

THESE de DOCTORAT de l'UNIVERSITE PARIS VI *

(PIERRE ET MARIE CURIE)

Spécialité : Sciences Naturelles

Présentée par

Wiyao Panopèndou POUTOULI

pour obtenir le grade de

DOCTEUR DE L'UNIVERSITE PARIS VI

Sujet de la thèse

**CONTRIBUTION A L'ETUDE DES HETEROPTERES ASSOCIES A LA
ROTATION CULTURALE MAIS - COTONNIER - NIEBE AU TOGO.**

Soutenue le 12 juillet 1994 devant le jury composé de:

G. BOMPEIX, Professeur
Université Paris VI

J. RACCAUD-SCHOELLER, Professeur
Université Paris VI

P. SILVIE, Chargé de Recherches
C.I.R.A.D.-CA Cotonou (Benin)

G. DELVARE, Chargé de Recherches
C.I.R.A.D.-CA Montpellier

C. CAUSSANEL , Professeur
Muséum national d'Histoire naturelle, Paris

* Arrêté du 30 mars 1992

AVANT - PROPOS

Les résultats du présent travail ont été obtenus après quatre années de recherches réalisées dans deux centres de recherches:

- L'Institut de Recherche du Coton et des Textiles exotiques (I.R.C.T) à Anié (TOGO) où toutes les captures d'Hétéroptères, une partie des identifications et les analyses sanitaires des différents organes des cotonniers ont été effectuées chaque année.
- Le Centre de Coopération Internationale en Recherche Agronomique pour le Développement, Cultures Annuelles (C.I.R.A.D.- CA) à Montpellier (FRANCE) où toutes les identifications d'insectes capturés ont été confirmées ou infirmées par G. DELVARE et J.-M. MALDES du Laboratoire de Faunistique et de Taxonomie (L.F.T). Après chaque saison cotonnière passée au Togo, une séance de travail fut effectuée au L.F.T et au Laboratoire d'Entomologie du Muséum de Paris pour parfaire certains points obscurs et pour obtenir la bibliographie nécessaire à l'avancement des travaux.

Le sujet du présent travail et les principaux thèmes qui le constituent, ont été soigneusement élaborés avec l'aide du Professeur C. CAUSSANEL et en accord avec les responsables du C.I.R.A.D.-CA. Le Professeur CAUSSANEL a donc bien voulu me confier à ce centre de recherches dont les responsables ont mis à ma disposition, tout le matériel nécessaire au bon fonctionnement et à la réussite des travaux.

Des collections de références, soigneusement préparées par Monsieur J.-M. MALDES ou par moi-même sont conservées au Laboratoire de Faunistique et de Taxonomie du C.I.R.A.D.-CA. Une collection des Hétéroptères identifiés au cours de cette étude est prévue pour le Laboratoire d'entomologie du Muséum National d'Histoire Naturelle de Paris. Les spécimens en double ont été adressés au Muséum de l'I.I.T.A. à Cotonou.

Au cours de ce travail, j'ai participé en mai 1992 au 44ème Congrès International de Phytopharmacie et de Phytatrie de Gand (BELGIQUE) et j'ai été également invité à la Réunion de Coordination des Recherches Phytosanitaires (réseau coton) pour la sous-région Ouest-africaine de Cotonou (République du Bénin) en janvier 1993.

A Toi, mon Père.

A Toi, qui m'as appris à beaucoup travailler.

A Toi, qui as été pieusement emporté le premier février 1991 avec toute
notre affection,

Je dédie ce travail à Ta Mémoire.

REMERCIEMENTS

Je tiens à exprimer ma profonde gratitude et mes respectueux sentiments à Monsieur le Professeur G. BOMPEIX, Directeur du Laboratoire de Phytopathologie de l'Université Pierre et Marie CURIