indirects) à 28,2 % et les dégâts directs aux capsules à 25,4 %, soit une perte totale de 53,6 %. Pour des niveaux de population plus faibles, qui évoluent pendant la même période de 12 pour mille plants, à 27, puis à 32 et chutent à 12 fin octobre, les pertes totales sont estimées à 10,5 % (soient 1,3 % indirectes et 9,2 % directes). De faibles populations jusqu'à la floraison, puis 90 à 100 *Helopeltis* pour mille plants fin octobre induisent des pertes directes limitées à 20 % de la production normale. Par contre, de forts niveaux dès la fin août, de 180 jusqu'à 320 insectes pour mille plants, provoquent la perte de 80 % de la production.

Pour SCHMITZ, un taux d'infestation élevé, soit 10 à 15 insectes pour mille plants vers la fin du deuxième mois après le semis, présage des pertes importantes dues au surcroît du taux d'abscission. Pour 10 à 15 pour mille, les dégâts totaux sont de l'ordre de 20 % ou plus ; au-delà de 20 pour mille, ils dépassent 30 %. Les dégâts indirects sont supérieurs aux directs pour plus de 100 insectes pour mille plants.

L'importance des dégâts est moindre pour des populations se développant tardivement. Pour les semis tardifs, l'infestation se prolonge plus tard dans la saison et peut subir une rapide et forte expansion (400 *Helopeltis* pour mille plants de 2 à 3 mois) ; si des champs fortement infestés sont situés à proximité, les pertes atteignent alors des valeurs qui dépassent les 70 % de la production potentielle.

### **Développement et importance de l'infestation sur les cotonniers**

#### **Première phase de l'infestation**

Les jeunes cotonniers sont attaqués exclusivement par des adultes, en majorité des femelles, dits d'infestation primaire qui proviennent des réservoirs de population. Ces adultes attaquent le cotonnier

généralement dès l'apparition des premiers bourgeons, 9 à 15 jours après le semis. Plus rarement, des oeufs peuvent être pondus sur des cotonniers au stade cotylédonnaire, dans les pétioles des cotylédons. L'infestation débute d'autant plus précocement que le champ est proche de la source des *Helopeltis*.

Dans les zones à faible endémisme, en l'absence de foyer caractérisé, le début de l'infestation des champs cultivés est habituellement plus tardif. Dans les parcelles semées tardivement, voisines des champs semés aux dates normales et déjà attaqués, l'invasion peut avoir lieu dès la levée des plantules. Des conditions climatiques anormales peuvent freiner le développement des populations pendant la campagne.

SCHMITZ observe sur les parcelles une forte influence de la proximité des foyers dans l'évolution des populations et dans les maxima de celles-ci. Le parallélisme n'est pas absolu car des échanges migratoires entre champs peuvent modifier la situation. Les échanges sont peu fréquents lorsque la distance dépasse 700 à 800 m mais, en zone de végétation basse, ils peuvent atteindre une distance de 1 000 m.

Dès leur arrivée sur le cotonnier, les femelles d'infestation primaire pondent tout en se nourrissant. Les insectes piquent d'abord le sommet de la tige qui se nécrose et cesse de croître, puis les pétioles des premières feuilles qui dominent la cime, enfin les nervures des feuilles. Les pontes sont réparties sur un grand nombre de plants, les femelles se déplaçant constamment ; 1 à 4 oeufs sont pondus par plant, mais tous les plants piqués ne portent pas des oeufs. Si l'infestation est très forte, tous les plants peuvent être piqués et un grand nombre porte des oeufs (50 à 70 %).

Les jeunes larves, d'abord groupées, se dispersent sur les plants voisins. Une seule larve achève son cycle aux dépens de 2 ou 3 plants, mais un seul suffit s'il est assez développé. Les larves après éclosion piquent le parenchyme foliaire et les petites nervures des jeunes feuilles puis, au fur et à mesure de leur croissance, elles s'attaquent à des feuilles plus grandes ou à des nervures plus importantes, tout en continuant à piquer le parenchyme. Les adultes piquent les grosses nervures, les axes et plus tard les capsules, mais très peu le parenchyme foliaire.

Les *Helopeltis* se déplacent de plant en plant pendant toute leur vie imaginaire ; les piqûres nutritionnelles et les oeufs étant dispersés, l'infestation ne s'homogénéise que lentement et progressivement.

### Evolution ultérieure de l'infestation

Dans le cas d'une invasion précoce et massive, les cotonniers dépérissent et se dessèchent (champs grillés ou roussis). Une partie des insectes meurent sur place. En cas d'infestation accidentelle d'un champ isolé, la population vit sur elle-même jusqu'à la fin de la campagne. Si l'infestation est hétérogène pour un ensemble de champs relativement voisins, on constate une tendance au nivellement des taux d'infestation : par exemple de 1 à 10 individus pour mille plants en première quinzaine d'août et de 20 à 67 pour mille en seconde quinzaine de septembre. Si l'attaque est assez homogène, la tendance au nivellement préexiste évidemment mais ne se remarque pas. Lorsque l'infestation est intense et précoce, mais présente des degrés divers suivant les lieux de provenance, les différences se maintiennent, les échanges migratoires ne suffisent pas à les compenser.

### Plantes-hôtes et écologie

*H. schoutedeni* est associé à un climat chaud et humide. Il est limité aux régions forestières et à leurs abords, il est exclu des zones de savanes avec une saison sèche prolongée.

Les régions où les attaques sont les plus importantes concernent principalement, en bordure des régions forestières, les zones où le cotonnier est cultivé dans des savanes secondarisées arborées et à grandes herbes.

L'importance des attaques d'*H. schoutedeni* est conditionnée avant tout par la possibilité qu'a l'insecte, en dehors de la saison où le cotonnier est susceptible de lui fournir nourriture et abri, de se maintenir sur d'autres plantes et de s'y reproduire dans des conditions d'humidité et de température compatibles avec ses exigences biologiques.

*H. schoutedeni* est une espèce largement polyphage. La liste des plantes-hôtes répertoriées par PEARSON (1958) comprend environ 90 espèces, dont 32 introduites par l'homme en Afrique. Trente-six

appartiennent à des arbres de plantation et à diverses cultures, 12 sont des plantes ornementales, et 37 seulement sont des plantes sauvages. Les plantes-hôtes appartiennent à 43 familles botaniques dont les mieux représentées sont les légumineuses (*Fabaceae*) et les *Euphorbiaceae*. Cependant, nombre de ces plantes ne sont pas de vraies plantes-hôtes sur lesquelles l'insecte peut accomplir son cycle vital, mais seulement des plantes nourricières pour l'adulte ou de simples refuges contre le soleil ou la recherche d'humidité. La liste est gonflée par le manque d'études rationnelles des hôtes naturels et par addition de plantes trouvées autour des plantations et des stations d'expérimentation.

Une étude critique portant sur de nombreuses plantes, une quarantaine, a été faite par SCHMITZ (1958) dans la partie nord du Zaïre. L'auteur considère les plantes-hôtes occasionnelles et les plantes nourricières où l'*Helopeltis* est récolté en début d'intercampagne, lors des migrations à partir du cotonnier. Sur certaines plantes-hôtes, les femelles gravides peuvent pondre des oeufs, mais généralement le taux d'éclosion est très faible et le cycle larvaire est rarement observé au laboratoire. Sur les plantes-hôtes temporaires, essences du recru forestier, le cycle complet a été obtenu en laboratoire et *in situ*. Parmi les plus importantes citons *Leea guineensis*, également présente dans les galeries forestières du sud-est de la République centrafricaine, *Alchornea cordifolia*, *Calonyction bona-nox*, *Merremia alata* en jeune jachère. La plus fréquentée des plantes-hôtes de jeune jachère est *Tetracera alnifolia* (*Dilleniaceae*).

Après l'arrachage des cotonniers, les *Helopeltis* peuvent vivre pendant quelques temps sur les jeunes rejets de souches de diverses essences du recru forestier et sur les jeunes jachères. Cette première migration effectuée, le taux de multiplication du miride décroît rapidement, et la seconde génération est pratiquement stérile. En fin d'intercampagne, *Tetracera alnifolia* héberge parfois larves et adultes.

En dehors de la zone de l'Uélé central qui caractérise une zone à endémisme naturel faible, SCHMITZ distingue des zones à *Helopeltis* où règne un endémisme naturel vrai ; zones à *Acalypha*, *Bersama* et *Harungana*. *Acalypha ornata* (*Euphorbiaceae*) est abondante dans les galeries et lambeaux forestiers, bordures de défrichement, routes et pistes, jachères abandonnées, recrues. Cette plante-hôte abrite *H. schoutedeni* et *H. bergrothi*. Associée à *Tetracera alnifolia*, elle favorise la conservation des populations pendant l'intercampagne et peut donner une infestation primaire sur cotonnier, suffisante pour être à l'origine de dégâts importants représentant 25 à 50 % de la récolte. La zone à *Acalypha* où les attaques d'*Helopeltis* sont les plus importantes se situe au Zaïre, le long de la rive gauche du fleuve M'Bomou, et se prolonge en République centrafricaine, sur la rive droite, de Mobaye à Zémio. Dans cette zone, on considère qu'un dixième des champs se trouve dans des conditions favorables à l'infestation par le miride. Un tiers des *Helopeltis* récoltés pendant cette période d'intercampagne provient d'*Acalypha*, un autre tiers de *Bersama* et le reste de diverses plantes-hôtes de la région.

Les jeunes rejets de *Bersama paullinioides* (*Melanthaceae*), arbustes des jachères d'âge moyen, sont très recherchés pour la ponte par *Helopeltis schoutedeni*. L'association à *Tetracera* favorise la survivance des populations jusqu'en fin d'intercampagne. *Bersama* convient pour la ponte et *Tetracera* comme substrat nutritif ; les larves migrent sur cet arbre pour y achever leur cycle.

*Jussiaea abyssinica* (*Onagraceae*), espèce mi-aquatique et héliophile, joue un rôle important dans la conservation des *Helopeltis*. Ceux-ci peuvent s'y reproduire toute l'année. C'est sans doute aussi le foyer originel de dispersion de l'espèce. Toutefois, son rôle dans l'infestation directe des cultures, en dehors des champs limitrophes, paraît minime.

En Centrafrique (Bambari) les larves et adultes d'*H. schoutedeni* sont fréquents de mars à mai sur *Jussiaea acuminata* (observation personnelle).

Dans la province Equatoria du Soudan (McDERMID, 1956), les plantes-hôtes suivantes ont été observées : *Cissus populnea* (*Vitaceae*), *Jussiaea abyssinica* (*Onagraceae*) et *Polygonum limbatum* (*Polygonaceae*) ; il est probable que les deux dernières plantes (plantes de marécages), sur lesquelles des individus d'*Helopeltis* ont été récoltés en janvier, sont les plus importantes et peut-être les seules plantes-hôtes pour la période hors coton.

SCHMITZ (1958) note que les *Fabaceae* (= légumineuses) avec *Cajanus cajan* (pois d'Angole), ainsi qu'*Ipomoea batatas* (patate douce) sont des plantes-hôtes appréciées des *Helopeltis*.

Les plantes de couverture, subsponanéées en bordure de champs ou dans le recru, sont fréquemment des plantes-hôtes pour les *Helopeltis* ; mais les données sont rares qui permettraient d'obtenir un cycle complet de l'insecte. SCHMITZ obtient le cycle complet sur *Vigna unguiculata*. Sur d'autres espèces étudiées, les adultes peuvent vivre jusqu'à 60 jours, pondre des oeufs fertiles ; mais la mortalité larvaire est très forte et seuls de rares survivants peuvent atteindre le stade adulte.

Au Mozambique, EVARISTO et PAIS (1970) indiquent que *H. schoutedeni* a une action préjudiciable à l'anacardier et au théier, et s'attaque aussi à d'autres cultures, entre autres : manguier, avocatier, goyavier, ricin, patate douce, pois d'Angole et piment. Selon SCHMITZ, sur manguier et avocatier les adultes d'*Helopeltis schoutedeni* et d'*H. bergrothi* ne causent des dégâts que sur les jeunes plants ; les femelles pondent des oeufs dont le taux d'éclosion est faible (2 à 6 %), le cycle larvaire complet n'est pas obtenu.

## Ennemis naturels

Les oeufs d'*Helopeltis schoutedeni* insérés dans les tissus végétaux semblent bien protégés et peu accessibles aux parasites. SCHMITZ (1958) signale un seul cas de parasitisme par un *Trichogrammatidae*, du genre *Lathromeris*, dans une ponte sur jeunes rameaux de *Bersama*. LEAN (1926) décrit le parasitisme des larves d'*Helopeltis* par *Euphorus anates* Nixon (*Braconidae*). L'oeuf est pondu dans les larves des 1er et 2e stades, mais aussi parfois jusqu'au 5e stade. La vie embryonnaire et larvaire s'étend sur une vingtaine de jours. La larve qui occupe presque entièrement la cavité abdominale de l'hôte s'en échappe et tisse un cocon blanc sous la surface du sol (environ à 1 cm), dont l'adulte émerge après 5 à 14 jours. Le taux de parasitisme trouvé par LEROY (1936) au Zaïre est de 5 %. Cette espèce d'*Euphorus* est connue comme parasite d'*H. schoutedeni* au Ghana, au Nigéria, au Zaïre et en Tanzanie.

Les adultes d'*H. schoutedeni* sont parfois parasités par un *Mermithidae*, ver filiforme atteignant jusqu'à 8 cm de longueur, occupant toute la cavité abdominale. Ces parasites sont signalés par SCHMITZ de l'Uélé (Zaïre), nous les avons trouvés à Bambari (République centrafricaine). Le taux d'infestation toujours faible ne dépasse pas 1 pour mille.

MAYNE et GHESQUIERE (1934) donnent une liste de prédateurs du Zaïre :

*Philodicus temerarius* Walker (*Asilidae*)  
*Harpagocoris braconoides* Schouteden (*Reduviidae*)  
*Sphedanolestes picturellus* Schouteden (*Reduviidae*)  
*Onocephalus subspinosus* (Amyot et Audinet-Serville) (*Reduviidae*)  
*Polytoxus wahlbergi* (Stål) (*Reduviidae*)  
*Sphodromantis viridis* (Forskål) (*Mantidae*)

LEAN (1926) signale *Xanthogramma pfefferi* Bigot (*Syrphidae*).

PEARSON (1958) souligne que nombre de prédateurs récoltés n'ont pas été déterminés : *Reduviidae* et *Mantidae* au Nigéria, et diverses araignées en Ouganda.

Au Mozambique, BARBOSA (1958) signale des larves d'*Ischiodon aegyptium* Wiedemann (*Syrphidae*) peu fréquentes s'attaquant aux larves et adultes d'*H. schoutedeni* ; occasionnellement les larves et adultes d'*Helopeltis* sont la proie des mirides, *Deraeocoris oculatus* Reuter et *D. ostentans* (Stål). MAYNE et GHESQUIERE ont signalé ces prédateurs du Zaïre.

A Bambari (République centrafricaine), nous avons observé deux larves d'acarien du genre *Leptus* (*Erythraeidae*) fixées sur l'abdomen d'un mâle d'*Helopeltis schoutedeni*. Celui-ci avait été récolté sur *Cochlospermum niloticum*, plante hébergeant assez fréquemment les *Helopeltis* en début de saison des pluies ; le rostre des larves était profondément enfoncé dans les téguments de l'hôte.

## Moyens de lutte

Nous signalerons pour mémoire l'arrachage jusqu'au 75e jour des plants attaqués et la capture à la main des *Helopeltis* (adultes et larves) tous les 10 à 12 jours pendant les 4 premiers mois de végétation du cotonnier. Ces interventions ont été réalisés en grande expérimentation dans la zone nord du Zaïre

(SCHMITZ, 1958) ; elles sont citées aussi pour le sud du Soudan (RIPPER et GEORGE, 1965) et l'Ouganda (GWYNN et HARGREAVES, 1940). La destruction manuelle des *Helopeltis* sur les plantes-hôtes pour diminuer le taux d'infestation sur cotonnier s'est montrée efficace au Zaïre. Cependant, c'est l'application des règlements phytosanitaires avec l'arrachage des cotonniers après la récolte qui permet d'obtenir les meilleurs résultats. L'arrachage constitue la mesure de base de la lutte. Une intercampagne effective de 4 mois, associée à un groupement des semis sur une courte période (2 semaines maximum) met les champs à l'abri de toute menace importante des *Helopeltis*.

Dans les zones où les gîtes à *Jussiaea* constituent des réservoirs potentiels d'*Helopeltis*, SCHMITZ (1958) a montré que leur destruction en début d'intercampagne sur la station de Bambesa (Zaïre) avait des effets positifs sur l'infestation des cotonniers de la campagne suivante. Cette destruction constitue donc une mesure complémentaire à l'arrachage des cotonniers après la récolte.

Des dégâts importants sont sporadiquement constatés sur les cotonniers à proximité des cultures de patates douces (GWYNN et HARGREAVES, 1940 ; SCHMUTTERER, 1969) et des plantations de noix de cajou (*Anacardium occidentale*) (PEARSON, 1958, et observations personnelles au Bénin) ; on évitera donc leur voisinage lors de l'installation des champs de cotonniers.

La lutte chimique dirigée spécifiquement contre *Helopeltis* a fait l'objet de nombreuses expérimentations. Dans l'après-guerre immédiat, le DDT, le toxaphène, chlordane-DDT, le parathion et l'HCH furent utilisés avec succès en station, au Zaïre (SCHMITZ, 1958). A partir de 1954, en milieu rural en Uélé, des applications par poudrage de 10 à 15 kg/ha de DDT 10 %, de toxaphène 15 % et d'un mélange toxaphène-DDT permirent de diminuer les taux d'infestation de 40-50 à 2 individus pour mille plants.

La nécessité de protéger le cotonnier contre de nombreux prédateurs a rendu indispensable l'établissement de programmes de traitements insecticides ; ceux-ci permettent la lutte simultanée contre *Helopeltis*. Les pesticides à base de pyréthrinoïdes seuls ou associés à des organo-phosphorés ont une remarquable efficacité contre ces insectes.

## **TRIBU ODONIELLINI**

Chez les *Miridae* de cette tribu (CARVALHO, 1955), le 1<sup>er</sup> article de l'antenne est renflé, à peu près aussi long que large, égal en longueur à la moitié de la largeur du vertex ; le pronotum est grossièrement ponctué et le scutellum fortement gonflé. Si le 1<sup>er</sup> article antennaire est plus long que la moitié de la largeur du vertex et le scutellum plan, la tête porte 3 tubercules pointus à sa partie antérieure, ou bien la membrane est pourvue de nervures auxiliaires émanant de la cellule.

## **CHAMOPSIS TUBERCULATUS DISTANT**

Cette espèce est signalée par SCHMUTTERER (1969) au Soudan dans les monts Nuba, où elle est nuisible aux jeunes plants de goyavier et occasionnellement au cotonnier. Elle produit de grandes lésions brunes souvent coalescentes sur les feuilles qui se dessèchent et tombent.

L'insecte mesure de 4 à 5 mm de longueur, il est de couleur brun à brun rougeâtre. Les yeux sont très proéminents. Le 1<sup>er</sup> article de l'antenne est plus large que les suivants et est couvert de poils noirs. La tête porte 3 processus en forme de corne sur sa marge antérieure entre la base des antennes.

## SOUS-FAMILLE MIRINAE

Les principaux caractères des *Mirinae* sont les suivants :

- la membrane de l'hémélytre pourvue de 2 cellules ;
- la présence d'un collier pronotal séparé du pronotum par un sillon ;
- les parempodia en forme de lamelles divergentes ;
- les griffes munies d'adunci.

### TRIBU *MIRINI*

Cette tribu comprend des espèces de taille moyenne à grande. L'article I des tarsi est plus court que l'ensemble des articles II et III. Le pronotum est pourvu d'un anneau apical bien marqué, rarement effacé en son milieu. Les côtés du pronotum ne sont pas bordés.

### *TAYLORILYGUS VOSSELERI* (POPPIUS)

#### Taxinomie

KELTON (1955) a classé les espèces du complexe *Lygus* d'après les caractères des structures génitales mâles et femelles en 14 genres et sous-genres. Le genre *Lygus* Hahn reste le plus important par le nombre d'espèces ; les espèces d'importance économique n'appartiennent pas en majorité à ce genre, mais au genre *Liocoris* Fieber.

En Afrique, le miride nuisible au cotonnier, d'abord attribué à l'espèce *Lygus vosseleri* Poppius 1912 par les agronomes belges et anglais, a été identifié par CHINA (1935) comme appartenant à l'espèce *L. simonyi* Reuter 1903, nom admis provisoirement dans la littérature entomologique. TAYLOR (1947) en Ouganda confirma que cette espèce était bien *L. vosseleri* Popp. et non *L. simonyi* Reut., espèce voisine. Cet auteur classa les espèces *vosseleri* et *simonyi* dans un groupe nouveau de *Lygus* : le groupe *simonyi*, que LESTON (1952) érigea en un sous-genre dédié à TAYLOR sous le nom de *Taylorilygus*. KELTON (1955) se basant sur les caractères internes et sur la morphologie des structures génitales différentes de celles des *Lygus* éleva ce sous-genre au rang de genre.

L'appellation actuelle du *Lygus* africain du cotonnier est *Taylorilygus vosseleri* (Popp.).

#### Distribution géographique

*T. vosseleri* est présent dans les savanes herbeuses et arborées au nord et au sud de la forêt équatoriale, là où la pluviosité annuelle dépasse les 1 000 mm et la température moyenne annuelle est de l'ordre de 20 à 25° C. La température est caractérisée par des variations moyennes mensuelles inférieures à 5° C et une absence de forts maxima journaliers.

Les dégâts les plus importants affectent les cultures cotonnières d'Ouganda (TAYLOR, 1945) et du Zaïre au nord et au sud de l'équateur, où le climat est voisin de celui de l'Ouganda (PEARSON, 1958). Les dégâts sont moins graves et irréguliers dans les régions de plus basse altitude et de climat plus chaud et plus sec ou de pluviosité plus faible. En République centrafricaine, nous avons observé des dégâts importants

dans la région de l'Ouham sur une variété commerciale (Samaru 26-C-50) très sensible aux attaques des *Lygus*. Dans les autres zones cotonnières, les attaques sont irrégulières en Côte-d'Ivoire, au Soudan dans la province Equatoria (RIPPER et GEORGE, 1965), Rwanda et Burundi dans la plaine de la Ruzizi, Kenya, Tanzanie et Mozambique ; elles sont très occasionnelles au Nigéria (Zaria), au sud du Tchad, au nord du Cameroun et au Soudan dans la province du Kordifan (SCHMUTTERER, 1969). Signalons des attaques sur les cotonniers de la zone des polders du lac Tchad, à Bol, et sur les cultures expérimentales de la vallée du Niari en République du Congo (observations personnelles).

## Description

### Adulte (fig. 8)

L'adulte de *T. vosseleri* présente un corps au contour elliptique et d'aspect lisse et légèrement pubescent. Il porte des poils clairs, fins et couchés. La tête est petite et courte en comparaison du pronotum large. Celui-ci est fortement convexe et n'a pas de crêtes ou sillons sur le disque.

La couleur générale brunâtre tire sur le verdâtre, ou quelquefois ocracée, avec une aire brun foncé fortement marquée autour de la base des pattes et de l'abdomen, une zone étendue brun sombre ou noirâtre sur le thorax, qui s'étend aux propleures et à l'abdomen, mais rarement en arrière pour former une ligne latérale sur l'abdomen. Les hémélytres portent une tache plus sombre à l'angle interne distal de la corie, qui tend à s'étendre vers la marge costale ; une bande sombre traverse la moitié proximale de la corie. Habituellement, il n'y a pas de tache dans l'angle intérieur obtus du clavus. Apex du cunéus noir. La membrane assombrie montre des aires plus claires, parfois les taches sont beaucoup plus développées.

La tête, verticale, est vue de face un peu plus large que longue et vue de côté deux fois plus haute que longue. Le clypeus peu saillant n'est pas séparé du vertex. La bordure postérieure du vertex est étroite. L'espace interoculaire est 1/4 plus étroit que le diamètre de l'oeil chez le mâle, légèrement plus petit chez la femelle. Le rostre s'étend jusqu'à l'extrémité des metacoxae, son 1er article dépasse à peine la base des procoxae.

Les antennes un peu plus courtes que le corps se distinguent de celles des autres espèces du genre par leur deuxième article dont le quart distal est noir, la séparation d'avec la couleur plus claire des 3/4 proximaux étant nette et non graduellement estompée comme dans les autres espèces (fig. 9). Le 3e article est pâle, sombre à l'apex, le 4e sombre, pâle à la base. La longueur moyenne de chaque article mesure : I 0,44 mm, II 1,42 mm, III 0,84 mm et IV 0,53 mm, soit 3,23 mm pour la longueur de l'antenne.

Le rostre atteint l'extrémité des hanches postérieures.

La bordure basale du pronotum est moins large que le double de la longueur du disque, elle mesure presque deux fois la largeur de la bordure antérieure. Les côtés du pronotum apparaissent légèrement convexes. L'anneau apical est étroit et couvert latéralement par les yeux. Les calli sont plats. Le disque est passablement bombé et un peu incliné en avant, assez finement ridé et ponctué.

Le scutellum est très finement ridé.

Les hémélytres dépassent largement l'abdomen. Ils sont plus finement ponctué que le pronotum.

Les tibias bruns sont pourvus d'épines. La moitié distale des fémurs postérieurs est légèrement plus sombre que la moitié proximale et que les fémurs antérieurs et médians, parfois mouchetée. L'extrémité des tarsi est noire.

Les génitalia du mâle sont asymétriques comme chez les autres *Miridae*. Le lobe basal du paramère gauche est facilement visible *in situ*, il est fortement développé et porte un processus foliacé duquel s'élève un long pédoncule terminé en crochet. Toutes ces parties sont caractéristiques de l'espèce (fig. 10). L'ovipositeur de la femelle est grand, il se rétracte dans une rainure couvrant presque la moitié de la face ventrale de l'abdomen.

La longueur du mâle est de 3,6 à 4,1 mm, celle de la femelle de 3,9 à 4,2 mm. La largeur de la tête chez les 2 sexes mesure de 1 à 1,1 mm, la largeur du pronotum est de 1,5 mm chez le mâle ou de 1,6 mm chez la femelle.

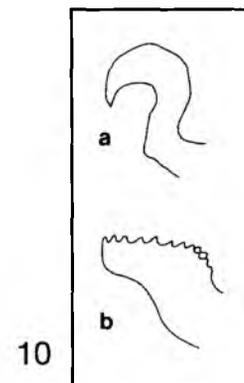
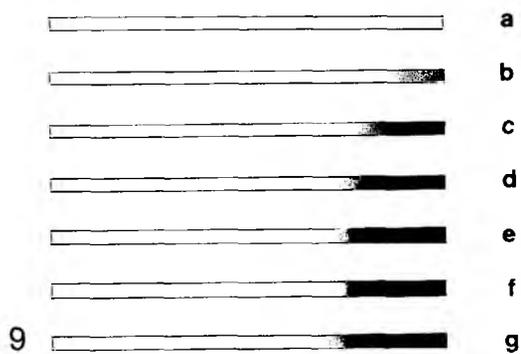
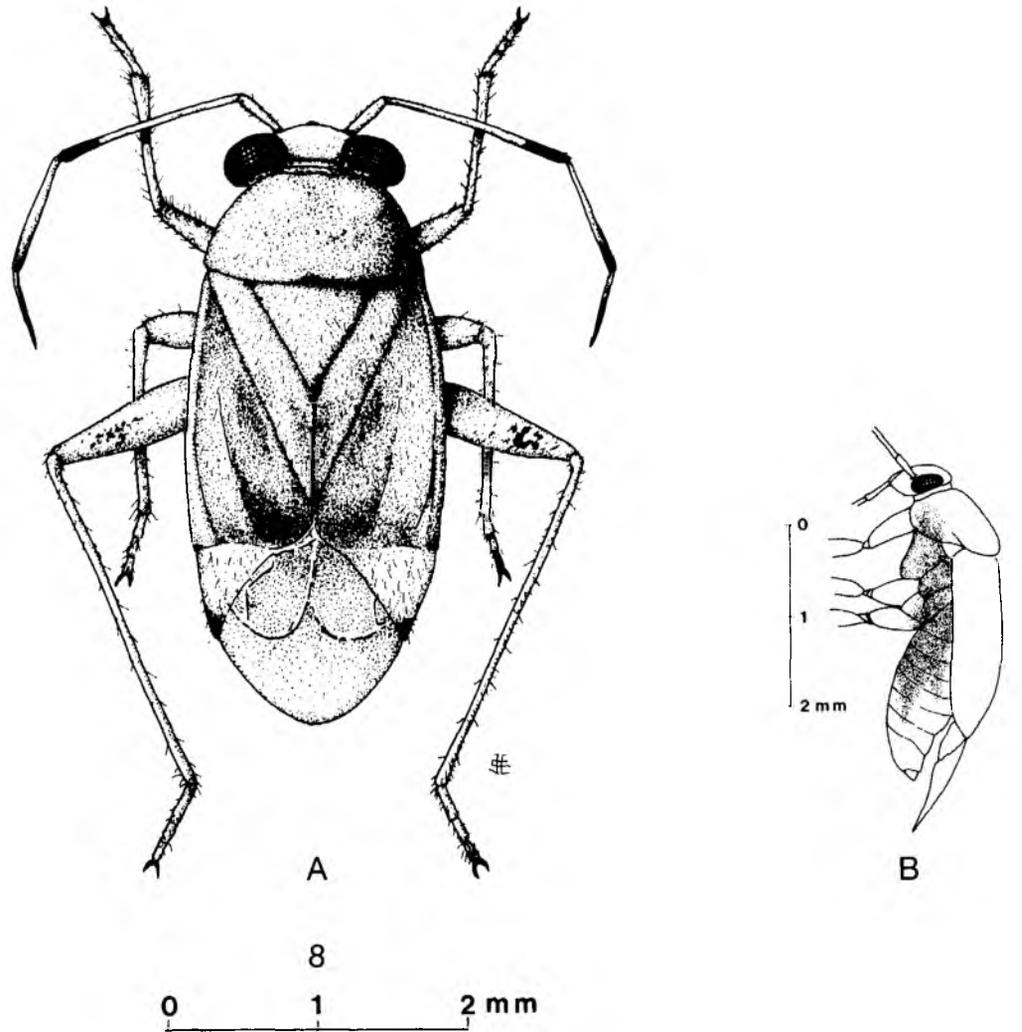


Figure 8  
*Taylorilygus vosseleri* (Popp.) ♂ : A, vue dorsale ; B, vue latérale.

Figure 9  
Deuxième article antennaire de *Taylorilygus* spp. Schéma (d'après Taylor) montrant l'importance de la partie sombre par rapport à la longueur totale de l'article : a, *T. apicalis* ; b, *T. virens* ; c, *T. cupressus* ; d, *T. notadus* ; e, *T. ricini* ; f, *T. vosseleri* ; g, *T. simonyi*.

Figure 10  
*Taylorilygus vosseleri* (Popp.) ♂, paramère gauche : a, crochet ; b, processus foliacé.

## Oeuf

L'oeuf sacciforme mesure 0,75 sur 0,25 mm. Inséré dans les tissus tendres de la plante, il ne laisse apparaître que son opercule plat.

## Stades larvaires

La larve d'apparence fragile présente un corps ovoïde, lisse et légèrement pubescent. Les pattes et les antennes sont relativement longues et minces. Les yeux sont plutôt sombres. Au 2e stade, la larve de couleur vert-jaune mesure environ 1,5 mm. Au 3e stade, des rudiments d'ailes apparaissent et la larve atteint 2 mm environ. Au 4e stade, les ailes atteignent le 2e segment abdominal, leur extrémité est noircie ; la larve mesure environ 3,5 mm.

La larve du dernier stade de couleur vert pomme pâle porte des marques brunâtres sur la face dorsale des segments abdominaux et sur les fémurs.

## Cycle vital

D'après GEERING (1953), en insectarium sur grains de sorgho et pour des températures allant de 17,8 °C (minimum) à 25,6 °C (maximum), l'incubation dure en moyenne 8,4 jours et la vie larvaire 16,7 jours. Les femelles survivent jusqu'à 57 jours et la production par femelle et par jour atteint presque 3 larves.

HARGREAVES (cité par LEROY, 1936) donne une durée de 3 jours pour le 3e stade, 4 jours pour le 4e et 6 pour le 5e.

BARBOSA (1958) donne les chiffres suivants de durée des stades larvaires (tabl. 4).

TABLEAU 4

### *T. vosseleri*, durée des stades larvaires.

| Stades | Durée (jours) |          |
|--------|---------------|----------|
|        | Extrêmes      | Moyennes |
| Oeuf   | 8 - 13        | 10,38    |
| 1er    | 3 - 4         | 3,65     |
| 2e     | 3 - 5         | 3,90     |
| 3e     | 3 - 6         | 4,15     |
| 4e     | 4 - 7         | 4,55     |
| 5e     | 4 - 8         | 6,30     |
| Total  | 25 - 43       | 32,93    |

Au laboratoire, les adultes vivent généralement 10 jours, la longévité maximale du mâle peut atteindre 21 jours.

## Comportement

Une femelle peut pondre entre 150 et 300 oeufs (RIPPERT et GEORGE, 1965). Le maximum est de 15 oeufs par jour.

Les oeufs sont pondus dans les tissus tendres des tiges, des pétioles ou des nervures, dans les jeunes capsules, les bractées et les pédoncules des bourgeons (BARBOSA, 1958). Peu après l'éclosion, les jeunes larves commencent à s'alimenter sur les petites feuilles et les jeunes boutons floraux, ainsi que sur les bourgeons terminaux.

GEERING (1953) a étudié l'éclosion de l'oeuf sur l'hypocotyle et les pétioles cotylédonaire des plantules de cotonnier. Quarante-huit heures avant l'éclosion, l'opercule de l'oeuf est soulevé au-dessus de

la surface du tissu végétal dans lequel l'oeuf est inséré, il reste attaché au corps de l'oeuf par un anneau de fibrilles. Lorsque l'éclosion débute, l'opercule est poussé de côté, et la larve remue activement jusqu'à ce que son extrémité postérieure surgisse de l'oeuf. A ce stade, la larve est complètement enfermée dans son enveloppe embryonnaire. Celle-ci se rompt dorsalement, la larve continue à se tortiller et se libère rapidement, en laissant l'enveloppe embryonnaire affaissée et attachée à l'ouverture de l'oeuf. Tout ce processus s'effectue en moins de 3 min. La majorité des larves éclosent entre 14 et 16 h. Les larves commencent à se nourrir dans les minutes qui suivent l'éclosion.

Les larves qui sont fugitives et sauvages fréquentent les espaces étroits entre les pièces des bourgeons terminaux, l'espace entre les bractées et le calice des boutons floraux et des très jeunes capsules du cotonnier, ainsi que les interstices entre les fleurs inflorescencielles des céréales-hôtes. Il est rare de trouver des larves en liberté sur les tiges ou les feuilles pleinement développées. Les larves et les adultes se cachent durant le jour, le plus souvent entre ces pièces ou dans ces interstices. Les adultes s'envolent rapidement et sont difficiles à attraper, sauf par fauchage au filet.

COAKER (1957), étudiant l'activité des adultes de *T. vosseleri* en plein champ, trouve que les captures les plus nombreuses par fauchage sont faites entre midi et 14 h, ce qui correspond aux observations faites en cage au laboratoire.

Pour STRIDE (1968), au laboratoire, la période d'activité de l'adulte commence quelques minutes après le coucher du soleil. Les insectes deviennent remuants et agités, montent à l'extrémité des branches et aux parties supérieures de la cage. Après s'être posés, ils courent sur une courte distance et prennent à nouveau leur envol ; leur activité est presque continue. Les adultes sont exceptionnellement actifs pendant 45 à 60 min après le coucher du soleil. Ils ont tendance à quitter les plantes les moins attractives pour des hôtes plus attractifs ; ainsi, ils délaissent le cotonnier pour d'autres plantes : *Pseudarthria hookeri*, *Cissus adenocaulis*, les fleurs de sorgho. Ce mouvement d'adultes est confirmé au champ. Des adultes mis sur cotonniers les quittent peu à peu entre midi et 20 h.

## Plantes-hôtes

Le *Lygus* se nourrit aux dépens des organes jeunes, principalement des bourgeons et des boutons floraux de nombreuses plantes annuelles ou semi-annuelles herbacées, de plantes ligneuses et de grains de céréales en développement ; mais le nombre de plantes-hôtes sur lesquelles un cycle complet de reproduction peut s'accomplir est beaucoup plus restreint. TAYLOR (1945) donne une liste de 28 plantes-hôtes appartenant à 15 familles botaniques, dont les *Fabaceae* et les *Poaceae* sont les plus importantes car elles comprennent des espèces cultivées : fonio (*Eleusine coracana*), sorgho et maïs ; le manguier, le néem (*Melia azedarach*) et le sésame sont également cités.

## Migration sur le cotonnier

Les plantes nourricières et les plantes-hôtes sauvages, par suite d'une floraison étalée dans le temps suivant l'espèce, offrent au *Lygus* la possibilité de se maintenir en toutes saisons par passage de l'une à l'autre ; elles permettent ainsi la migration de l'insecte dans les cultures de cotonniers. Certaines plantes plus propices à la multiplication du miride jouent un rôle important dans le processus d'invasion des cotonniers.

L'insecte peut ainsi avoir le choix entre plusieurs plantes-hôtes à une même époque, lorsque les périodes attractives coïncident. STRIDE (1968) considère que le cotonnier n'est pas la meilleure plante-hôte de *T. vosseleri* en Ouganda, car les adultes le quittent facilement pour d'autres plantes : *Pseudarthria hookeri* (*Fabaceae*), les fleurs de sorgho et *Cissus adenocaulis* (*Vitaceae*). Lorsque *P. hookeri* développe ses boutons floraux et ses fleurs, les adultes de *T. vosseleri* abandonnent le cotonnier et la diminution des larves sur cette culture correspond à leur augmentation chez *Pseudarthria*. Cependant, lorsque cette dernière plante monte en graines, la migration se produira en sens inverse. Aux Etats-Unis, SEVACHERIAN et STERN (1974 et 1975) constatent la préférence des *Lygus* du cotonnier pour la luzerne dans le cas de *L. hesperus* et *L. elisus*, et pour *Erigeron* spp. dans le cas de *L. lineolaris*.

Les cultures céréalières jouent en Afrique un rôle très important dans les migrations de *T. vosseleri*. La préférence de cet insecte pour les grains en formation lui permet une multiplication abondante sur céréales ; dès que celles-ci sont récoltées, on assiste à un départ massif du miride vers les cotonniers s'ils sont encore réceptifs.

Dans la zone orientale de l'Ouganda (PEARSON, 1958), l'invasion est tributaire de la récolte en juin et juillet du millet et du sorgho semés au début des pluies. Le cotonnier semé en ouverture en mai et juin se trouve réceptif au moment où les grains de céréales mûrissent et sont récoltés ; alors le miride s'y multiplie. Dans la zone de l'Ouganda plus au sud et à l'ouest (zone à *Pennisetum purpureum*), de nombreuses plantes-hôtes abritent *T. vosseleri* et lui permettent de se multiplier jusqu'à ce que le cotonnier semé en mai et juin soit réceptif, alors que les autres plantes-hôtes terminent leur floraison. De juin à août, les pluies sont irrégulières. La dispersion des adultes de *Lygus* se produit sur une longue période et atteint son maximum de juin à septembre. Au nord-ouest, région plus chaude à une seule saison des pluies, le sorgho est recépé, de jeunes épis sont disponibles pendant tout le temps où le cotonnier est susceptible d'être attaqué par *T. vosseleri*. Ceci peut expliquer la rareté de l'insecte sur cette malvacée, alors qu'il est abondant dans la culture céréalière.

Dans la région des savanes du nord-ouest du Zaïre et dans la province Equatoria du Soudan, il y a virtuellement une seule saison des pluies ; malgré le ralentissement de ces dernières en milieu d'année, les plantes-hôtes sauvages ne se dessèchent pas et ne libèrent pas leurs populations de *Lygus*. De plus, l'*Eleusine* et le sorgho, comme le cotonnier, ne sont pas semés avant la seconde moitié des pluies, de crainte qu'ils mûrissent dans de mauvaises conditions d'humidité. En conséquence, ces deux céréales tendent à protéger le cotonnier, plutôt que d'être une base d'invasion vers celui-ci. Bien que les attaques de *Lygus* soient fréquentes, elles sont beaucoup moins graves qu'en Ouganda. Ces dernières observations nous semblent également valables pour la République centrafricaine, où une seule saison des pluies est observée. Notons que l'importance de *Lygus* a fortement diminué dans ce pays avec la prédominance du manioc comme culture vivrière au détriment du sorgho ; toutefois, des dégâts importants peuvent occasionnellement se produire dans la région nord-ouest.

### Dégâts causés au cotonnier

*Taylorilygus vosseleri* s'attaque aux structures de la plante dès les premiers stades de leur croissance : aux jeunes feuilles des bourgeons foliaires non encore déployés, aux petits boutons floraux de 1 à 2 mm et aux jeunes capsules dans les premiers jours de leur vie. Les symptômes les plus remarquables d'une attaque de *Lygus* se situent sur les feuilles jeunes et tendres (planche II, photographies 1 à 3). Trois à quatre heures après que les jeunes feuilles aient été piquées, on observe de petites zones irrégulières vertes et dispersées sur la surface du limbe, qui virent rapidement au brun foncé, puis se dessèchent ; les cellules constituant ces zones sont mortes. La feuille continuant sa croissance, les perforations deviennent souvent coalescentes et donnent à la feuille un aspect caractéristique en lambeaux. Si les piqûres sont très nombreuses, des lobes entiers peuvent disparaître et la feuille est réduite à un simple squelette constitué par les plus grandes nervures.

Ces feuilles ne tombent pas lorsqu'elles sont jeunes, elles restent le témoin de l'attaque plus ou moins grave causée par les mirides. Si les piqûres sont isolées, les déchirures restent de petites dimensions. Il faut noter (BARBOSA, 1958) que lorsque les piqûres sont faites sur des feuilles déjà complètement développées, celles-ci ne montrent pratiquement pas de symptômes d'attaque ; on ne constate pas de déchiqueture du limbe. On n'observe jamais le *Lygus* piquant les nervures des feuilles.

Des dégâts plus sérieux sont causés aux boutons floraux et aux bourgeons terminaux. Sur les petits boutons floraux de 1 à 2 mm, les piqûres, faites de préférence à la base des boutons, provoquent leur chute, diminuant ainsi grandement la production de la plante. Quelques heures après la piqûre, une petite tache brun foncé ou noire apparaît sur la zone piquée et le bouton tombe après 5 à 6 jours. Une attaque sévère donne des branches fructifères dépourvues de fructifications, et raccourcies par destruction du bourgeon terminal ; le cotonnier prend alors une forme colonnaire. Les bourgeons terminaux de la tige principale et des branches végétatives sont généralement indemnes, peut-être parce qu'ils sont mieux protégés (PEARSON, 1958). Chaque organe attaqué ne l'est que pendant une courte période. La chute précoce des boutons floraux a pour effet de claiser la floraison et donc de retarder la maturation et la récolte. Si les dommages occasionnés aux feuilles sont relativement peu importants, sauf dans les cas extrêmes, au contraire ceux faits aux boutons floraux sont beaucoup plus sérieux et entraînent leur abscission ; quant aux dégâts localisés aux points terminaux, ils sont encore plus graves, par suite de l'arrêt de croissance des branches, ce qui représente une perte de plusieurs boutons floraux.

Les *Lygus* ne se nourrissant que de jeunes tissus de cotonnier, aucun nouveau dégât n'est causé lorsque la plante cesse sa croissance ; de très petites capsules peuvent à ce moment-là être préférées.

Des branches secondaires apparaissent sur les sympodes aux noeuds de fructification laissés libres par la chute du bouton floral ; de même des branches axillaires naissent sur la tige principale aux noeuds des branches fructifères raccourcies par la destruction du bourgeon terminal. Ces branches donnent rarement une production.

L'effet combiné de la chute des fructifications et de l'inhibition du développement sympodial est de dévier les activités de la plante vers la croissance de la tige principale et des monopodes de la base, et de stimuler la production d'une croissance végétative secondaire. A la suite d'une sévère invasion, on obtient des plants de grande taille, désordonnés, de forme colonnaire et non pas pyramidale, avec des branches fructifères courtes et des branches végétatives basales fortement ascendantes. Le feuillage est progressivement déchiqueté et réduit.

Selon STEPHENSON (cité par TAYLOR, 1945), la salive du *Lygus* est acide et la décoloration des tissus peut être due à une destruction de la cloison médiane des parois cellulaires. Pour TAYLOR, les dégâts sont vraisemblablement d'abord mécaniques, la décoloration des tissus est due secondairement à une action toxique.

Les stylets qui sont courbés au point de pénétration dans les tissus sont souvent retirés et réinsérés au même point, mais probablement dans un secteur différent. Il en résulte que de nombreuses cellules sont perforées et sucées autour du point d'entrée. Il semble probable qu'en plus de la piqûre directe, résultant du passage des stylets, les tissus avoisinants subissent une lyse importante. BARBOSA (1958) constate que sur les jeunes feuilles le *Lygus* fait un nombre relativement faible de piqûres, mais conserve le rostre enfoncé pendant des périodes assez prolongées ; en revanche, sur des feuilles totalement développées, l'insecte fait de nombreuses piqûres mais retire le rostre presque immédiatement après celles-ci.

DALE et COAKER (1958) ont étudié les effets de piqûres de *Lygus* sur l'apex des tiges du cotonnier. Le noircissement caractéristique des tissus sur le pourtour de la blessure, après la piqûre, est bien dû à la salive de l'insecte. Le dommage mécanique à l'apex de la tige cause un accroissement du nombre de cellules par unité de poids de tissu. Apparemment, il y a accélération des processus de division cellulaire et d'expansion dans le tissu méristématique. Le stimulus provoqué par la piqûre semble avoir été transmis du tissu endommagé vers le sommet extrême de la tige. L'importance de l'effet est indépendant de la grandeur du stimulus.

### **Rôle des *Lygus* dans la transmission des micro-organismes au cotonnier**

En Ouganda, *Taylorilygus vosseleri* semble disséminer la bactériose du cotonnier due à *Xanthomonas malvacearum* (LOGAN et COAKER, 1960). A la suite des piqûres de l'insecte, la formation d'un cal cicatriciel sur les bords de la blessure isole celle-ci et ne permet pas à la bactérie de se développer. La bactérie ne peut le faire que si elle gagne l'entrée du tissu aussitôt la piqûre commise par l'insecte, et avant la formation du cal.

Aux Etats-Unis (MARTIN *et al.*, 1987), le miride du cotonnier *Pseudatomoscelis seriatus* (Reuter) peut être contaminé par divers micro-organismes sur les plantes-hôtes, lorsqu'il se déplace ou s'alimente ; les oeufs peuvent aussi être infectés lors de la ponte sur la plante. Dans les glandes salivaires de l'insecte, on trouve : *Penicillium*, *Fusarium*, *Pseudomonas*, *Xanthomonas* ; dans le corps entier, en plus des organismes précédents, on rencontre : *Cladosporium*, *Alternaria*, *Nigrospora oryzae*. Si les oeufs sont stériles intérieurement, extérieurement on retrouve tous les micro-organismes précédents. Le miride semble bien transmettre ces germes au cotonnier. *P. seriatus* peut jouer un rôle non négligeable dans la transmission de ces micro-organismes. Il leur ouvre une porte par les blessures dues aux piqûres alimentaires. Il peut aussi transporter l'inoculum sur son corps, dans ses glandes salivaires ou dans son matériel fécal.

Le rôle des mirides dans la transmission des germes pathogènes peut aussi être entièrement passif, en favorisant simplement l'entrée des germes infestants déjà présents sur les capsules, lors des blessures occasionnées par leurs piqûres.

### **Ennemis naturels**

En Ouganda, TAYLOR (1945) signale :  
- diverses espèces d'araignées prédatrices ;

- des mirides prédateurs du genre *Deraeocoris* ;
- des braconides parasites du genre *Euphorus* ;
- et probablement des parasites d'oeufs de la famille des *Mymaridae*.

Du point de vue économique, 2 espèces d'*Euphorus* jouent le rôle le plus important en Ouganda : *E. nigricarpus* (Szépligeti) et *E. praetor* Nixon (NIXON, 1946). En dehors de *T. vosseleri*, ces espèces parasitent : *T. apicalis*, *T. virens*, *T. ricini*, *Megacoelum apicale*, *Corizodolon* sp., *Stenotus* sp. et *Eurystylus* sp.

L'oeuf d'*Euphorus* est pondu dans les très petites larves des mirides. La larve du parasite de type mandibulé et caudé ne semble pas affecter la larve de l'hôte. Arrivé à son plein développement, le parasite quitte son hôte en perçant le tégument sur le côté de l'abdomen de la larve au 5e stade. Parfois la sortie peut avoir lieu sur un hôte adulte avant que sa cuticule ne soit durcie. L'hôte meurt généralement un jour après la sortie du parasite. Un seul oeuf est pondu dans chaque hôte par le parasite ; mais il arrive que plusieurs parasites pondent dans un même hôte et, dans ce cas, un seul arrivera à se développer pleinement. Dès sa sortie, tôt dans la matinée, la larve tisse un cocon blanc, fusiforme, largement et irrégulièrement ondulé dans sa longueur. La copulation des adultes se produit dans la journée de leur sortie du cocon. En laboratoire, la durée de vie des femelles atteint jusqu'à 38 jours (30 en moyenne) ; elle est plus longue que celle des mâles, lesquels sont relativement rares. Les 2 espèces d'*Euphorus* sont parasitées par un *Ichneumonidae* du genre *Mesochorus*.

BARBOSA (1958) signale au Mozambique le *Braconidae*, *Euphorus* sp., un acarien de la famille des *Lelaptidae*, sous-famille *Iphiopsinae*, et les *Miridae* *Deraeocoris oculatus* Reut. et *D. ostentatus* Stål. Ces deux mirides sont abondants sur cotonnier où ils s'alimentent des larves et adultes de *Taylorilygus* spp. et *Megacoelum apicale*, exerçant un contrôle biologique important.

SCHMUTTERER (1969) au Soudan cite parmi les ennemis du *Lygus* les *Deraeocoris* spp. La population des *Deraeocoris* est parfois aussi, ou même plus, importante que celle du *Lygus*. Les braconides *Euphorus nigricarpus* (Szél.) et *E. praetor* Nixon se rencontrent aussi au Soudan dans la province Equatoria.

## Moyens de lutte

*T. vosseleri* ne joue un rôle très important en tant que ravageur du cotonnier que dans les zones d'Afrique où cette culture est exposée à l'invasion de populations développées sur les cultures de céréales (sorgho et millet), comme c'est le cas en Ouganda. Ailleurs, en l'absence de mesures de lutte appropriées, des dégâts sporadiques peuvent parfois être assez graves pour compromettre les rendements (cas en République centrafricaine).

L'utilisation des insecticides n'est pas toujours souhaitable pour protéger le cotonnier contre ses déprédateurs. En effet, il est nécessaire de supprimer les traitements les plus précoces pour ne pas détruire la faune naturelle utile, d'éviter les phénomènes de résistance aux pesticides chez certains insectes (chenilles de lépidoptères et pucerons) et acariens, et de mieux rentabiliser la culture en diminuant le nombre des interventions insecticides. Ces impératifs ont imposé le recours à des stratégies de lutte complémentaires : utilisation de virus et bactéries spécifiques contre les chenilles, introduction d'entomophages, cultures-pièges et création de cultivars résistants ou plus tolérants aux déprédateurs.

Pour les régions où les *Lygus* restent une menace potentielle pour le cotonnier, en dehors de la protection phytosanitaire, l'utilisation de cultures-pièges et la création de variétés tolérantes ont fait l'objet de divers travaux.

## Plantes-pièges et pratiques culturales

La plantation de plantes-pièges est possible dans le cas de cultures économiquement rentables telles que la luzerne, culture très attractive pour *Lygus hesperus* Knight et *L. elisus* Van Duzee, aux Etats-Unis (SEVACHERIAN et STERN, 1974 et 1975). En Afrique, STRIDE (1968) a étudié la possibilité d'utiliser *Pseudarthria hookeri* comme plante-piège contre *Taylorilygus vosseleri*, mais une telle culture non rentable pour le cultivateur ne peut guère être conseillée (MATTHEWS, 1989).

La protection du cotonnier par les cultures de céréales considérées comme plantes-pièges pour *T. vosseleri* imposerait au paysan une modification difficilement acceptable de ses pratiques culturales, ce qui aurait un effet opposé à celui recherché. Il s'agit en particulier de la concordance des dates de semis du sorgho et du cotonnier, de la récolte étalée et du recépage du sorgho (PEARSON, 1958).

### Variétés résistantes ou tolérantes

STEPHENSON (cité par TAYLOR, 1945) a montré que le degré de réaction aux attaques de *T. vosseleri* est héréditaire, ce qui a permis de créer en Ouganda des variétés de sensibilités différentes.

Pour TAYLOR, il n'y a pas de variétés totalement résistantes, on doit parler de sensibilité moindre et non de résistance, car toutes les variétés sont attaquées à des degrés divers. La texture de la feuille (dureté des tissus) et la pilosité sont les deux caractères sans doute associés à la tolérance. Les plantes dont les feuilles sont plus sombres, petites et rudes au toucher sont moins endommagées que celles dont les feuilles sont vert pâle, grandes et tendres ; le *Lygus* n'insère pas ses stylets ou ne peut le faire dans les tissus de la plante, sauf en atmosphère humide. Les traitements du sol qui accroissent la succulence de la plante et sa capacité à une rapide croissance : engrais, paillis, labour profond, augmentent la sensibilité aux dégâts foliaires. L'approvisionnement en eau est aussi responsable de la sensibilité foliaire. La pilosité doit concerner principalement les pétioles. La densité des poils est moins importante que leur longueur. Sur le jeune pétiole les poils sont serrés, puis par suite de la croissance de la plante ils s'éloignent les uns des autres à un moment où les feuilles et pétioles deviennent précisément impropres à l'alimentation du *Lygus*. Une longueur de poil de 3 mm semble nécessaire pour obtenir un degré de résistance appréciable aux adultes, tandis que contre les très jeunes larves une couverture dense de poils de 0,5 mm semble indispensable.

PEARSON (1958) recommande d'être très prudent tant qu'une analyse détaillée des facteurs physiologiques impliqués dans la nutrition et la reproduction du *Lygus* du cotonnier n'aura pas été faite. Tout ce qu'on peut dire à présent, c'est que des différences dans le degré de dégâts foliaires sont observées entre les diverses variétés exposées dans les mêmes conditions au champ. Certaines de ces différences semblent être associées à un comportement du plant (vitesse de développement, couleur de la feuille, pilosité et texture des tissus) et présentent des caractères héréditaires.

En République centrafricaine, une étude comparative de diverses variétés commerciales et en sélection a été menée pendant les campagnes 1953 et 1954, en conditions d'infestation naturelle (CADOU, 1955). Suivant leur degré d'attaque, les variétés ont été classées en 3 groupes :

- peu sensibles :
  - A 25 B 9 (origine N'Kourala)
  - A 123 B 76 (GAR)
- moyennement sensibles :
  - Allen 150
  - 42-5 (N'Kourala)
  - A 49 T (Allen)
  - A 50 T (Allen)
  - B 1314 (BANDA)
- très sensibles :
  - Samaru 26-C (Allen)

La variété Samaru 26-C-50 développée dans l'ouest du pays subissait de très sérieux dégâts de *Lygus* et a été abandonnée par la suite.

La pilosité foliaire conditionnant la résistance aux cicadelles (*Empoasca* spp.) semble n'avoir aucune incidence sur la sensibilité à *Taylorilygus vosseleri*. Ce qui rend ainsi envisageable la sélection de variétés tolérantes aux deux ravageurs (CADOU et KAMMACHER, 1953).

La sélection pour la résistance a fait l'objet d'études en Ouganda (REED, 1974). Ces travaux sont basés sur une méthode d'évaluation des dégâts mise au point par COAKER (1957), suivant le degré de déchiqueture des feuilles (cotations de 0 à 4).

La sélection entreprise par REED en 1969 porte sur la variété BPA 68 cultivée sur une parcelle non traitée aux insecticides (15 000 plants sur 20 ares). Parmi 80 plants autofécondés, 60 présentent moins de dégâts foliaires que leurs voisins et 20 en ont beaucoup plus. En 1970, les graines de ces plants sont semées dans un dispositif où 6 semaines plus tard sont disséminés, parmi les cotonniers, des épis de sorgho fortement infestés de larves et d'adultes de *Lygus*. L'auteur observe une corrélation positive, faible cependant, entre les dégâts sur les parents et ceux sur leurs descendants. Quelques lignées montrent des résultats extrêmes : les lignées 77 et 33 sont faiblement attaquées, alors que les 62 et 67 le sont fortement. Les lignées les plus résistantes donnent des graines particulièrement vêtues, cependant le degré de revêtement montre une corrélation faible avec le degré de résistance.

En 1971, on ne peut pas confirmer la corrélation revêtement des graines-tolérance au *Lygus*, mais la tolérance semble bien se transmettre aux descendants. En 1972, les sélections les plus remarquables faites en 1971 sont reprises. Les lignées 77 et 33 sont encore faiblement attaquées, moins que la variété commerciale BPA 71, et la sensibilité de la lignée 67 est confirmée.

La portée de ces études est malheureusement atténuée par des résultats paradoxaux obtenus dans certains essais variétaux où les cotonniers les plus susceptibles au *Lygus* montrent des rendements en coton-graine plus élevés que ceux des variétés plus vigoureuses et moins attaquées. Ceci laisse penser que d'autres facteurs que le dommage foliaire devraient être pris en considération.

Aux Etats-Unis, les travaux sur la résistance variétale aux mirides ont été conduits sur les espèces les plus nuisibles au cotonnier : *Lygus hesperus* (Knight), *Lygus lineolaris* (Palisot de Beauvois) et *Pseudatomoscelis seriatus* (Reuter).

Le caractère "nectariless" (absence de nectaires) est le facteur de résistance le plus prometteur contre ces insectes (BENEDICT *et al.*, 1976). L'absence de nectaires extrafloraux (SCHUSTER *et al.*, 1976) réduit les populations de *Lygus lineolaris* et *Pseudatomoscelis seriatus* de 60 % en grandes parcelles ; les populations d'ennemis naturels sont réduites, elles aussi, de 17 à 35 % suivant les espèces. En laboratoire, la ponte de *P. seriatus* est diminuée de 92 %. Lorsque des variétés génétiquement proches avec et sans nectaires sont cultivées côte à côte en plein champ, *L. lineolaris* recherche les cotonniers à nectaires de préférence à ceux sans nectaires (BAILEY *et al.*, 1984). Sous une forte pression parasitaire, le rendement des seconds est nettement supérieur, et le nombre de larves ainsi que la ponte sont plus faibles que sur les variétés avec nectaires.

Le caractère "bractée frego" accroît la sensibilité aux mirides, alors qu'il augmente la résistance à l'anthonome (BENEDICT *et al.*, 1976).

Les lignées possédant le caractère feuilles glabres ("smoothleaf") ne montrent pas plus de sensibilité à *L. hesperus* (LEIGH *et al.*, 1985) que la variété commerciale Acala S 7-2, il n'y a pas de différence dans le nombre des larves. En Arizona, WILSON et GEORGE (1986) trouvent une plus grande sensibilité à *L. hesperus* des lignées sélectionnées pour le gène Sm2 (caractère glabre), alors que l'introduction du gène sm2 (semi-glabre) ne donne pas plus de sensibilité au *Lygus* dans ces sélections que dans les cultivars pileux.

Les variétés sans glandes à gossypol ("glandless") sont plus sensibles aux *Lygus* spp., mais comparables aux variétés avec glandes pour *P. seriatus* (BENEDICT *et al.*, 1976).

Enfin, le caractère forte teneur en gossypol ("high gossypol"), pour les auteurs précédents, semble affecter *Pseudatomoscelis seriatus*.

### Lutte chimique

Le recours à la lutte chimique pour combattre *T. vosseleri* n'est pas conseillé lorsque la saison de culture est suffisamment longue et permet un semis précoce, le cotonnier peut compenser une perte considérable de boutons floraux et jeunes capsules par une durée de croissance plus longue, à un point tel que le rendement final n'est pas affecté. Par contre, quand les attaques dépassent le moment où la compensation est encore possible, des applications insecticides accroîtront le rendement.

COAKER (1957) estime que le contrôle du *Lygus* aboutit à la sauvegarde des premiers organes fructifères formés et ainsi à l'obtention d'une récolte précoce. Certes, celle-ci ramassée sur une courte période est valable en elle-même, mais l'emploi des insecticides se justifie seulement dans un système fortement développé d'agriculture intensive.

Dans les pays où une invasion précoce et massive de *T. vosseleri* en provenance des céréales arrive sur de jeunes cotonniers au stade des premiers boutons floraux, il est nécessaire d'effectuer une ou plusieurs applications insecticides. En particulier, si les dégâts risquent d'être difficilement récupérables à cause du cycle végétatif court. Généralement, la migration est diluée, car elle provient de plantes-hôtes diverses ; les dégâts sont peu importants, facilement compensables. Le miride est contrôlé par un programme de traitement débutant à la floraison et dirigé contre les chenilles des organes fructifères.

Il serait nécessaire de connaître le seuil d'intervention pour procéder aux applications insecticides, mais cette donnée est encore mal connue en Afrique pour les *Lygus*. L'estimation des dégâts aux feuilles est trop tardive pour être utile. Le comptage des piqûres fraîches ou celui des insectes récoltés au filet-fauchoir pourrait donner une bonne estimation du seuil d'intervention.

Aux Etats-Unis, FALCON *et al.* (1971) préconisaient de traiter contre *Lygus hesperus* au seuil de 10 insectes pour 50 plants (1 larve compte pour 2 adultes). Actuellement, on conseille de traiter seulement au seuil de 20-30 insectes pour 50 plants, car les cotonniers peuvent subir une perte foliaire importante, sans perte de rendement (MATTHEWS, 1989).

En Afrique, les matières actives insecticides utilisées, organophosphorés et pyrèthrinoides, seules ou en mélange sont efficaces contre *T. vosseleri*.

PARROTT *et al.* (1985) aux Etats-Unis ont montré l'efficacité contre *L. lineolaris* des applications au sol d'aldicarbe, à 2240 g/ha de matière active.

## AUTRES ESPECES DE TAYLORILYGUS SIGNALÉES SUR COTONNIER

TAYLOR (1945) note sur le cotonnier, en plus de l'espèce commune *T. vosseleri*, la présence de plusieurs autres espèces de *Taylorilygus*, qu'il décrit en 1948.

*T. virens* (Tayl.), dont les adultes sont plus nombreux sur cotonnier dans la province orientale de l'Ouganda, particulièrement après la récolte des céréales, cause des dégâts analogues à ceux de *T. vosseleri* ; mais son effet est passager car l'insecte ne se reproduit pas sur le cotonnier. Cet insecte de couleur vert pâle, sans taches remarquables, est plus petit que *T. vosseleri*.

Occasionnellement, les adultes d'autres espèces visitent le cotonnier, ce sont *T. ricini* (Taylor) dont les plantes-hôtes sont le ricin et le sorgho, *T. simonyi* (Le Pelley) abondant sur de nombreuses plantes sauvages, *T. nairobiensis* (Taylor) récolté aussi au Zaïre et *T. notatus* (Taylor) plus rare.

*Lygus (Neolygus) apicalis* Fieber (PEARSON, 1958) espèce cosmopolite, dont les plantes-hôtes communes sont principalement des astéracées et des mauvaises herbes, est récoltée en abondance en début de saison au filet-fauchoir dans les champs de cotonniers. Elle serait associée à la présence de mauvaises herbes. LINNAVUORI (1975) donne cette espèce synonyme de *T. pallidulus* (Blanch.) récoltée au Soudan.

DELATTRE (1950) signale *Lygus (Neolygus) pratensis* (L.) du Maroc, d'après le fichier du Service de la défense des végétaux.

## MEGACOELUM

Plusieurs espèces du genre *Megacoelum* s'attaquant aux jeunes capsules du cotonnier ont été signalées d'Afrique. Ce sont *Megacoelum apicale* Reut., *M. scutellare* Popp., *M. pellucens* Put. (= *M. persimile* Reut.), *M. variable* Popp. et *M. hottentotum* Stål.

## **MEGACOELUM APICALE REUTER**

Cette espèce est distribuée de la côte atlantique à la mer Rouge : au Sénégal, Côte- d'Ivoire, Mali, Togo, Nigéria, Cameroun, Tchad, République centrafricaine, Zaïre, Soudan, Ouganda, Ethiopie, Nyassaland, Mozambique, sud-ouest de la péninsule arabique ; nous l'avons récoltée en République du Congo (vallée du Niari).

### **Description**

#### **Adulte** (fig. 11)

L'adulte de teinte générale brunâtre, aux côtés presque parallèles, ressemble à celui de *Creontiades pallidus* Rambur par la taille, mais il est plus large et d'apparence plus robuste. Le scutellum et les hémélytres sont vêtus d'une pubescence de poils argentés étroitement couchés.

La tête brune à brun rougeâtre présente un front ridé transversalement. Le vertex est marqué d'un sillon longitudinal. Le clypeus légèrement en saillie est séparé des genae par 2 sillons profonds. Les yeux, particulièrement chez le mâle, sont très grands, granulés, largement étendus à la partie inférieure de la tête. Les antennes ont un 1er article brun plus court que la largeur de la tête ; un 2e article brun pâle (brun foncé à sa partie distale) 2,5 fois plus long que le 1er ; le 3e article plus court de 1/4 que le 2e, avec un anneau blanc jaunâtre à sa base et brun foncé sur ses 3/5 distaux ; un 4e article de la moitié de la longueur du 3e, avec un anneau blanc jaunâtre à sa base et plus foncé sur ses 2/3 distaux, qui se termine en pointe aiguë. La longueur moyenne des antennes mesure 5,9 mm (article I 0,9 mm, II 2,2 mm, III 1,7 mm, IV 1,1 mm). Le rostre atteint les hanches postérieures, son dernier article est fortement rembruni à son extrémité.

Le pronotum brun à brun très foncé est finement ponctué. Le collier pronotal est brun rougeâtre clair. Les calli plus foncés sont bien en relief. La marge postérieure est soulignée par une ligne étroite jaune paille.

Le scutellum de hauteur égale à sa base est ridé transversalement et de couleur brun foncé, sauf à sa partie voisine du pronotum où il est moins foncé. Il est marqué d'une ligne médiane longitudinale plus claire qui s'élargit distalement en un triangle de couleur jaune.

Les hémélytres sont bruns à brun foncé, avec un clavus presque noir, une mésocorie plus claire dans sa partie antérieure et près de l'exocorie (embolium). Cette dernière reste claire, sauf à sa partie distale voisine de la fracture cunéale où elle est souvent couverte d'un pointillé acajou formant tache à son extrémité.

Le cuneus est pointillé d'acajou ; son extrémité distale plus foncée est presque noire. La membrane est enfumée. La nervure de la cellule majeure est arrondie au sommet. Présence d'une tache blanc jaunâtre au-dessous de la pointe du cuneus.

Les pattes antérieures et médianes sont jaune plus ou moins foncé, les postérieures brunes à brun noir. Les tibias portent des épines noires. Les fémurs postérieurs sont brun acajou, plus clairs à leurs deux extrémités. L'extrémité des tarsi postérieurs et les griffes sont sombres.

Le segment génital du mâle comprend un éperon robuste au bord gauche de son ouverture. Le spiculum de la vésica se présente en forme de griffe (fig. 12).

La longueur est de 6 à 7,5 mm et la largeur de 2,1 à 2,6 mm.

#### **Stades larvaires** (fig. 13)

Les larves des 4e et 5e stades sont de couleur brun rougeâtre, tête et pronotum brun très foncé.

Les antennes un peu plus longues que le corps sont brun pâle pour les articles I et II, ce dernier devient brun rougeâtre à sa partie distale ; les articles III et IV sont brun foncé avec un anneau blanc à leur base ; le IV a la forme d'un fuseau très allongé.

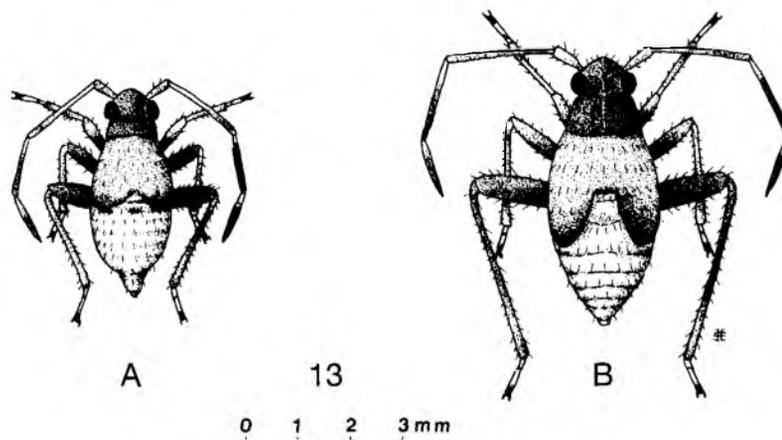
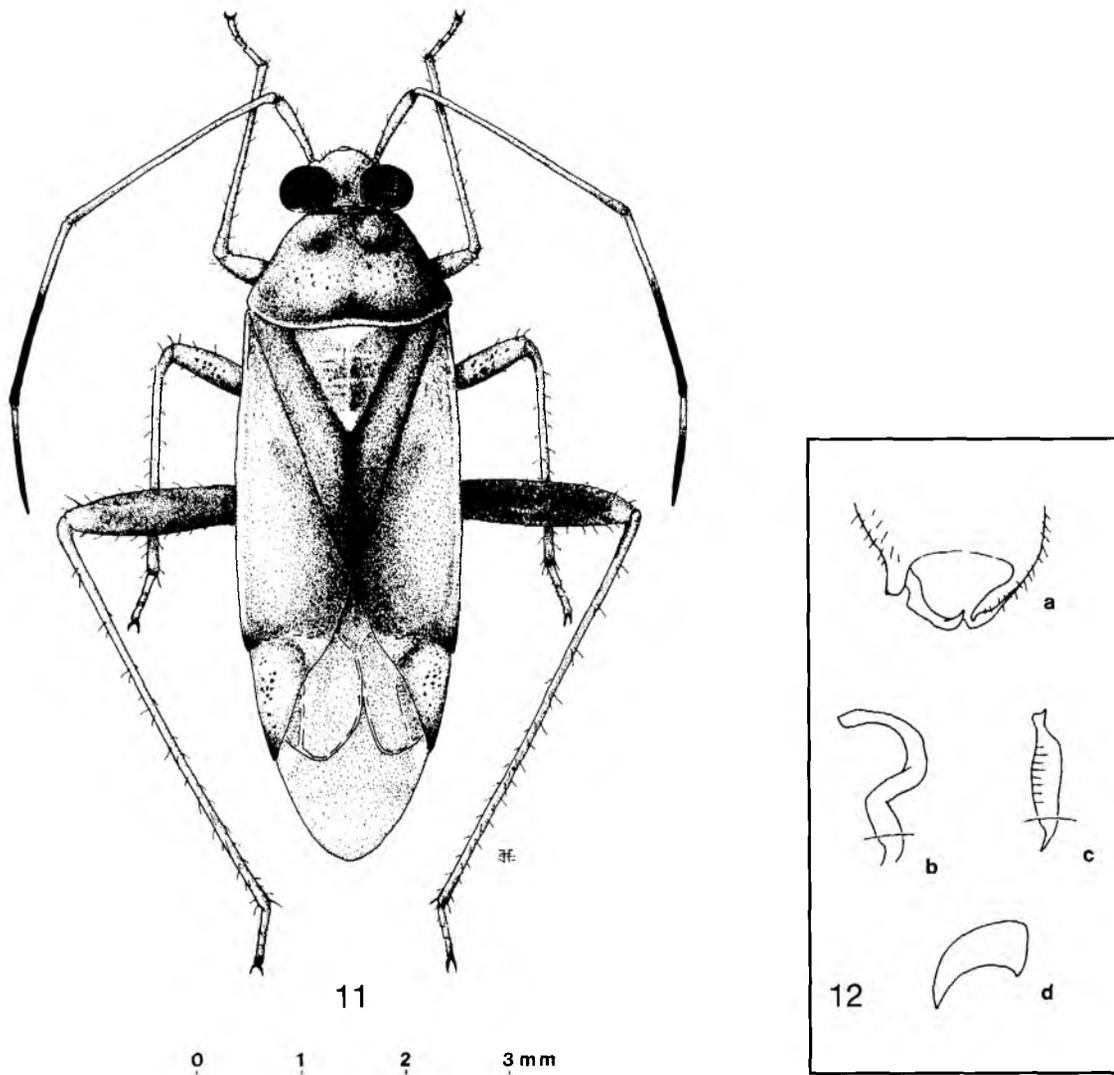


Figure 11  
*Megacoelum apicale* Reut. ♂, vue dorsale.

Figure 12  
*Megacoelum apicale* Reut. ♂ : a, extrémité de l'abdomen en vue dorsale ; b, paramère gauche ; c, paramère droit ; d, spiculum de la vésica.  
a : G x 18,5 ; b : G x 34 ; c : G x 49 ; d : G x 74.

Figure 13  
*Megacoelum apicale* Reut., stades larvaires : A, 4e stade ; B, 5e stade.

Les pattes antérieures et médianes sont brun rougeâtre, les pattes postérieures brun foncé. Les fémurs sont plus foncés que les tibias, et les tarsi blanchâtres, sauf l'extrémité du second article noir. Les griffes sont noires.

Les extrémités des ébauches alaires sont brun foncé.

Le corps et les pattes portent des poils noirs, longs, semi-érigés.

La longueur des larves au 4<sup>e</sup> stade mesure de 3,2 à 3,6 mm et au 5<sup>e</sup> stade de 4,2 à 5,1 mm.

### **Remarques sur la taxinomie de *M. apicale***

Selon PEARSON (1958), *Megacoelum apicale* Reut. 1884 appartient au genre *Adelphocoris* Reuter 1896, et non pas au genre *Megacoelum* Fieber 1858. De plus, cette espèce est synonyme d'*A. aethiopicus* décrite postérieurement par POPPIUS, 1912 ; son nom correct serait *Adelphocoris apicalis* (Reut.).

D'après POPPIUS (1912), le genre *Adelphocoris* se distingue par la présence d'une pilosité couchée jaunâtre, rarement des poils noirs plus longs sur le scutellum et les hémélytres, alors que le genre *Megacoelum* aurait le corps plus ou moins brillant, la plupart du temps finement pileux ou presque lisse. Dans sa clef des genres de *Miridae* du monde, CARVALHO (1955) distingue les genres *Megacoelum* et *Adelphocoris* par la présence chez le premier d'un sillon longitudinal sur le vertex ; ce sillon est absent chez le second.

Pour WAGNER et WEBER (1964), la cellule majeure de la membrane forme un angle arrondi au sommet chez les *Adelphocoris*, alors qu'elle est seulement arrondie, non pas en angle, chez les *Megacoelum*. Le bord gauche de l'ouverture génitale du mâle présente une dent robuste chez *Megacoelum*, tandis que chez *Adelphocoris* cette dent est petite, un peu en retrait du bord latéral et fortement rapprochée du bord antérieur du segment. WAGNER (1967) insiste sur la présence de cette forte dent chez *Megacoelum* et, de plus, indique que chez *Adelphocoris* la vésica du pénis possède un spiculum portant de fortes dents lui donnant l'aspect d'un peigne. LINNAVUORI (1975) précise que le spiculum pectiniforme est toujours présent chez *Adelphocoris*.

Nous référant à ces deux dernières données (1 - absence de spiculum pectiniforme chez le mâle ; 2 - présence d'un fort éperon au bord gauche de l'ouverture génitale chez le mâle) et en attendant que des études ultérieures permettent de mieux préciser les caractères différentiels des genres *Adelphocoris* et *Megacoelum*, nous jugeons préférable de maintenir l'espèce *apicale* dans le second genre.

Dans son catalogue des *Miridae* du monde, CARVALHO (1959) considère distinctement les deux espèces *Megacoelum apicale* Reut. et *Adelphocoris aethiopicus* Popp. L'espèce *Adelphocoris apicalis* a été décrite par Reuter en 1906, en provenance du Si-Chuan (Chine).

LINNAVUORI (1975) signale *Megacoelum apicale* Reut. du Soudan (Bahr-el-Ghazal) mais ne donne pas de synonymie, ce qu'il fait pour d'autres espèces. BARBOSA (1958) dans son étude du complexe des capsides du cotonnier au Mozambique fait référence à *Megacoelum apicale*. Tandis que DEEMING (1981) dans sa liste des hémiptères trouvés sur cotonnier au Nigéria donne cette espèce sous le nom d'*Adelphocoris apicalis* Reut. MEDLER (1980) dans son catalogue des insectes du Nigéria ne mentionne pas d'espèce *apicalis* ou *apicale* sous les genres *Adelphocoris* et *Megacoelum*, mais cite *Adelphocoris aethiopicus* Popp.

### **Plantes-hôtes**

*Megacoelum apicale* se nourrit sur les boutons floraux, les inflorescences et sur les graines immatures de nombreuses plantes. On le trouve sur le riz et les haricots au Sénégal (RISBEC, 1950), sur le ricin en Tanzanie. En Ouganda, TAYLOR (1945) le signale sur sorgho, *Eleusine*, maïs, ricin, *Cajanus*, *Abutilon*, *Cupressus*. Au Congo (vallée du Niari) et en Centrafrique (Bambari), il pullule sur *Cajanus cajan*.

### **Comportement et dégâts causés au cotonnier**

Les oeufs sont pondus dans les tissus des capsules jeunes, des bractées et des pédoncules.

Le miride ne pique jamais les jeunes feuilles ni les bourgeons terminaux, aussi bien au champ qu'au laboratoire (BARBOSA, 1958). On ne constate pas la réaction de frisolée caractéristique des attaques de *Lygus*. L'insecte montre une nette préférence pour les jeunes capsules qui constituent presque exclusivement sa nourriture ; il s'alimente rarement sur les boutons floraux et n'attaque pas les capsules proches de la maturité. Il jouerait un rôle majeur en provoquant l'abscission des jeunes capsules. Ceci entraîne un retard de formation de la récolte lorsque la saison sèche apparaît et que le cotonnier se trouve dans l'impossibilité de récupérer (PEARSON, 1958). TAYLOR (1945) note qu'on voit souvent dans les champs l'insecte se nourrir sur les jeunes rameaux et dans les bourgeons terminaux des jeunes plantes.

Suite à la piqûre de *M. apicale* sur les capsules, il se forme de petites taches circulaires noires, habituellement déprimées en leur centre. Avec la croissance de la capsule, les cicatrices des piqûres finissent par s'étaler et se rompre. Les piqûres diurnes et nocturnes (BARBOSA, 1958) peuvent être nombreuses, jusqu'à 42 en laboratoire. Le degré d'infection capsulaire serait en rapport avec les cicatrices qui se rompent et permettent la pénétration de nombreux agents d'infection dans la capsule.

Parfois *Megacoelum* arrive sur le cotonnier tôt dans la saison, dès l'apparition des boutons, et en même temps que *Taylorilygus vosseleri*. Pourtant, le maximum de pullulation de *Megacoelum* est atteint plus tard que celui de *Taylorilygus* (TAYLOR, 1945).

### Ennemis naturels

Les *Braconidae Euphorus nigricarpus* (Szépligeti) et *E. praetor* Nixon (TAYLOR, 1945) parasitent *M. apicale* en Ouganda, ce sont aussi des parasites de *T. vosseleri*. BARBOSA (1958) au Mozambique signale les mêmes ennemis pour *T. vosseleri* et *M. apicale* : *Euphorus* sp. Celui-ci est un endoparasite très efficace mais rare. Par contre, les mirides prédateurs *Deraeocoris oculatus* Reuter et *D. ostentans* Stål abondent dans les champs de cotonniers.

### MEGACOELUM SCUTELLARE POPPIUS

Cette espèce s'attaque au cotonnier au Mali, Nigéria et Soudan (Gezira, Kordofan).

### Description

**Adultes** (fig. 14)

*M. scutellare* est légèrement plus petit et plus élancé que *M. apicale*. Moyennement brillant, de couleur jaune pâle à brun acajou, fortement marqué de brun sombre et de rouge sur le scutellum, les hémélytres et les pattes postérieures, *M. scutellare* est revêtu de poils gris clair peu denses sur le scutellum et les hémélytres.

La tête est jaunâtre à brun clair. Le vertex est marqué d'un sillon longitudinal. Des lignes rouges transversales ornent chaque côté du front. Les lorae (parties en dessous des joues) sont rouges, ainsi que le 1er article du rostre. Le clypeus est proéminent à peine séparé du front. Les antennes sont jaunâtres. L'article I mesure plus de la moitié de la largeur de la base du pronotum. L'article II est 2,5 fois plus long que le I. L'article III est un peu plus court que le II. L'article IV est légèrement plus long que le I. L'article I mesure 0,90 - 0,95 mm, le II 2,4 - 2,5 mm, le III 2,15 - 2,25 mm et le IV 1,00 - 1,05 mm). Les yeux sont plus grands et l'espace interoculaire est plus faible chez le mâle que chez la femelle. La largeur de la tête avec les yeux mesure chez la femelle 1,05 mm et chez le mâle 1,17 mm. L'espace interoculaire est chez la femelle de 0,30 mm et chez le mâle de 0,20 mm.

La base du pronotum est environ 2 fois plus large que haute (largeur : 1,65 à 1,75 mm et hauteur : 0,85 à 0,92 mm). Le collier pronotal est étroit. Les calli sont bien soulignés, lisses. Le disque, moyennement ponctué, avec la marge basale rembrunie se termine par une fine bordure blanchâtre.

Le scutellum est brun de poix à noir.

Les hémélytres ont la moitié interne du clavus brun foncé en bordure du scutellum et de la commissure clavale, et la moitié externe voisine de la mésocorie forme un triangle allongé jaune pâle à brun ponctué d'acajou le long de la mésocorie. Celle-ci est ponctuée d'acajou en bordure de l'exocorie (embolium). La partie externe de l'exocorie est plus claire ; une tache brun sombre à l'extrémité distale de la mésocorie

déborde légèrement sur la base du cuneus. Le cuneus rouge à ponctuation dense, est un peu plus foncé en bordure de la membrane et à son sommet.

La membrane des hémélytres est légèrement fumée et les nervures sont acajou dans leur partie voisine du cuneus. Les pattes antérieures et médianes sont jaunâtres uniformes, les pattes postérieures acajou ; leurs fémurs sont fortement rembrunis dans leur partie médiane sur la moitié de la longueur. Les épines des tibias sont noires ; les épines des métatibias sont plus longues que l'épaisseur des tibias.

Le segment génital du mâle est pourvu d'une dent au bord gauche de son ouverture, moins forte que l'éperon de *M. apicale*. Le spiculum de la vesica est allongé et courbé (fig. 15).

La longueur mesure de 5,8 à 6,2 mm et la largeur de 1,7 à 1,9 mm.

#### Stades larvaires (fig. 16)

Les larves des trois derniers stades sont caractérisées par leur fond de couleur vert pâle à crème ; présence de lignes rouges longitudinales sur la tête et les ébauches alaires, de lignes et bandes rouges transversales sur l'abdomen. Les antennes sont plus longues que le corps ; présence de bandes rouges à la partie distale des articles III et IV. Les yeux sont rouges. Présence de taches rouges sur les fémurs postérieurs.

Les larves mesurent au 3e stade 3,4 mm, au 4e 4,0 mm, et au 5e 4,6 mm.

#### Comportement et dégâts

Le comportement de *M. scutellare* semble très voisin de celui de *M. apicale* par les dégâts produits sur les jeunes capsules. Cette espèce est sans doute plus fréquente dans les pays à saison sèche bien marquée et longue. Au Mali, on la rencontre dans les premières semaines de la saison sèche, à partir d'octobre.

### AUTRES ESPECES DE *MEGACOELUM* SIGNALEES SUR COTONNIER

Trois autres espèces de *Megacoelum* sont signalées sur cotonnier :

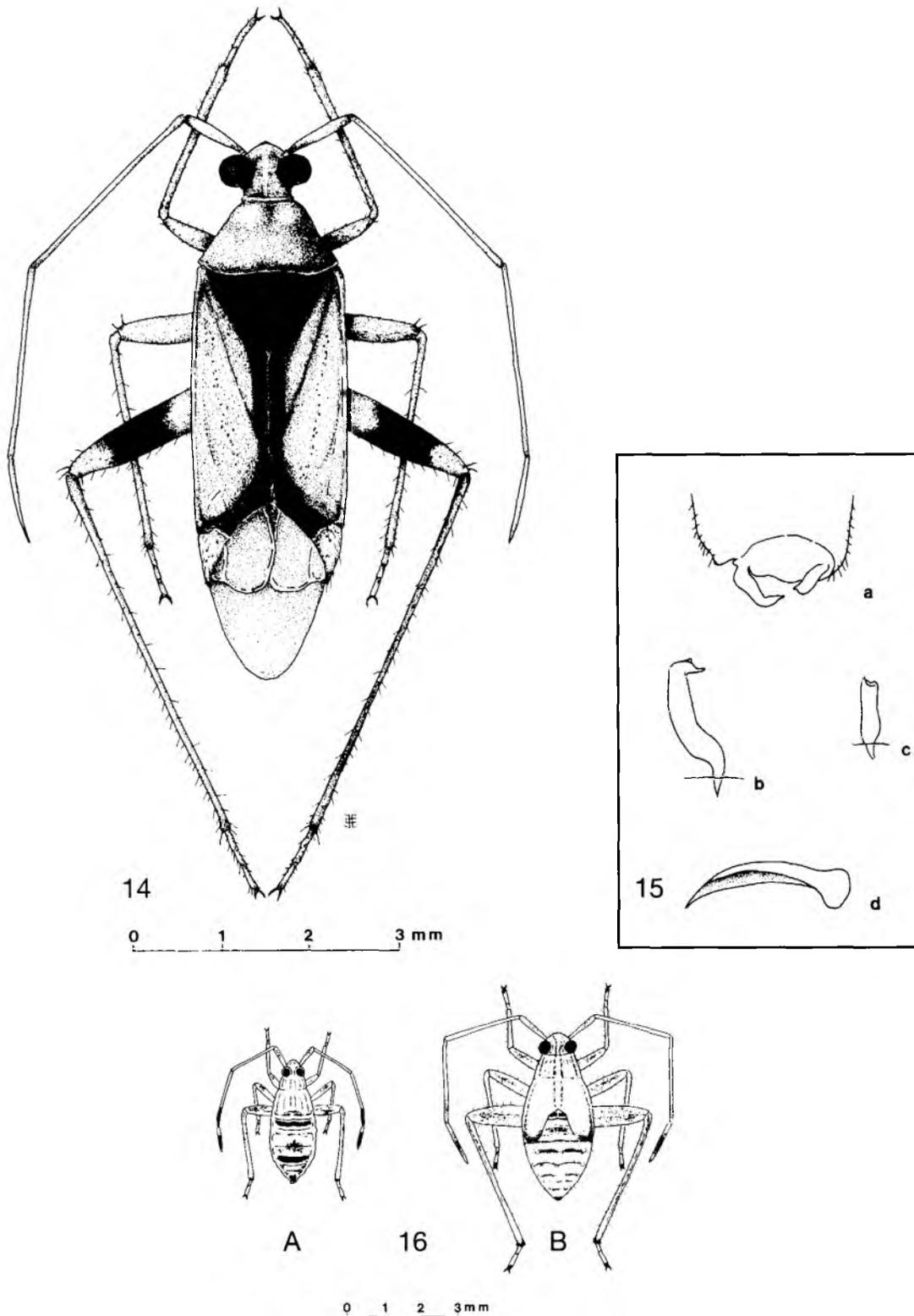
- *M. hottentotum* Stål, signalée du Mozambique (BARBOSA, 1958) et du Nigéria (MEDLER, 1980) ;
- *M. variable* Poppius, signalée du Zaïre (SOYER, 1942), de Côte-d'Ivoire (PEARSON, 1958) et du Nigéria (MEDLER, 1980) ;
- *M. pellucens* Puton (= *M. persimile* Reuter), signalée du Nigéria.

### *CREONTIADES PALLIDUS* (RAMBUR)

Parmi les 17 espèces africaines du genre *Creontiades* cataloguées par CARVALHO (1959), *C. pallidus* (Rambur, 1842) est la seule espèce d'importance économique sur le cotonnier. Une espèce voisine *C. elongatus* (Lethierry, 1881) décrite d'Ethiopie est signalée sur cotonnier en Ouganda, au Zaïre et en Tanzanie.

*Creontiades pallidus* est connu de l'Afrique septentrionale (Maroc, Algérie, Egypte), du Proche et Moyen-Orient (Syrie, Iran), de l'Afrique de l'Ouest (Sénégal, Mali, Togo, Côte-d'Ivoire, Nigéria), de l'Afrique centrale (Zaïre), de l'Afrique de l'Est (Soudan) et de Madagascar.

D'autres espèces causent des dégâts au cotonnier aux Etats-Unis et au Mexique ; *C. dilutus* (Stål), synonyme de *Megacoelum modestum* Distant, est nuisible en Australie (Queensland et Nouvelles Galles du Sud) (BISHOP, 1980).



**Figure 14**  
*Megacoelum scutellare* Popp. ♂, vue dorsale.

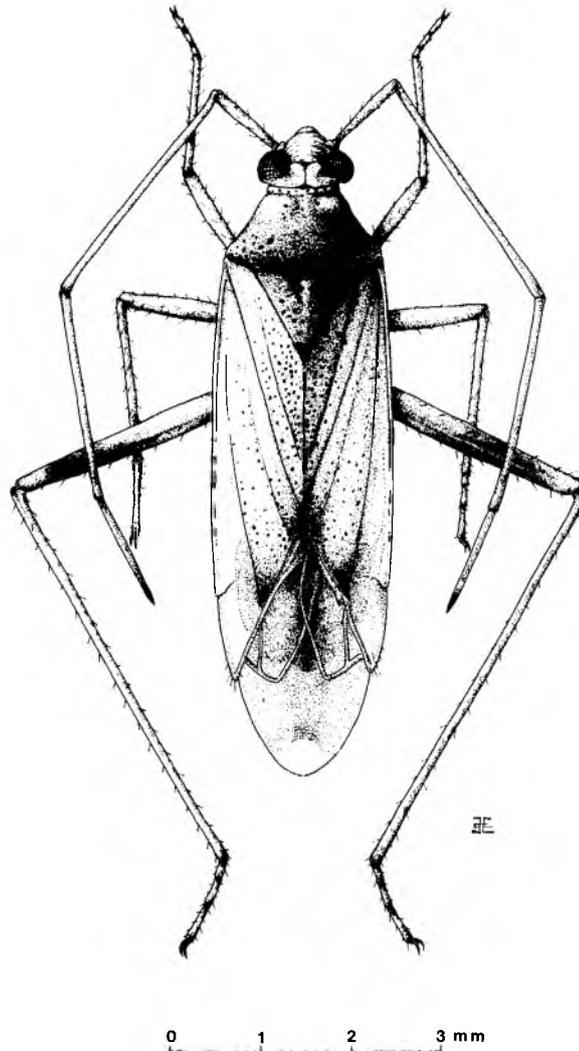
**Figure 15**  
*Megacoelum scutellare* Popp. ♂, éléments : a, extrémité de l'abdomen en vue dorsale ;  
b, paramère gauche ; c, paramère droit ; d, spiculum de la vésica.  
a : G x 18,5 ; b : G x 49 ; c : G x 37 ; d : G x 74.

**Figure 16**  
*Megacoelum scutellare* Popp., stades larvaires : A, 4e stade ; B, 5e stade.

## Description

### Adulte (fig. 17)

L'adulte mesure 7,2 à 8 mm de long et 2 mm de large. C'est un miride de couleur blanc jaunâtre à brun verdâtre, revêtu d'une pilosité blanchâtre peu serrée, couchée sur le pronotum et sur la tête, rare sur les hémélytres qui sont pratiquement nus et brillants.



**Figure 17**  
*Creontiades paleidus* (Ramb.) ♀, vue dorsale.

La tête de couleur jaune pâle est marquée de rides frontales transversales soulignées de points rougeâtres serrés, et d'une ligne longitudinale rougeâtre sur le vertex. Les yeux noirs, finement granulés, sont bordés d'un trait brun jaunâtre pâle. Les antennes sont de la longueur du corps, le 1er article est pointillé de brun rougeâtre. L'article I mesure 1,15 mm, II 2,65 mm, III 2,45 mm et IV 1,25 mm. La largeur de la tête fait 1,05 mm, l'espace interoculaire 0,4 mm chez la femelle, il est plus étroit chez le mâle dont les yeux sont plus gros. Le rostre s'étend jusqu'aux hanches postérieures.

Le pronotum trapézoïdal de couleur jaune paille, dont les côtés sont légèrement concaves et la base à peine échancrée, est parsemé de nombreux petits points noirs plus gros vers la base. Les points s'unissent près de la base pour former une bordure noire de largeur irrégulière, passant au brun grisâtre dans la moitié

basale. La longueur mesure 1 mm, la largeur à la base fait 1,75 mm et au sommet 0,8 mm. Le disque assez bombé est incliné vers l'avant. Le collier pronotal bien marqué, de même largeur que le 2e article de l'antenne, est souligné de points noirs régulièrement espacés.

Le scutellum brunâtre, aussi long que large à sa base, est frappé à sa base de 2 taches noires allongées de part et d'autre de la ligne médiane. La pointe du scutellum est marquée d'une petite tache noir brillant très caractéristique.

Les hémélytres sont jaune pâle, le clavus plus foncé, le cunéus plus clair. La ponctuation lâche sur la corie devient plus serrée sur le clavus. Une tache brune à la pointe interne de la corie se continue vers une ligne brune épaisse sur son bord interne rejoignant l'extrémité du clavus. L'embolium (exocorie) est très pâle, blanchâtre ; la membrane est légèrement enfumée, transparente, avec des nervures rougeâtres. La grande cellule présente un angle aigu bien net.

Les pattes sont brun jaunâtre pâle, à l'exception des fémurs postérieurs fortement rembrunis dans leur partie médiane, et marqués de points rouges nombreux et serrés vers la partie proximale, plus sombres dans la partie distale avant l'articulation fémoro-tibiale. Les tibias très longs, portent des poils brun rougeâtre. Le 1er article des métatarses est plus court (0,25 mm) que les articles II et III d'égale longueur (0,4 mm).

### Stades larvaires

Les larves fusiformes avec des pattes et des antennes longues sont caractérisées par la présence sur chaque segment abdominal d'une rangée transversale de petites épines noires.

Au premier stade, la larve d'environ 1 mm de longueur peu après l'éclosion est de couleur jaune ambré brillant, et devient jaune verdâtre, puis verte à la fin du stade. Les yeux rouges sont soulignés en arrière par 2 traits rouges parallèles. Les antennes sont plus longues que le corps et ont une apparence annelée : zones pâles alternant avec des parties colorées en rouge-pourpre ; le 4e article plus épais que les 3 premiers est entièrement coloré, sauf à ses 2 extrémités qui restent pâles. Les pattes de coloration jaune pâle à verdâtre sont marquées de taches pourpres, le sommet des tarsi et les griffes sont brun sombre.

Au 2e stade, la coloration vert pomme brillant s'affirme, ainsi que l'ornementation rouge de la tête, des antennes et des pattes.

Au 3e stade, la larve de 3 mm de longueur environ est très semblable à celle du stade précédent. Les ébauches alaires sont à peine visibles.

Au 4e stade, les ébauches alaires atteignent la partie supérieure du 3e segment abdominal. La longueur de la larve est d'environ 3,5 mm. Le prothorax est moucheté de points pâles, la coloration de fond vert pomme.

Au 5e stade, les fourreaux alaires grands permettent de bien caractériser ce stade. Deux taches sombres en dessous de la pointe du scutellum à l'angle interne le plus postérieur de chaque fourreau métathoracique sont remarquables. La longueur de la larve à son plein développement est de 5 mm environ. La coloration générale vert pomme à vert olive brillant tend à devenir plus pâle, vert jaunâtre à la fin de ce stade. Les antennes moins marquées de rouge, sauf sur la moitié basale du 1er article, sont pâles avec une tendance à un assombrissement aux extrémités distales des articles. L'abdomen tend vers le jaunâtre, les zones moyennes des segments médians sont distinctement vert blanchâtre ; les tubercules et les poils noirs se détachent visiblement sur ce fond.

### Oeuf

L'oeuf blanc laiteux, en forme de flacon légèrement arqué, mesure un peu plus de 1 mm de long sur environ 0,4 mm de diamètre à sa base la plus large et 0,3 mm à son extrémité. Il vire au jaune avant l'éclosion. Les yeux de l'embryon apparaissent comme 2 petites taches rouges, et les antennes forment une tache colorée remarquable à la base de l'oeuf en soulignant sa courbure.

## Cycle vital

Dans les conditions du champ, la durée du cycle vital (KIRKPATRICK, 1923) est d'environ 3 semaines en Egypte durant les mois d'été ; en laboratoire, le cycle de la ponte à l'adulte s'effectue en 16 à 18 jours (WILLCOCKS et BAGHAT, 1937). Au Zaïre (SOYER, 1942), la durée d'incubation varie suivant les saisons de 9 à 12 jours, en juillet et août, à 8-10 jours, en novembre et décembre ; le cycle vital moyen est obtenu en 22 jours. Le cycle vital serait plus court (SCHMUTTERER, 1969) sur le sorgho (17 à 20 jours) que sur le cotonnier.

## Comportement

Au champ, les sites préférés pour la ponte sont les rameaux terminaux, les pétioles et le sillon intercarpellaire des jeunes capsules (KIRKPATRICK, 1923), et aussi parfois la glande à la base de la nervure médiane à la face inférieure de la feuille (WILLCOCKS et BAGHAT, 1937). Sur les jeunes tiges, les oeufs sont pondus en chapelets ; sur les capsules de 3 à 4 jours (SOYER, 1942), la ponte a lieu à travers le calice à la base du fruit. En captivité, les cicatrices foliaires ou les terminaisons coupées des rameaux sont préférés pour la ponte. Celle-ci est rapide, de 6 à 10 s, et on peut trouver jusqu'à 20 oeufs au même endroit. L'oeuf est inséré dans la plante jusqu'à son opercule. Les tissus avoisinants virent au brun et se dessèchent.

Pendant le jour, les adultes et les larves se cachent principalement sous les bractées des boutons floraux ou parfois des jeunes capsules. Les adultes s'envolent facilement ; les larves se laissent tomber des bractées lorsqu'on les approche.

## Dégâts causés au cotonnier

### Nature des dégâts

Les tissus dans lesquels l'oeuf a été introduit brunissent et forment une tache en dépression qui atteint une surface importante lorsque les oeufs sont groupés. Si ceux-ci sont alignés dans une suture intercarpellaire, les taches se rejoignent parfois formant une longue strie qui en se desséchant expose à l'air les fibres sous-jacentes. Ces fibres deviennent la proie d'organismes pathogènes ou d'insectes. Si la ponte a lieu sur la tige principale d'un jeune plant, celle-ci se fane au-dessus des oeufs et meurt avant leur éclosion.

Dans les champs, l'insecte s'attaque très peu aux branches et aux pétioles des feuilles, l'effet des piqûres sur ces tissus est presque nul ; les stylets ne causent pas la désorganisation des couches de cellules superficielles, seules les cellules traversées par les stylets sont lésées, la trace des piqûres se voit extérieurement sous l'aspect de petits points noirs.

*C. pallidus* ne fait aucun dommage sur le limbe foliaire.

Tous les stades de l'insecte se nourrissent de préférence des boutons floraux et des jeunes capsules. Les boutons ou capsules qui ont abrité les punaises sont reconnaissables par la présence d'excreta jaune d'oeuf brillant à l'état frais, devenant brun jaunâtre en séchant, recouvrant ces organes ainsi que la face interne des bractées. D'après KIRKPATRICK (1923), les boutons floraux petits ou moyens sont rarement attaqués jusqu'à ce que les bractées atteignent le diamètre de 20 mm ou plus. Suite à l'attaque, la croissance du bouton est stoppée ; celui-ci jaunit, se fane et tombe. La présence d'excreta permet d'identifier la cause de l'attaque.

Il semble que les sacs polliniques des anthères soient recherchés par l'insecte, ce qui expliquerait pourquoi les très jeunes boutons sont négligés (APPERT, 1967). Les sacs polliniques attaqués prennent un aspect brun et ratatiné, au lieu d'être turgescents et de couleur jaune crème. Parfois l'extrémité conique des boutons floraux porte de faibles protubérances ou excroissances verruqueuses à la suite des piqûres du miride ; des malformations de la fleur peuvent aussi être imputées à cet insecte.

Sur les capsules vertes, les piqûres dispersées sur toute la capsule ou localisées à 1 ou 2 carpelles laissent une trace peu visible sur la face externe du fruit. Lorsqu'une glande à gossypol est rompue lors du passage des stylets son contenu s'épand et marque l'emplacement de la piqûre d'une auréole sombre brillante de

2 à 3 mm de diamètre environ. Les stylets traversent généralement la paroi capsulaire et des proliférations internes se produisent ; cependant, dans un certain nombre de cas - constatés par la présence de traces de piqûres sur la face externe de la paroi - on ne note pas de proliférations internes (KIRKPATRICK, 1923).

Les conséquences de l'attaque des *Creontiades* sur les capsules de 1 à 10 jours sont semblables à celles sur les boutons floraux ; les bractées virent au jaune, se fanent et ces capsules chutent. Les capsules peuvent aussi subir une momification ; le fruit se dessèche en restant adhérent à la branche fructifère.

Les capsules plus âgées ne tombent pas, mais divers dégâts peuvent être constatés comme dans le cas des *Dysdercus* :

- ouverture prématurée pour des capsules de taille moyenne, il n'y a pas de fibres mûres ou arrivant à maturité ;

- si le lint est déjà formé, il y aura une quantité importante de fibres mortes ; la capsule produit cependant du coton récoltable. La quantité de fibres mortes autour du point de piqûres dépend de l'intensité de l'attaque.

Divers micro-organismes peuvent être transmis par *Creontiades pallidus*. KIRKPATRICK en Egypte cite *Rhizopus nigricans*. SOYER (1942) au Zaïre obtient des attaques de stigmatomycoses à la suite de contaminations par *Creontiades pallidus*, cependant aucune isolation de *Nematospora* spp. n'a été réalisée dans ce cas.

### Importance des dégâts

L'importance des dégâts attribuables à *Creontiades pallidus* semble difficile à mettre en évidence dans le complexe des mirides du cotonnier, car la part de chacun ne peut être précisée.

STAM (1987) étudiant en Syrie l'effet de *C. pallidus* sur les rendements détermine que la corrélation entre les boutons floraux endommagés et le nombre d'insectes est positive et très hautement significative. Les plants attaqués sont plus grands (163 contre 93 cm pour les plants indemnes d'attaques) et l'abscission supérieure (84,6 contre 53,6 %) ; la récolte de coton-graine montre une perte de 54,3 %.

L'examen des capsules tombées avec les bractées décolorées (jaunies) montre que plus les capsules sont grandes, plus grande doit être l'intensité de l'attaque pour causer leur chute (KIRKPATRICK). La plus grande part de l'abscission des capsules de 10 mm et plus de diamètre qui tombent vers la mi-juillet est due aux attaques de *C. pallidus*.

Pour BISHOP (1980) en Australie, une autre espèce de *Creontiades* : *C. dilutus* Stål (synonyme de *Megacoelum modestum* Dist.) joue un rôle non négligeable dans le complexe parasitaire du cotonnier formé par *Heliothis* spp., *Campylomma livida* Reut. et *Amrasca* sp. (*Cicadellidae*). *Creontiades dilutus* semble bien le plus important des prédateurs incriminés dans les diverses expérimentations réalisées.

SOYER (1942) observe que l'abscission résultant des piqûres de mirides a atteint jusqu'à 28,9 % de la floraison totale, une année où les *Creontiades* étaient très abondants.

Les conclusions des auteurs précédents sont toutefois tempérées par les remarques de PEARSON (1958) qui considère que l'abscission d'origine non parasitaire est plus ou moins importante suivant les conditions climatiques et du sol. D'autre part, le phénomène de compensation permet à la plante de donner une récolte non diminuée mais plus tardive, principalement dans les régions qui ont une saison de croissance prolongée. Il n'en reste pas moins vrai que de fortes invasions peuvent causer un retard dans la formation des capsules, une diminution de la récolte totale et une perte sensible de la qualité du coton-graine.

En Egypte, KIRKPATRICK (1923) estime que dans la production de coton immature, 10,8 % peuvent être imputés aux attaques de punaises, *Nezara viridula* et *Creontiades pallidus*, dans la première récolte et 0,8 % dans la seconde, le reste étant le fait des chenilles *Earias insulana* et *Pectinophora gossypiella*.

## Plantes-hôtes et cycle saisonnier

Au Soudan, la plante-hôte favorite semble être *Sorghum vulgare*, mais peu de dégâts lui sont causés. D'autres plantes sont signalées : *Pennisetum typhoides*, maïs, aubergine, luzerne, haricot égyptien, sésame, *Echinochloa colona*, diverses cucurbitacées et *Solanum dubium*. De fortes populations peuvent se développer sur le sorgho dans le delta du Tokkar et dans l'est du pays. Plus tard, elles peuvent envahir le cotonnier lorsque celui-ci est cultivé près des champs de sorgho infestés. *C. pallidus* ne semble pas se reproduire sur le cotonnier où il ne reste qu'une quinzaine de jours à partir de la floraison. On le trouve aussi sur le petit mil (*Pennisetum typhoides*) cultivé sur les sols les plus pauvres, loin de la zone cotonnière.

En Egypte, ce sont la luzerne (*Medicago sativa*) et le trèfle d'Alexandrie qui sont les plantes-hôtes les plus importantes. *Creontiades pallidus* d'abord remarqué en mai sur cotonnier, accroît sa population en juin pour culminer en juillet, puis décroître en août et septembre. Ces dates concordent avec celles des symptômes d'attaque, principalement sur les boutons floraux et les fleurs. C'est l'avis de KIRKPATRICK qui le donne pour commun sur cotonnier de la mi-mai à la mi-août. On le trouve aussi sur l'okra (*Hibiscus sabdariffa*), le maïs et le ricin, ainsi que sur de nombreuses herbes sauvages (ABDUL-NASR et SAMY, 1969).

Au Maroc (DELATTRE, 1950), cet insecte est signalé occasionnellement sur cotonnier, mais il se multiplie activement sur maïs et sorgho.

Au Zaïre, SOYER (1942) observe *C. pallidus* sur maïs, sur *Cynodon* sp. en saison sèche, sur arachide, *Crotalaria juncea* (Fabaceae), *Tricholaena rosea* (Poaceae) et sur les amarantacées, *Celosia trigyna* et *Gomphrena globosa*.

A Madagascar, APPERT (1967) le signale sur sorgho, mil, maïs et cotonnier.

## Parasites et prédateurs

Pour SOYER (1942) au Zaïre, seul *Geocoris amabilis* Stål s'est parfois montré prédateur de larves. SCHMUTTERER (1969) au Soudan cite *Chrysopa carnea* Stephens dont la larve attaque celles de *C. pallidus*, lorsque ces dernières restent cachées entre les bractées des boutons floraux.

## Moyens de lutte

Des moyens de lutte spécifiques ne semblent pas être envisagés contre *Creontiades pallidus*, car l'époque de son invasion coïncide généralement avec celle des chenilles des capsules : *Earias* sp., *Helicoverpa armigera* (Hübner) et *Pectinophora gossypiella* (Saunders). Les pesticides utilisés contre ces chenilles, pyréthrinoides et organophosphorés, sont efficaces contre les mirides.

En Syrie (STAM, 1987), le cotonnier est semé entre avril et mi-mai pour être récolté fin septembre et début octobre, les populations de *C. pallidus* peuvent causer des pertes de production dépassant 50 %, pendant la période critique (mi-juin à mi-août) de formation des boutons floraux et jeunes capsules. Il est recommandé de traiter lorsque la population atteint 7 insectes pour 50 coups de filet, en juin et juillet. Un seuil critique supérieur serait à envisager plus tard dans la saison pour les populations s'attaquant aux capsules bien formées ; mais généralement à cette époque, la nécessité de lutter contre *Earias insulana* (Boisduval) avec des insecticides permet de réduire aussi les populations de *Creontiades*.

Au Soudan (RIPPET et GEORGE, 1965), on considère que la principale source de contamination du cotonnier par la punaise est la multiplication de celle-ci sur le sorgho cultivé au voisinage des champs de cotonniers. La lutte peut être organisée, dans la mesure du possible, en éloignant ces cultures du sorgho, ou en semant ce dernier après la floraison du cotonnier. Les infestations peuvent être contrôlées par des pulvérisations (aériennes ou terrestres) de diméthoate (432 g/ha) associé au DDT (1 078 g/ha). Deux ou trois applications sont à faire pendant la floraison du cotonnier.

## ***EURYSTYLUS BELLEVOYEI* (REUTER)**

### **Distribution géographique**

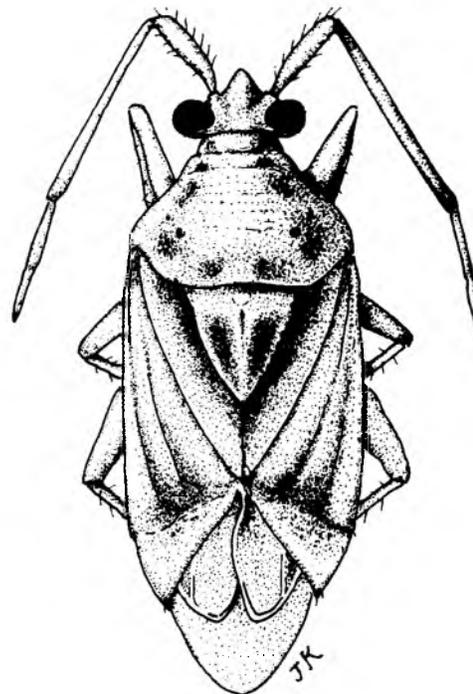
*E. bellevoeyi* est connue du nord de l'Afrique à l'Iran, et d'Afrique tropicale depuis les îles du Cap-Vert à l'Éthiopie. L'espèce existe aussi au Sri Lanka (POPPIUS, 1912). LINNAVUORI (1975) a récolté cet insecte dans de nombreuses localités du Soudan, sur les faciès sableux des zones cultivées et incultes.

Sur le cotonnier, ABUL-NASR et SAMY (1967) en Égypte (Giza) ont constaté son abondance certaines années ; son rôle en tant que ravageur n'est pas déterminé.

En Côte-d'Ivoire, DELATTRE (1973) note qu'*Eurystylus* "se rencontre épisodiquement dans les zones de savane, il pique les boutons floraux et laisse des déjections liquides jaunâtres typiques".

### **Description**

*E. bellevoeyi* est court et trapu, de taille moyenne (longueur 4 à 4,5 mm), (fig. 18). L'insecte de couleur jaune paille à jaune rougeâtre présente des taches et des bandes brun foncé à noir, parfois plus ou moins confluentes sur le pronotum et les hémélytres. Les pronotum, scutellum et hémélytres sont densément ponctués. Le corps est revêtu d'une courte pilosité blanche couchée.



0 1 2 mm

**Figure 18**  
*Eurystylus bellevoeyi* (Reut.) imago, vue dorsale (d'après Delattre).

La tête est fortement déclive, plus large que longue. Le clypeus assez saillant se sépare du vertex. Le rostre et les antennes sont brun foncé. Le rostre atteint les hanches médianes. Les antennes sont beaucoup plus courtes que le corps. Le 1er article court et épais est un peu plus long que la tête vue de face ; le 2e est à peine épaissi et sa partie proximale est jaune, les 3e et 4e articles sont plus minces ; le 3e article est plus épais et un peu plus long que le 4e, sa base est blanche.

Le pronotum est fort, plus large à la base que long. L'anneau pronotal est de la largeur du 1er article de l'antenne. Le disque finement ridé est marqué de 2 points brun sombre. Les calli sont peu développés.

Le scutellum est bombé, finement ponctué, brun sombre à la base.

L'endocorie est brun sombre, avec quelques taches foncées sur la mésocorie. La membrane transparente présente des nervures noires.

Les pattes sont assez courtes et jaunes. Les tibias portent des épines courtes, fines et claires. Présence de 2 anneaux bruns avant l'extrémité des fémurs postérieurs. L'extrémité des tibias et le dernier article des tarsi sont brun foncé.

## AUTRES ESPECES D'*EURYSTYLUS* SIGNALEES SUR COTONNIER

DEEMING (1981) note *E. rufocunealis* Popp. au Nigéria. Cette espèce se distingue par son cuneus de couleur entièrement orange, alors qu'il est jaune à brun tacheté de noir chez *E. bellevoeyi*.

BARBOSA (1958) signale *E. capensis* (Dist.) du Mozambique. Cette espèce diffère des 2 précédentes par la partie apicale de la membrane brun sombre à noir, le reste de la membrane étant plus ou moins transparent.

## *PROBOSCIDOCORIS FULIGINOSUS* REUTER

### Distribution géographique

D'après POPPIUS (1912), c'est l'espèce de *Miridae* la plus abondante dans les parties équatoriales d'Afrique. En Ouganda, ODIAMBHO (1960) note que *P. fuliginosus* a été trouvé dans toutes les forêts prospectées ; ses larves ont été élevées sur *Caesalpinia sepiaria* et *Justicia flava*, les adultes ont été récoltés sur le cotonnier ainsi que sur de nombreuses autres plantes dont le fonio (*Eleusine coracana*), le niébé (*Vigna sinensis*), la patate douce (*Ipomoea batatas*), *Physalis minima* et *Solanum* sp. LINNAVUORI (1975) signale cette espèce dans les sous-bois de la forêt humide et des galeries forestières du sud du Soudan (région Equatoria). Elle est largement distribuée en Afrique de l'Ouest, Zaïre, Ethiopie et Afrique de l'Est. NONVEILLER (1984) note l'existence de *P. fuliginosus* à Madagascar. SYLVIE *et al.* (1989) le signalent au Tchad sur cotonnier.

### Description

*P. fuliginosus* est trapu (fig. 19), brun très foncé à noir mat, revêtu de poils fins jaunâtres sur la face dorsale, blancs sur la face ventrale. Il présente des taches jaunes plus ou moins étendues de part et d'autre du front, le long des yeux. Les lorae, la pointe du scutellum, la bordure apicale de la méso et de l'endocorie, la bordure distale de la mésocorie et l'extrémité du cuneus sont jaunes, la membrane brun noirâtre, les nervures et une petite tache derrière la pointe du cuneus blanc jaunâtre.

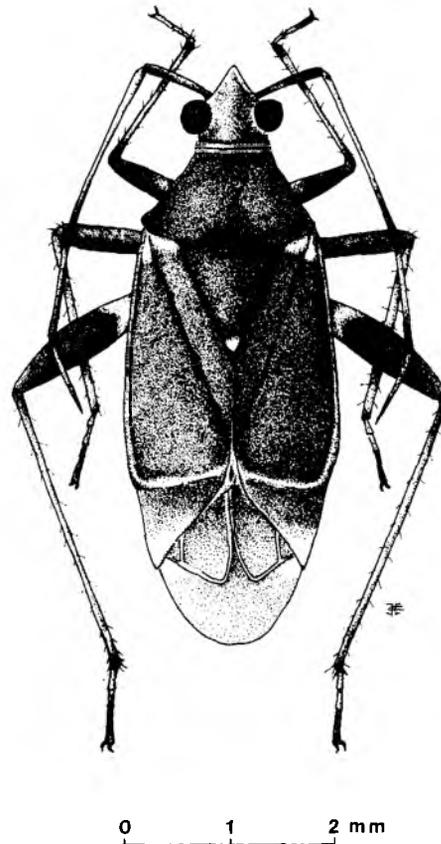
La tête est assez inclinée, plus longue que large, pointue en avant, le front légèrement bombé en avant, le vertex bordé en arrière. Le clypeus (vu latéralement) est élargi à l'extrémité distale. Les yeux assez gros, saillants, ne présentent pas de granulation. Le rostre jaune, assombri à son extrémité dépasse l'extrémité des métacoxae. Les antennes moins longues que le corps ont un 1er article brun foncé, épais dépassant largement l'extrémité de la tête, un article II jaunâtre, brun à sa partie apicale, mesurant un peu moins de 3 fois la longueur de I. Les articles III et IV sont brun foncé. La base de l'article II est jaune. L'ensemble des articles III et IV est plus court que l'article II. L'article III est plus long que le IV.

Le pronotum est plus large que long, sa bordure basale 2 fois plus large que la bordure antérieure. La bordure basale est largement arrondie, déprimée en son milieu. Le collier pronotal est de la largeur de l'article I des antennes. Le disque bombé est fortement incliné à l'avant, couvert de rides fines et serrées, et d'une ponctuation lâche. Le scutellum est à peine bombé, finement ridé transversalement.

Les hémélytres presque mats dépassent l'abdomen ; ils sont plus longs chez le mâle que chez la femelle. La cellule majeure de la membrane forme un angle aigu postérieurement.

Les coxae sont bruns à brun foncé ; les fémurs brun noirâtre ont leur partie basale jaune pâle plus longue chez les femelles que chez les mâles. Les tibias sont jaunes, rembrunis à leurs 2 extrémités, munis d'épines brunes. Les tarses sont jaunâtres, avec l'extrémité du 3e article brun foncé ; les griffes assez fortement courbées sont élargies en dent à leur base.

La longueur mesure de 4,5 à 6,2 mm et la largeur de 2 à 2,9 mm.



**Figure 19**  
*Proboscidoecoris fuliginosus* Reut. ♂, vue dorsale.

### TRIBU HYALOPEPLINI

Les *Miridae* de la tribu des *Hyalopeplini* diffèrent des *Mirini* par leurs hémélytres vitreux et transparents qui laissent voir le dessus des ailes postérieures et l'abdomen.

### HYALOPEPLUS

Les espèces du genre *Hyalopeplus* sont caractérisées par leur corps allongé et leurs endocorie et mésocorie sans nervures apparentes. Ceci les différencie des espèces de *Corizodolon* chez lesquelles le corps est trapu et les nervures visibles.

D'après PEARSON (1958), plusieurs espèces de *Hyalopeplus* sont associées au cotonnier. Par leur forme, leur taille et leur coloration elles ressemblent aux *Creontiades*. *H. rama* Kby. en Tanzanie se nourrit des boutons floraux et jeunes capsules de cotonnier. Cette espèce est signalée par DELATTRE (1958) à Madagascar sur tige jeune et feuille de cotonnier. *H. similis* Popp. a été récolté par le même auteur en Côte-d'Ivoire (cité par PEARSON). En République centrafricaine, une espèce de *Hyalopeplus* non déterminée cause des dégâts au cotonnier (PEARSON). Enfin DESCAMPS (1954) signale au Cameroun du nord un *Hyalopeplus* non déterminé, assez rare sur feuilles de cotonnier.

### **CORIZODOLON SEXLINEATUM DELATTRE**

DELATTRE (1949) a décrit *C. sexlineatum* de Côte-d'Ivoire (Bouaké), d'après des exemplaires capturés sur cotonnier. Il en donne la description suivante :

“ Conforme à la description du genre sauf pour l'apex du rostre qui dépasse nettement l'apex des hanches postérieures, et pour les antennes dont les articles ont les longueurs relatives suivantes :

*I* : 2,5 ; *II* : 7 ; *III* : 6 ; *IV* : 3,9.

*Les articles II, III, IV ont sensiblement le même diamètre. Une soie de chaque côté du front près des antennes.*

*Tête brun jaune, verdâtre à l'état frais, avec deux traits longitudinaux rougeâtres, en forme de parenthèses, sur le vertex. Yeux brun-noir, granuleux, saillants. Antennes brun pâle un peu rougeâtre, avec des zones rouge-brun au milieu et à l'apex de II et III. Rostre verdâtre, à l'apex brun-noir, luisant presque lisse, fortement rembruni vers le bord postérieur.*

*Thorax brun verdâtre, avec six lignes longitudinales brun-rouge réparties ainsi : deux lignes médianes assez rapprochées, une ligne de chaque côté du disque, près du bord externe, et une ligne sur le milieu des pleurites. Une tache noire dans l'angle postérieur externe du pronotum. Ecusson ridé transversalement luisant, brun-noir, sauf une ligne plus claire au centre, et une tache de chaque côté à la base.*

*Elytres transparents, à ponctuation nette, régulière, le cuneus lisse, l'aire costale vert clair sur le vivant, translucide à l'état sec, le bord commissural du clavus, surtout la base et l'apex, une tache sur le bord interne et postérieur de la corie, le bord antérieur du cunéus jusqu'à la fracture, la nervure de la grande cellule, de la membrane, bruns. Une tache en V sur les bords postérieurs interne et externe du cunéus, brun-rouge, de même la nervure postérieure de la petite cellule brun-rouge.*

*Pattes jaune pâle, fémurs tachés de rougeâtre, tibias II et III vert pâle, avec des épines et des microtriches noirs, l'apex des tarsi verdâtre.*

*Abdomen vert pâle avec des taches rouges étendues sur les sternites”.*

### **AUTRES ESPECES DE CORIZODOLON SIGNALÉES SUR COTONNIER**

TAYLOR (1945) note qu'une espèce non déterminée de *Corizodolon* est commune sur le cotonnier en Ouganda. En expérimentation au laboratoire, elle ne fait aucun dégât sur cette plante. Ses principales plantes-hôtes sont des légumineuses (*Fabaceae*) (*Crotalaria*, *Cajanus*, etc.).

## SOUS-FAMILLE PHYLINAE

Les principaux caractères des *Phylinae* sont :

- généralement 2 cellules sur la membrane de l'hémélytre ;
- le pronotum sans collier apical ;
- les parempodia sétiformes ;
- les griffes pourvues d'adunci.

### CAMPYLOMMA

#### Distribution géographique

Le genre *Campylomma* avec environ 70 espèces décrites comprend des insectes mesurant de 2 à 2,5 mm de long, dont une quinzaine sont connus d'Afrique ; les espèces suivantes ont été signalées sur cotonnier :

- *C. nicolasi* Put. et Reut., en Egypte, Soudan, Grèce, Crimée, Italie ;
- *C. angustior* Popp. (syn. *C. longicornis* Odh.), au Nigéria, Cameroun, République centrafricaine, Ouganda, Afrique orientale ;
- *C. plantarum* Ldg. (syn. *C. subflava* Odh), au Nigéria, Togo, Cameroun, Mali, République centrafricaine, Ouganda, Kenya, Ethiopie, Arabie ;
- *C. unicolor* Popp., au Sénégal, Tchad, Mali, Cameroun, Somalie, Ethiopie.

LINDBERG (1958) a identifié cette espèce (spécimens des îles du Cap-Vert) à *C. livida* Reut. 1884, espèce connue d'Australie, Océanie et sud-est de l'Asie. Si cette identification est correcte, elle aurait la priorité sur *C. unicolor* Popp. (LINNAVUORI, 1975).

L'inventaire des *Campylomma* est encore incomplètement connu, il est probable que de nombreuses espèces, par suite de leur petite taille, n'ont pas été correctement identifiées. Une clé des espèces africaines a été donnée par LINNAVUORI (1975).

#### Description

##### *Campylomma plantarum* Lindberg (fig. 20)

Sa forme est ovoïde allongée ; sa longueur mesure 2,3 à 2,5 mm et sa largeur 0,9 à 1 mm.

La couleur générale est jaune pâle. Le corps est couvert d'une fine pilosité claire et de poils noirs plus longs et couchés sur le bord de la corie, l'embolium et le cunéus.

La tête est verticale très courte, un peu plus large (0,65 mm) que le bord antérieur du pronotum. Les antennes sont jaune pâle, de longueur environ la moitié de celle du corps. Le 1er article est noir, sauf ses 2 extrémités claires ; longueur 0,11 mm. Le 2e est noir sur son tiers proximal chez la femelle, entièrement noir chez le mâle et plus épais que chez la femelle. Chez celle-ci, il s'épaissit légèrement vers l'extrémité distale ; longueur 0,55 mm. Le 3e article plus mince mesure 0,37 mm. Le 4e article plus mince que le 3e mesure 0,15 mm. Ces 2 derniers articles sont plus courts que le 2e. Les yeux sont lisses, non saillants.

L'espace interoculaire est plus grand chez la femelle que chez le mâle. Les yeux du mâle sont plus grands. Le rostre s'étend jusqu'aux hanches postérieures.

Le pronotum de largeur 0,82 mm à la base et de longueur 0,42 mm est environ 2 fois plus large que long, fortement rétréci en avant, avec les côtés légèrement arrondis, la bordure basale presque droite. Les calli ne sont pas discernables ; disque bombé.

Le scutellum est plus large que long, sa base couverte par le disque du pronotum.

L'angle apical de la cellule majeure de la membrane des hémélytres est assez largement arrondi.

Les fémurs et tibias sont pâles ; les tibias sont pourvus de fortes épines implantées dans les points noirs. Les fémurs postérieurs fortement dilatés portent de grosses taches rondes caractéristiques.

Les larves sont semblables à l'adulte dans leur forme, avec des yeux rouges brillants dans les premiers stades.

#### Autres espèces de *Campylomma* signalées sur cotonnier

Les autres espèces de *Campylomma* peuvent être différenciées de *C. plantarum* par la coloration des articles de l'antenne (fig. 21), et par les caractères des genitalia des mâles (fig. 22).

### Comportement et dégâts

Les dégâts causés aux cotonniers par ces insectes ressemblent à ceux de *Taylorilygus vosseleri* (planche II, photographie 4). Ils s'attaquent aux tissus succulents des jeunes feuilles, les piqûres apparaissent comme une moucheture lorsque les feuilles se déploient ; si les perforations sont nombreuses, elles tendent à devenir coalescentes, la feuille prend l'aspect de la frisolée due aux *Lygus*. On note aussi des déformations de la marge foliaire et une crispation caractéristique du limbe. Ces dégâts sont associés à la chute des très jeunes boutons floraux causant une baisse de récolte (BAILLIE, 1953) ; la croissance de la plante n'est pas arrêtée.

Dans le nord du Nigéria, DEEMING (1981) note la présence de 2 espèces de *Campylomma* : *C. plantarum* (= *C. subflava*) et *C. angustior*. La première est plus commune au moment de la floraison et serait responsable de la plus grande part des dégâts en relation avec l'abscission des boutons floraux. Une 3e espèce, *C. citrinella* Odh., est signalée occasionnellement sur cotonnier par cet auteur.

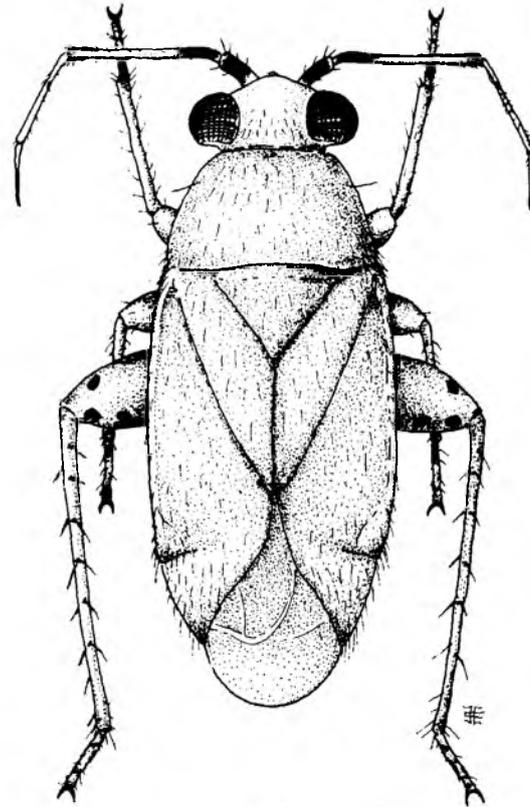
En République centrafricaine, des observations faites pendant une douzaine d'années nous ont montré l'apparition des premières larves de *Campylomma* spp. dès la fin août (cotonniers semés la 2e quinzaine de juin). Les populations atteignent leur maximum la 2e quinzaine d'octobre dans la zone centrale cotonnière (Bambari) pour disparaître à la mi-novembre ; dans la zone nord-ouest (Bossangoa), la population atteint son maximum entre la fin octobre et la 2e quinzaine de novembre, pour s'éteindre en décembre.

D'après TAYLOR (1945), *Campylomma* se nourrit sur les inflorescences et les graines immatures de sorgho, d'*Eleusine*, du maïs, du ricin, des *Cupressus*, *Cajanus* et *Abutilon*.

En Egypte, *C. nicolasi* est très abondant sur cotonnier, sa population démarre lentement en avril et mai pour atteindre une pointe importante dans les premiers jours de juin (ABUL-NASR et SAMY, 1967).

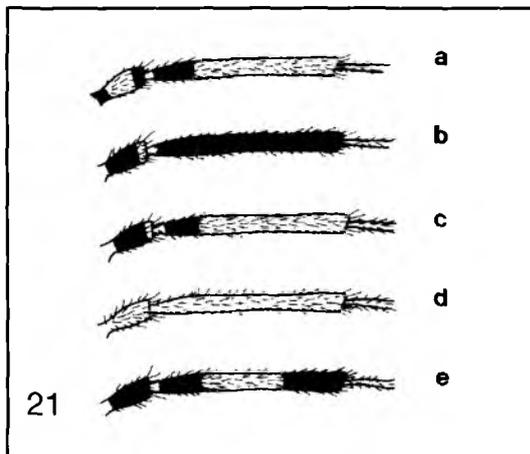
Au Nigéria, les larves ont été récoltées sur les plantes à fibres : *Urena lobata*, *Hibiscus cannabinus* et *H. sabdariffa*, sur des légumineuses *Vigna unguiculata*, *Phaseolus aureus* et sur le sorgho, ces deux dernières plantes étant les plus recherchées par l'insecte. Les dégâts sur *Vigna* sont très semblables à ceux observés sur le cotonnier (frisolée). Les cultures extensives de cotonniers semblent favoriser les grandes populations de *Campylomma*, alors que les petites superficies entremêlées de plantes-hôtes plus favorables ne peuvent être que légèrement attaquées.

Au Congo, dans la région du Niari, adultes et larves sont extrêmement abondants certaines années sur le pois d'Angole.

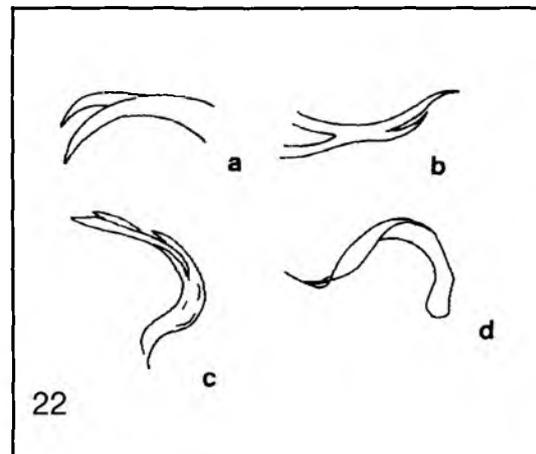


20

0 0.5 1 mm



21



22

Figure 20  
*Campylomma plantarum* Ldg. ♀, vue dorsale.

Figure 21  
*Campylomma* spp., articles I et II de l'antenne : a, *C. unicolor* ♂ ; b, *C. plantarum* ♂ ; c, *C. plantarum* ♀ ; d, *C. angustior* ♂ ; e, *C. citrinella* ♀. (b, c, d, e, d'après Deeming).

Figure 22  
*Campylomma* spp., apex de la vésica : a, *C. impacta* ; b, *C. citrinella* ; c, *C. angustior* ; d, *C. plantarum*. (a, b, c, d'après Linnavuori).

En Australie au Queensland (BISHOP, 1980), *C. livida* Reut. est à la fois prédateur d'autres insectes (oeufs d'*Heliothis* spp.) et phytophage. Il serait responsable de 20 % de pertes des boutons floraux de taille inférieure à 5 mm.

### Moyens de lutte

En l'absence de protection phytosanitaire, la chute quasi totale des jeunes boutons floraux peut être un facteur de perte de production d'autant plus important que le phénomène de compensation n'intervient plus à l'époque d'apparition des *Campylomma*. Les traitements insecticides appliqués pendant la période de floraison et de formation des capsules contre les chenilles carpophages et les *Dysdercus* spp. réduisent considérablement les populations de *Campylomma* et font considérer ces insectes comme des déprédateurs mineurs du cotonnier.

Dans des tests d'attractifs chimiques en plein champ, RADWAN *et al.* (1985) ont montré l'intérêt du composé (E)-7-Decan-2-1 utilisé dans les pièges à glu pour des programmes de surveillance de *Campylomma nicolasi* en Egypte.

### **STENOCAPSUS LEUCOCHILUS (REUTER)** (= **STHENARUS LEUCOCHILUS REUTER**)

La présence de *Sthenarus leucochilus* Reut. est signalée par LEROY (1936) à la station agricole de Bambesa (Zaïre). TAYLOR (1945) note que 2 espèces non identifiées de *Sthenarus* sont communes sur cotonnier ainsi que sur diverses légumineuses en Ouganda. Aucun de ces auteurs ne constate de dégâts sur cotonnier. PEARSON (1958) ajoute que *S. leucochilus* a été également rapporté de Côte-d'Ivoire, et que les espèces d'Ouganda sont parasitées par un *Braconidae* : *Euphoriella marica* Nixon, différent de l'espèce s'attaquant à *Taylorilygus vosseleri*. DELATTRE (1973) indique que les *Sthenarus* détruisent les oeufs ou les larves de *Bemisia tabaci* (*Aleyrodidae* nuisible au cotonnier).

Pour LINNAVUORI (1975), les espèces africaines décrites dans le genre *Sthenarus* doivent être rapportées soit au genre *Stenocapsus* Bergroth, soit au genre *Psallomimus* Wagner, mais pas à *Sthenarus* Fieber, genre dont l'existence est douteuse en Afrique. Le genre *Alluaudiella* décrit par Poppius est synonyme de *Stenocapsus* Bergroth. L'espèce *leucochilus* Reuter 1905 doit se rattacher au genre *Stenocapsus* et se nommer *Stenocapsus leucochilus* (Reut.).

*Stenocapsus leucochilus* est largement distribué : des îles du Cap-Vert à l'Afrique orientale, ainsi qu'aux îles de l'océan Indien (Seychelles, Madagascar, la Réunion).

### Description

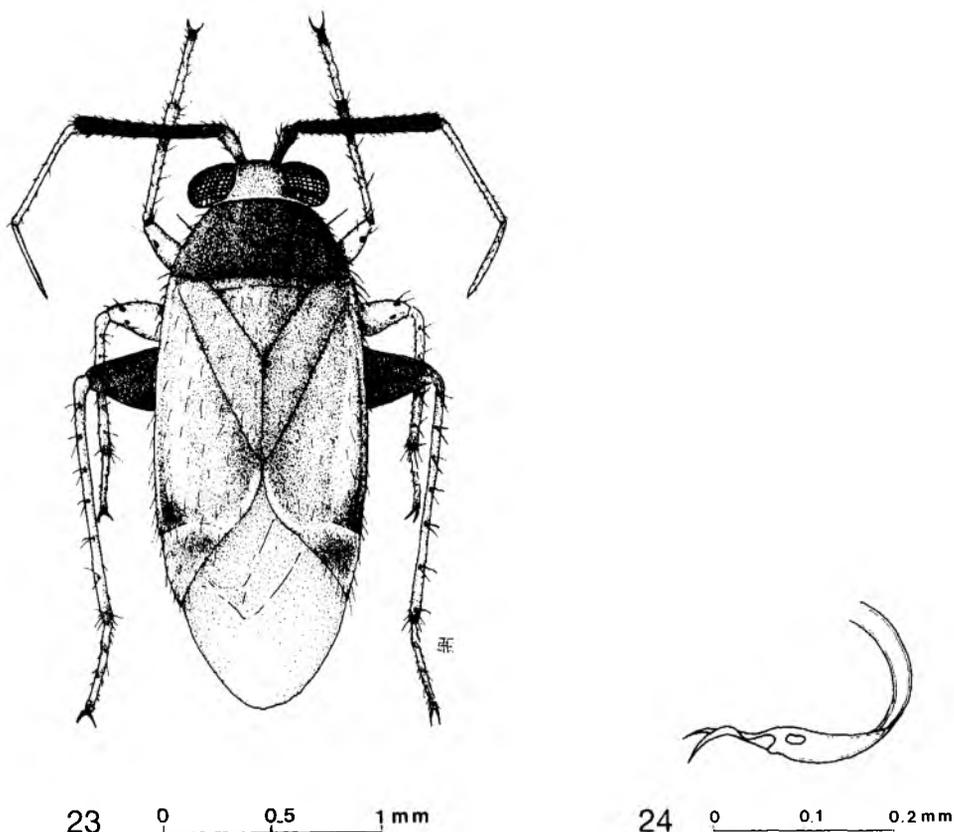
L'adulte ressemble par la taille aux *Campylomma* spp., mais à côtés plus parallèles (fig. 23). De teinte générale noire à brun-noir, il est couvert d'une pilosité claire couchée et de poils longs et semi-érigés.

La tête est courte noire et le vertex brun clair dans sa partie postérieure contigüe au pronotum ; le clypeus plat, non saillant est bien séparé des genae et des lorae, non visible de côté. Les yeux sont rouge violacé. Les articles I et II des antennes sont noirs, épais. L'article II s'élargit de la base au sommet, lequel est d'un diamètre supérieur à l'extrémité des métatibias, et densément couvert de poils noirs courts semi-érigés. Les articles III et IV sont minces, jaune pâle. Les dimensions respectives pour la femelle ou le mâle sont indiquées au tableau 5.

TABLEAU 5

#### ***Stenocapsus leucochilus*, dimensions des éléments de la tête.**

| Éléments           | Dimensions (mm) |      |
|--------------------|-----------------|------|
|                    | ♀               | ♂    |
| Largeur de la tête | 0,65            | 0,70 |
| Diamètre de l'oeil | 0,20            | 0,23 |
| Vertex             | 0,25            | 0,22 |



**Figure 23**  
*Stenocapsus leucochilus* (Reut.) ♂, vue dorsale.

**Figure 24**  
*Stenocapsus leucochilus* (Reut.) ♂, vésica.

Les articles des antennes mesurent : I 0,17 mm, II 0,62 mm, III 0,42 mm, IV 0,32 mm.

Le rostre atteint les hanches postérieures.

Le pronotum est brun de poix à noir, avec des angles postérieurs bien marqués, des côtés à peine convexes, une ponctuation lâche peu prononcée. Il est recouvert d'une pilosité claire éparse et de poils noirs plus serrés sur les côtés. La largeur mesure à la partie antérieure 0,50 mm et postérieure 0,81 mm ; le disque mesure 0,32 mm de long.

Le scutellum brun foncé à noir, avec sa partie basale découverte, mesure 0,45 mm de large et 0,32 mm de long.

Les clavus et mésocorie brun clair laissent voir l'abdomen par transparence. Les exocorie et cunéus sont d'un brun plus foncé ; le cunéus est blanc jaunâtre en bordure de l'exocorie et de la mésocorie ainsi qu'à sa pointe postérieure.

Les hémélytres sont revêtus d'une pilosité peu dense de poils clairs longs et couchés, sauf sur la bordure extérieure de l'exocorie (embolium) où les poils noirs semi-érigés sont longs et assez denses. Ils dépassent largement l'extrémité de l'abdomen chez le mâle, un peu moins chez la femelle.

La membrane brun pâle, légèrement enfumée, assez transparente porte une tache jaunâtre un peu avant l'extrémité du cunéus.

Les pattes sont jaune pâle, sauf les hanches ainsi que les fémurs postérieurs brun foncé à noir. Présence de deux taches circulaires sombres à l'extrémité distale des fémurs I et II. Les fémurs postérieurs sont

courts et larges en leur milieu. Des épines noires sur les tibias, deux fois aussi longues que l'épaisseur de ceux-ci, s'élèvent à partir de points noirs. Pour les tarsi, l'article I est court, les II et III sont sensiblement égaux, plus longs que le I.

L'abdomen est noir brillant. Le segment génital mâle est fortement incurvé sur la gauche ; la vésica longue, spiralée se termine par deux processus chitineux subégaux (fig. 24).

La longueur du mâle est 2,40 mm et la largeur 0,92 mm.

La larve (LEROY, 1936) vert-jaune est plus trapue que celle de *Deraeocoris* ou de *Taylorilygus*. Elle ne possède pas de tache rouge sombre à l'extrémité de l'abdomen. Ses tibias postérieurs sont pourvus d'épines noires.

## Biologie

En Centrafrique, nous avons récolté les larves et adultes de cette espèce sur les cimes de cotonniers, de mi-août à fin novembre. L'espèce est assez commune certaines années en septembre et octobre, rare ou absente d'autres années.

Aucune observation précise n'a été faite sur le comportement de l'insecte.

## ***TYTTHUS PARVICEPS* (REUTER)**

### Distribution géographique

Cette espèce est rarement récoltée sur cotonnier. ABUL-NASR et SAMY (1967) l'ont capturée en Egypte, DEEMING (1981) la signale sur cotonnier au Nigéria. Elle existe au Cameroun (collection CIRAD, récolte RENOUE, 1983) et au Togo (collection CIRAD, récolte POUTOULI, 1990).

LINNAVUORI (1975) au Soudan a récolté *Tytthus parviceps* dans de nombreuses stations sur différentes cypéracées des berges et marais. C'est une espèce inter-tropicale.

### Description

Le corps gracile, élancé, brillant est couvert d'une pilosité claire peu dense.

La tête noire est marquée sur le vertex de 2 taches jaunes contigües au bord interne des yeux, plus ou moins étendues vers la base des antennes. Les yeux sont sombres. La largeur de la tête mesure 0,6 mm, le diamètre de l'oeil 0,16 mm, le vertex 0,29 mm. Les antennes sont noires ; l'article I a de petites taches jaunes aux 2 extrémités ; l'article II est couvert d'une pubescence dense semi-érigée ; les articles III et IV sont brun foncé. Les 2 premiers articles sont épais, les 3e et 4e légèrement épaissis au sommet. La longueur des articles mesure chez le mâle : I 0,28 mm, II 0,87 mm, III 0,52 mm, IV 0,50 mm. L'extrémité du rostre est rembrunie.

Le pronotum noir a des côtés légèrement concaves. Des taches jaunes à brun-orangé sur les calli s'étendent plus ou moins aux côtés du pronotum. La largeur du pronotum mesure 0,78 mm et la longueur 0,32 mm.

Le scutellum est noir et sa base visible ; sa largeur mesure 0,50 mm et sa longueur 0,42 mm.

Les hémélytres transparents s'étendent bien au-delà de l'abdomen.

Les pattes brun pâle portent une tache foncée sur les fémurs près des tibias. Les épines des tibias postérieurs sont plus longues que l'épaisseur des tibias.

L'abdomen est jaunâtre à sa face ventrale, brun pâle sur les côtés, le dernier segment abdominal noir.

La longueur mesure 2,7 mm et la largeur 0,9 mm.

## SOUS-FAMILLE DICYPHINAE

Les *Dicyphinae* sont caractérisés par :

- la membrane de l'hémélytre pourvue de 2 cellules ;
- les adunci prenant naissance sur le bord inférieur des griffes ;
- les parempodia sétiformes ;
- l'anneau apical du pronotum bien visible et convexe ;
- les hémélytres transparents, verdâtres ou grisâtres ;
- l'article III des tarsi jamais plus épais que les autres.

### ***CYRTOPELTIS (NESIDIOCORIS) TENUIS REUTER***

#### **Distribution géographique**

Cette espèce, synonyme d'*Engytatus tenuis* Reut., est citée par ABUL-NASR et SAMY (1967) comme fréquente certaines années sur cotonnier en Egypte (Giza). Elle ne semble pas se reproduire sur cette culture. Elle est rapportée prédatrice de petits insectes. SCHMUTTERER (1969) signale *Cyrtopeltis tenuis* en tant que ravageur de la tomate et autres solanées, de cucurbitacées (melon) et de nombreuses plantes cultivées et hôtes sauvages dans le nord et le centre du Soudan. Son aire de répartition est connue d'Australie, d'Asie (sud-est, sud et ouest), du Proche-Orient, Méditerranée orientale, d'Afrique du Nord et du nord-est et des Indes occidentales. LINNAVUORI (1975) a capturé *C. tenuis* au Soudan (région centrale et région méridionale) ; il considère cette espèce comme synonyme de *Cyrtopeltis (Nesidiocoris) ebaeus* décrite par ODHIAMBO (1960) d'Ouganda, récoltée sur *Gynandropsis (Capparidaceae)*.

#### **Description**

Le corps est verdâtre élancé. La tête plate a une couleur verdâtre. Les yeux brun foncé sont séparés de la marge antérieure du pronotum par une distance d'environ l'épaisseur du 2<sup>e</sup> article de l'antenne. Les antennes brunes ont un 1<sup>er</sup> article et la base des articles suivants brun foncé. Les hémélytres sont plus ou moins transparents, blanc nacré avec des marques brunes à la fracture cunéale ; les nervures de la membrane sont brun foncé. Les pattes sont minces, blanc verdâtre, les extrémités des tibia et des tarsi brun foncé. L'abdomen est vert clair.

La longueur mesure 3 à 3,5 mm.

## SOUS-FAMILLE DERAEOCORINAE

Les *Deraeocorinae* sont caractérisés par :

- la membrane de l'hémélytre pourvue de 2 cellules ;
- le pronotum muni d'un anneau apical distinct ;
- les griffes portant à leur base un tubercule ou une dent ;
- les parempodia sétiformes.

### ***DERAEOCORIS (PHAEOCAPSUS) OCULATUS REUTER***

*Deraeocoris oculatus*, espèce commune sur le cotonnier et sur de nombreuses autres plantes, joue un rôle très actif comme prédateur de pucerons, de cicadelles (*Empoasca* spp.) et de larves de *Miridae* (*Taylorilygus* et *Megacoelum* entre autres).

Une trentaine d'espèces de *Deraeocoris* sont connues d'Afrique et de Madagascar, dont 21 cataloguées par CARVALHO (1957), les autres décrites postérieurement par LINNAVUORI (1975) et différents auteurs. Au moins 3 espèces sont signalées sur cotonnier : *D. oculatus* Reut., sans doute la plus fréquente en Afrique intertropicale, *D. martini* (Put.) du Soudan, également présente en Egypte, et *D. ostentans* (Stål) du Ghana, Zaïre, Tanzanie et Madagascar. Ces 3 espèces appartiennent au sous-genre *Phaeocapsus* Wagner.

### **Description**

**Adulte** (fig. 25)

A première vue, *Deraeocoris oculatus* est souvent confondu avec *Taylorilygus vosseleri* par la taille, la couleur générale et la forme du corps ; il en diffère par la forme de la tête plus étroite, les yeux très saillants, les nervures de la membrane fortement colorées.

La longueur mesure chez le mâle 3,9 mm (3,7 à 4,2) et chez la femelle 4,2 mm (4,1 à 4,3).

Le corps ovale allongé est assez brillant. Présence d'une ponctuation profonde et assez dense sur le pronotum et l'endocorie (clavus), moins marquée sur le mésocorie et l'exocorie (embolium). Le scutellum, sauf les côtés contigus au clavus et parfois une ligne médiane longitudinale plus claire, l'extrémité du clavus, de la corie et de l'embolium en bordure de la fracture cunéale, ainsi que la pointe du cuneus sont brun sombre. La membrane est jaunâtre avec des nervures larges et brunes. Les antennes sont jaunes, sauf la partie distale du 2e article noire sur 1/5 de sa longueur ; les 3e et 4e articles sont brun jaunâtre. Les pattes jaunes ont un anneau brun sur les fémurs postérieurs juste après leur moitié. Les articles III des métatarses sont rembrunis. Parfois 3 taches brun-noir se trouvent de part et d'autre et entre les calli du pronotum.

La tête est fortement déclive, plus large que longue vue de face ; plus large chez le mâle (0,86 mm) que chez la femelle (0,77 mm). Les yeux fortement saillants et granuleux sont plus gros chez le mâle (0,30 mm) que chez la femelle (0,21 mm). La largeur du vertex chez le mâle (0,26 mm) est inférieure à celle de la femelle (0,35 mm). Le rostre s'étend jusqu'aux hanches postérieures, le 1er article dépasse à peine la base de la tête. Le clypeus saillant est plus sombre dans sa partie proximale, il est bordé latéralement d'un trait noir.

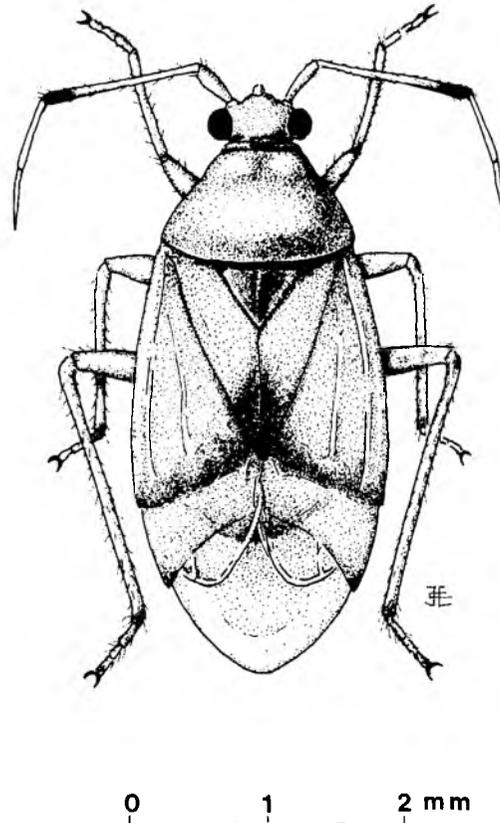


Figure 25  
*Deraeocoris oculatus* Reut. ♀, vue dorsale.

Les antennes sont minces, leur 2e article légèrement épaissi à la partie distale, un peu plus long chez le mâle que chez la femelle (tabl. 6).

La bordure postérieure du pronotum largement arrondie mesure moins de 2 fois la longueur du disque, la bordure antérieure les 3/5 de cette longueur. Les côtés sont presque droits. Les calli convexes se rejoignent et n'atteignent pas les côtés du pronotum. Le disque est assez convexe et déclive.

Le scutellum est bombé et lisse.

Les pattes sont couvertes de soies longues, semi-érigées et denses. Le 1er article du métatarse est 1/4 plus long que le 2e ; le 3e environ la moitié plus long que le 2e. Les griffes portent une petite dent bien visible à leur base.

#### Stades larvaires

La larve un peu allongée, de couleur verte à vert bleuâtre est caractérisée par la présence de plusieurs rangs d'épines sur le dos et d'une remarquable tache rouge sombre à l'extrémité de l'abdomen la différenciant de celle de *Taylorilygus vosseleti*. La longueur aux différents stades est : I 1,2 mm, II 1,8 mm,

TABLEAU 6  
*D. oculatus*, longueur des articles des antennes.

| Sexe | Longueur (mm) des articles |      |      |      | Longueur totale |
|------|----------------------------|------|------|------|-----------------|
|      | I                          | II   | III  | IV   |                 |
| ♂    | 0,42                       | 1,28 | 0,60 | 0,53 | 2,83            |
|      | 0,42                       | 1,17 | 0,59 | 0,50 | 2,68            |

III 2,2 mm, IV 2,9 mm, V 3,6 mm (LEROY, 1936). Les fourreaux alaires sont visibles dès le 3e stade ; au 5e stade, ils atteignent le 4e segment de l'abdomen et sont marqués de sombre. L'abdomen est veiné de rouge.

### Caractères des espèces voisines

*Deraeocoris (Phaeocapsus) ostentans* (Stål) : sa couleur est brun sombre à noire ; le scutellum jaune et une bande médiane jaune sur la tête et le thorax. Les antennes sont brun-noir, le milieu du 2e article jaune chez la femelle.

*Deraeocoris (Phaeocapsus) martini* (Puton) : ses antennes sont plus courtes que chez *D. oculatus* ; les articles III + IV sont 1/3 à 1/4 plus longs que II. Le vertex chez le mâle n'est pas plus étroit que le diamètre de l'oeil.

### Comportement

Les femelles pondent dans les sommités des cotonniers. En présence de feuilles seules de cotonnier, les larves meurent avant d'atteindre le stade adulte (LEROY, 1936) ; quelques rares larves atteignent le stade adulte, si on leur fournit de l'eau sucrée. Mais en présence de feuilles de cotonnier chargées de larves de *Lygus*, *Empoasca* ou pucerons, les élevages réussissent.

Les observations de CHINAJARIYAWONG et HARRIS (1987) sur *D. signatus* Distant trouvé sur cotonnier dans l'est de l'Australie démontrent aussi ce besoin de proies vivantes. Les larves meurent en 3 jours si elles sont mises en présence seulement de cîmes ou de boutons floraux de cotonnier, mais se développent en adultes lorsqu'elles disposent en plus d'*Aphis gossypii* ou seulement de celui-ci. Les adultes nourris avec des pucerons et des cîmes ou boutons floraux de cotonnier vivent 9 jours de plus que ceux mis en présence de cîmes ou boutons floraux sans pucerons. Seules les femelles alimentées avec des pucerons produisent des oeufs. On ne constate pas ici non plus de dégât commis sur le cotonnier par cette espèce de *Deraeocoris*.

### Cycle vital

Le cycle vital de *D. oculatus* comprend 23 jours pour les stades larvaires ; il dure 35 jours en tout de la ponte à l'adulte (tabl. 7).

### Evolution des populations sur le cotonnier

En Centrafrique, suivant les années, les captures de *D. oculatus* au filet-fauchoir ou par examen des cîmes de cotonniers sont plus ou moins abondantes. Nous avons rencontré le plus grand nombre de larves de fin octobre à fin novembre, mais elles sont déjà présentes début septembre.

TABLEAU 7

***D. oculatus*, durée et étapes du cycle vital.  
D'après LEROY (1936).**

| Etapes               |     | Durée<br>(jours) |
|----------------------|-----|------------------|
| Incubation de l'oeuf |     | 12               |
| Stade                | I   | 4                |
|                      | II  | 4                |
|                      | III | 4                |
|                      | IV  | 5                |
|                      | V   | 6                |

**LISTE DES *MIRIDAE* SIGNALES SUR LE COTONNIER  
EN AFRIQUE ET A MADAGASCAR**

**Sous-famille *Bryocorinae***

**Tribu *Monaliini***

*Helopeltis*

*schoutedeni* Reuter  
*bergrothi* Reuter  
*lalandei* (Carayon)  
*westwoodi* (White)

**Tribu *Odoniellini***

*Chamopsis*

*tuberculatus* (Distant)

**Sous-famille *Mirinae***

**Tribu *Mirini***

*Creontiades*

*pallidus* (Rambur)  
*elongatus* (Lethierry)  
*rugicollis* Poppius

*Megacoelum*

*apicale* Reuter  
*scutellare* Poppius  
*hottentotum* Stål  
*pellucens* Puton (= *M. persimile* Reuter)  
*variabile* Poppius

*Taylorilygus*

*vosseleri* (Poppius)  
*virens* (Taylor)  
*ricini* (Taylor)  
*simonyi* (Reuter)  
*nairobiensis* (Poppius)  
*notatus* (Taylor)  
*cupressus* (Taylor)  
*pallidulus* (Blanchard) (= *Lygus apicalis* Fieb.)

*Eurystylus*

*bellevoyei* (Reuter)  
*capensis* Distant  
*rufocunealis* Poppius

*Proboscidocoris*

*fuliginosus* Reuter

*Phytocoris* sp. aff. *rubrolineatus* Poppius

*Stenotus affinis* Poppius

*Charagochilus* (*Nyodochilus*)

*vittatus* (Reuter) (= *C. punctigerus* Odhiambo)

**Tribu *Stenodimini***

*Trigonotylus*

*pallidicornis* Reuter

**Tribu *Hyalopeplini***

*Hyalopeplus*

*rama* (Kirby)  
*similis* Poppius

*Corizodolon*  
*sexlineatum* Delattre  
*Pleurochilophorus*  
*subhyalinus* Poppius (= *P. rufolineatus* Odhiambo)

#### Sous-famille *Orthotylinae*

##### Tribu *Halticini*

*Halticus*  
*tibialis* Reuter

##### Tribu *Orthotylini*

*Zanchius*  
*breviceps* (Wagner)

*Cyrthorhinus*  
*viridis* Linnavuori  
*parviceps* Reuter, voir *Tytthus parviceps* (Reuter)

#### Sous-famille *Phylinae*

##### Tribu *Phylini*

*Campylomma*  
*nicolasi* Puton et Reuter  
*angustior* Poppius (= *C. longicornis* Odhiambo)  
*plantarum* Lindberg (= *C. subflava* Odhiambo)  
*unicolor* Poppius (= *C. livida* Reuter)  
*citrinella* Odhiambo

*Stenocapsus*  
*leucochilus* (Reuter) (= *Sthenarus sordidus* Odhiambo)

*Psallus* sp.

*Paramixia*  
*suturalis* Reuter

##### Tribu *Leucophoropterini*

*Tytthus*  
*parviceps* (Reuter)

#### Sous-famille *Dicyphinae*

##### Tribu *Dicyphini*

*Campyloneuroopsis* sp.  
*Cyrtopeltis* (Nesidiocoris)  
*tenuis* (Reuter) (= *C. (N.) ebaeus* Odhiambo)

#### Sous-famille *Deraeocorinae*

##### Tribu *Deraeocorini*

*Deraeocoris* (*Phoeocapsus*)  
*oculatus* Reuter (= *D. fulleborni* Poppius)  
*ostentans* (Stål)  
*martini* (Puton)

*Deraeocoris* (*Camptobrochis*)  
*serenus* Douglas et Scott

PLANCHE I

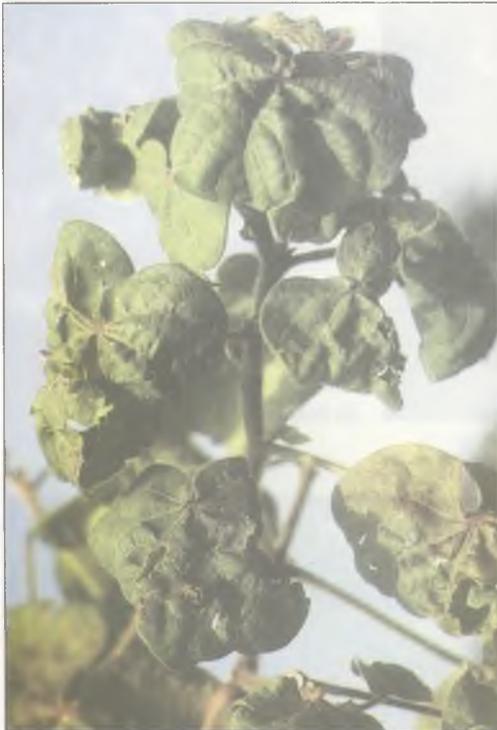


Photographie 1  
Chancres sur tiges causés  
par *Helopeltis schoutedeni*.



Photographie 2  
Piqûres d'*H. schoutedeni* le long des nervures  
sur la face inférieure de la feuille.

Photographie 3  
Feuilles en "griffes".



Photographie 4  
Chancres sur une capsule causés  
par *H. schoutedeni*.

Photographie 5  
Chancres causés par  
*H. schoutedeni* sur une capsule  
et ouverture prématurée  
de celle-ci.





1



2



3

Photographies 1, 2 et 3  
Dégâts de *Taylorilygus*  
*vosseleri* sur des feuilles  
du bouquet terminal.

4



Photographie 4  
Dégâts de *Campylomma* sp.  
sur des feuilles  
du bouquet terminal.

## REMERCIEMENTS

Nous remercions Messieurs J-M. MALDES du laboratoire de faunistique et de taxinomie d'avoir mis à notre disposition le matériel provenant des collections du CIRAD, ainsi que B. BAGAYOKO (station de N'Tarla, Mali) et POUTOULI (station d'Anié-Mono, Togo) qui nous ont très aimablement adressé des imagos et larves de mirides du cotonnier.

H. MERLIER du laboratoire de malherbologie a bien voulu revoir et compléter la synonymie et les noms d'auteurs des plantes-hôtes des mirides du cotonnier (tableau 1), nous lui en sommes vivement reconnaissant.

Les photographies illustrant les planches ont été sélectionnées par J-P. BOURNIER dans la photothèque de l'IRCT, nous l'en remercions. Les auteurs en sont J. CAUQUIL, P. MENOZZI et P. SILVIE.

J-C. CADOU a apporté son talent de dessinateur à la réalisation des figures illustrant le texte, nous l'assurons de toute notre gratitude.

R. COUILLOUD et J-P. MALDES nous ont fait l'amitié de relire le manuscrit, nous leur en sommes reconnaissant et les remercions pour les remarques dont ils nous ont fait part.

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- ABUL-NASR S., SAMY O., 1967. - Seasonal population of Hemiptera-Homoptera infesting cotton plants in Egypt. *Bull. Soc. Entomol. Egypte*, 51, 105-124.
- APPERT J., 1967. - Les insectes nuisibles aux cultures de Madagascar (Notes techniques). *IRAT, Bull. Agron.*, n° 22, extraits d'*Agron. Trop.*, 1967, n° 2, 5 et 9.
- BAILEY J.C., SCALES A.L., MEREDITH Jr W.R., 1984. - Tarnished plant bug (Heteroptera : *Miridae*) nymph numbers decreased on caged nectariless cottons. *J. Econ. Entomol.*, 77, 1, 68-69.
- BAILLIE A.F.H., 1953. - Entomology, Northern Nigeria. Progress report of the experimental stations 1951-52. *Emp. Cott. Grow. Corp.*, 11-25.
- BARBOSA A.J., 1958. - O complexo de capsídeos do algodoeiro em Moçambique. Centro de Investigação científica algodoeira. *Memorias e Trabalhos*, 33, 15 p.
- BENEDICT J., LEIGH T., HYER A., 1976. - Host plant resistance in cotton to *Lygus* bugs and other insect pests. *Proc. West. Cotton Prod. Conf.*, Fresno Calif., February 24, 25, 27.
- BISHOP A.L., 1980. - The potential of *Campylomma livida* Reut. and *Megacoelum modestum*. Dist. to damage cotton in Queensland. *Austr. J. Exp. Agric. Anim. Husb.*, 20, 103, 229-233.
- CADOU J., 1955. - Stations de Bambari et de Bossangoa. Rapport d'entomologie, campagne 1954-55. *Doc. IRCT*, ronéotypé (non publié), 88 p.
- CADOU J., KAMMACHER P., 1952. - Essai d'interprétation des résultats d'un essai comparatif de variétés de coton par l'influence combinée de deux parasites : *Lygus vosseleri* Popp. (Heter., *Capsidae*) et *Empoasca* sp., (Hom., Jass.). *Coton Fibres Trop.*, 7, 2, 273-285.
- CARAYON J., 1949. - *Helopeltis* (Hem., *Miridae*) nouveaux nuisibles aux quinquinas en Afrique française. *Bull. Mus. Nat. Hist. Nat.*, 2e sér., 21, 5, 558-565.
- CARAYON J., 1977. - Caractères généraux des Hémiptères *Bryocorinae*. In : Les mirides du cacaoyer. Lavabre E.M., *IFCC, Maisonneuve et Larose*, Paris, 13-34.
- CARAYON J., DELATTRE R., 1948. - Les *Helopeltis* (Hem., *Heteroptera*) nuisibles de Côte-d'Ivoire. *Rev. Path. Vég. Entomol. Agric. Fr.*, 27, 4, 185-194.
- CARVALHO J.C.M., 1955. - Keys to the genera of *Miridae* of the world (Hemiptera). *Bol. Museu Paraense Emilio Goeldi*, 11, 2, 151 p.
- CARVALHO J.C.M., 1957. - Catalogo dos Miridos do Mundo I. *Arq. Mus. Nac.*, Rio de Janeiro, 44, 1-158.

- CARVALHO J.C.M., 1959. - Catalogo dos Miridos do Mundo IV. *Arq. Mus. Nac.*, Rio de Janeiro, 48, 1-384.
- CARVALHO J.C.M., 1960. - Catalogo dos Miridos do Mundo V. *Arq. Mus. Nac.*, Rio de Janeiro, 51, 1-191.
- CHINA W.E., 1935. - On the identity of *Lygus simonyi* Reut. and *Lygus vosseleri* Popp. in Kenya and Uganda. *Bull. Entomol. Res.*, 26, 427-428.
- CHINAJARIYAWONG A., HARRIS V.E., 1987. - Inability of *Deraeocoris signatus* (Distant) (Hem. Miridae) to survive and reproduce on cotton without prey. *J. Austral. Entomol. Soc.*, 26, 1, 37-40.
- COAKER T., 1957. - Studies of crop loss following insect attack on cotton in East Africa. II. Further experiments in Uganda. *Bull. Entomol. Res.*, 48, 851-866.
- DALE J.E., COAKER T.H., 1958. - Some effect of feeding by *Lygus vosseleri* Popp. (Heter., Miridae) on the stem apex of the cotton plant. *Ann. Appl. Biol.*, 46, 423-429.
- DEEMING J.C., 1981. - The hemipterous fauna of a northern Nigerian cotton plant. *Samaru J. Agric. Res.*, 1, 2, 211-222.
- DELATTRE R., 1949. - Description d'un nouveau *Miridae* africain (HETER.). *Bull. Soc. Entomol. Fr.*, 44, 2, 24.
- DELATTRE R., 1950. - Rapport de mission, Maroc, juillet-août 1950. *Coton Fibres Trop.*, 5, 1, 1-12.
- DELATTRE R., 1958. - Les parasites du cotonnier à Madagascar. *Coton Fibres Trop.*, 13, 3, 335-352.
- DELATTRE R., 1973. - Parasites et maladies en culture cotonnière. *IRCT*, Paris, 146 p.
- DELVARE G., ABERLENC H.P., 1989. - Les insectes d'Afrique et d'Amérique tropicale. Clés pour la reconnaissance des familles. *CIRAD*, Montpellier, 298 p., 432 fig.
- DESCAMPS M., 1954. - Insectes nuisibles aux cultures et insectes prédateurs récemment observés dans le Nord-Cameroun. *L'Agron. Trop.*, 9, 2, 175-182.
- EVARISTO F. N., PAIS H., 1970. - Revisao do género *Helopeltis* (Hemiptera Miridae) para Moçambique. *Agron. Moçamb., Lourenço Marques*, 4, 3, 181-189.
- FALCON L.A., VAN DEN BOSCH R., GALLACHER J., DAVIDSON A., 1971. - Investigation of the pest status of *Lygus hesperus* in cotton in Central California. *J. Econ. Entomol.*, 64, 1, 56-61.
- GEERING Q.A., 1953. - Studies of *Lygus vosseleri* Popp. (Heteroptera Miridae), a pest of cotton in east and central Africa. I. A method for breeding continuous supplies in the laboratory. *Bull. Entomol. Res.*, 44, 351-362.
- GWYNN A.M., HARGREAVES, 1940. - 1. *Helopeltis bergrothi* Reut. (Capsid). In : Tothill J.D., Agriculture in Uganda, *Oxford Univ. Press*, 229-234.
- HARGREAVES H., 1948. - List of recorded cotton insect in the world. *Commonw. Inst. Entomol.*, 50 p.
- HENRARD P., 1946. - Etude des *Helopeltis* des cotonniers de l'Ubanguï et des moyens de lutte applicables contre ces insectes. *Bull. Agric. Congo belge*, 37, 3, 608-628.
- KELTON L.A., 1955. - Genera and subgenera of the *Lygus* complex (Hem. Miridae). *Can. Entomol.*, 87, 7, 277-301.
- KNIGHT H.H., 1918. - Synoptic keys to the subfamilies of *Miridae* (Hemiptera Heteroptera). *J. New-York Entomol. Soc.* 26, 40-44.

KIRKPATRICK T.W., 1923. - Preliminary notes on two minor pests of the Egyptian cotton crop (*Creontiades pallidus* Ramb. and *Nezara viridula* L.). *Min. Agric. Egypt, Techn. Sci. Serv. Bull.*, 33, 15 p.

LEAN O.B., 1926. - Observations on the life history of *Helopeltis* on cotton in southern Nigeria. *Bull. Entomol. Res.*, 16, 4, 319-324.

LEIGH T.F., HYER A.H., BENEDICT J.H., WYNHOLDS P.F., 1985. - Observed population increase, nymphal weight gain and oviposition nonpreference as indicators of *Lygus hesperus* Knight (Heteroptera : Miridae) resistance in glandless cotton. *J. Econ. Entomol.*, 78, 5, 1109-1113.

LEROY J.V., 1936. - Observations relatives à quelques Hémiptères du cotonnier. *Publ. INEAC, Sér. Sci.*, 10, 20 p.

LESTON D., 1952. - On certain subgenera of *Lygus* Hahn 1833 (Hem. Miridae), with a review of the British species. *Entomol. Gaz.*, 3, 213-230.

LINDBERG H., 1958. - *Hemiptera Insularum Caboverdensium*. *Soc. Sci. Fenniae, Comment. Biol.*, 19, 1, 1-246.

LINNAVUORI R., 1975. - Hemiptera of the Sudan, with remarks on some species of the adjacent countries. 4. Miridae and Isometopidae. *Ann. Zool. Fenn.*, 12, 1-118.

LOGAN C., COAKER T.H., 1960. - The transmission of bacterial blight of cotton by the cotton bug *Lygus vosseleri*. *Emp. Cotton Grow. Rev.*, 37, 1, 26-29.

Mc DERMID E.M., 1956. - Insect pests of cotton in Zande District of Equatoria Province Sudan. Pt. II. *Emp. Cotton Grow. Rev.*, 33, 44-66.

MARTIN Jr W.R., GRISHAM M.P., KENERLEY C.M., STERLING W.L., MORGAN P.W., 1987. - Microorganisms associated with cotton fleahopper. *Ann. Entomol. Soc. Amer.*, 80, 2, 251-255.

MATTHEWS G.A., 1989. - Cotton insect pests and their management. *Longman Sci. Techn. Ed.*, X + 199 p.

MAYNE R., GHESQUIERE J., 1934. - Hémiptères nuisibles aux végétaux du Congo belge. *Ann. Gembloux*, 40, 1, 41 p.

MEDLER J.T., 1980. - Insects of Nigeria. Check list and bibliography. *Mem. Amer. Entomol. Inst.*, Michigan, 30, 919 p.

NIXON G.E.J., 1946. - Euphorine parasites of capsid and Lygaeid bugs in Uganda (Hymenoptera Braconidae). *Bull. Entomol. Res.*, 37, 113-129.

NONVEILLER G., 1984. - Catalogue commenté et illustré des insectes du Cameroun d'intérêt agricole. *Inst. Prot. Plantes, Belgrade (Yougoslavie), mémoire 15*, 210 p.

ODHIAMBO T.R., 1960. - Notes on the East African Miridae (Hemiptera). XI : The genus *Proboscidocoris* Reuter. *Ann. Mag. Nat. Hist.*, 13, 2, 321-360.

PARROTT W.L., JENKINS J.N., MEREDITH Jr W.R., Mc CARTHY Jr J.C., BAILEY J.C., 1985. - Effect of aldicarb on Tarnished plant bug (Hemiptera : Miridae) density and cotton yield. *J. Econ. Entomol.*, 78, 1, 155-157.

PEARSON E.O., 1958. - The insect pests of cotton in tropical Africa. *Emp. Cotton Grow. Corp. Comm. Inst. Entomol.*, Londres, 336 p.

POPPIUS B., 1912. - Die Miriden der Aethiopischen Region. I Mirina, Cylapina, Bryocorina. *Acta Soc. Sci. Fennicae*, 203 p.

- PUTTARUDRIAH M., 1958. - A dangerous potential pest of cotton. *Ind. Cotton Grow. Rev.*, 12, 6, 406-407.
- RADWAN H.S., MOSTAFA M.A., SALEM M.M., BADR M.A., 1985. - Field screening tests of synthetic chemical attractants for heteropterous insects. *Bull. Soc. Entomol. Egypte*, 65, 33-41.
- REED W., 1974. - Selection of cotton varieties for resistance to insect pests in Uganda. *Cotton Grow. Rev.*, 51, 106-123.
- RIPPER W.E., GEORGE L., 1965. - Cotton pests in the Sudan. Their habits and control. *Blackwell scientific Publ.*, Oxford, 345 p.
- RISBEC J., 1950. - La faune entomologique des cultures au Sénégal et au Soudan français. *Gouv. Gén. A.O.F.*, Dakar, 500 p.
- SCHMITZ G., 1958. - *Helopeltis* du cotonnier en Afrique centrale. *INEAC, Sér. Sci.*, 71, 178 p.
- SCHMITZ G., 1968. - Monographie des espèces africaines du genre *Helopeltis* Signoret (*Heteroptera Miridae*) avec un exposé des problèmes relatifs aux structures génitales. *Ann. Mus. R. Afr. Cent.*, 168, 247 p.
- SCHMITZ G., 1988. - Note sur les *Helopeltis* Signoret 1850 de la région de Taï (Côte- d'Ivoire) *Heteroptera, Miridae. Rev. Fr. Entomol.*, (Nouv. Sér.), 10, 3, 91-99.
- SCHMUTTERER H., 1969. - Pests of crops in northeast and central Africa with particular reference to the Sudan. *G. Fisher.*, Stuttgart, 296 p.
- SCHUSTER M.F., LUKEFAHR M.J., MAXWELL F.G., 1976. - Impact of nectariless cotton on plant bugs and natural enemies. *J. Econ. Entomol.*, 69, 3, 400-402.
- SEVACHERIAN V., STERN V.M., 1974. - Host plant preferences of *Lygus* bugs in alfalfa-interplanted cotton fields. *Envir. Entomol.*, 3, 5, 761-766.
- SEVACHERIAN V., STERN V.M., 1975. - Movements of *Lygus* bugs between alfalfa and cotton. *Envir. Entomol.*, 4, 1, 163-165.
- 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.
- SOYER D., 1942. - Miride du cotonnier *Creontiades pallidus* Ramb. *Capsidae (Miridae)*. *Publ. INEAC, Sér. Sci.*, 29, 15 p.
- STAM P.A., 1987. - *Creontiades pallidus* Ramb. (Miridae, Hemiptera) a pest on cotton along the Euphrates river and its effect on yield and control action threshold in the Syrian Arab Republic. *Trop. Pest Manag.*, 33, 4, 273-276.
- STRIDE G.O., 1968. - On the biology and ecology of *Lygus vosseleri* (Heter. Miridae) with special reference to its host plant relationships. *J. Entomol. Soc. S. Afr.*, 31, 17-59.
- TAYLOR T.H.C., 1945. - *Lygus simonyi* Reut., as a cotton pest in Uganda. *Bull. Entomol. Res.*, 36, 121-148.
- TAYLOR T.H.C., 1947. - On the identity of the cotton capsid of Uganda. *Bull. Entomol. Res.*, 37, 503-505.
- TAYLOR T.H.C., 1948. - Some East African species of *Lygus* with notes on their host plants. *Bull. Entomol. Res.*, 38, 233-258.
- VRYDAGH J.M., 1936. - Contribution à l'étude de la maladie des chancres des tiges du cotonnier causé par *Helopeltis bergrothi* Reut. *Bull. Agric. Congo belge*, 27, 1-37.

WAGNER E., 1952. - Blindwanzen oder Miriden in Tierwelt Deutschlands. *G. Fisher, Jena*, 41 Teil, IV, 218 p.

WAGNER E., 1967. - Über *Megacoelum* Fieber, 1858 (Het. Miridae). *Mitt. Deutsch. Entomol. Ges.*, 26, 61-65.

WAGNER E., WEBER H.H., 1964. - Hétéroptères *Miridae*. Faune de France 67. *Féd. Fr. Soc. Sci. Nat.*, 599 p.

WILLCOCKS F.C., BAGHAT S., 1937. - The insect and related pests of Egypt. *Royal Agric. Soc. Cairo*, 1, 2, 792 p.

WILSON F.D., GEORGE B.W., 1986. - Smoothleaf and hirsute cottons : response to insect pests and yield in Arizona. *J. Econ. Entomol.*, 79, 1, 229-232.

*Impression*  
AGL  
Rue de Lantissargues, Maurin  
34978 Lattes cedex

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 couleur, 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.

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

*Impression*  
AGL  
Rue de Lantissargues, Maurin  
34978 Lattes cedex

ISBN 2-87614-151-1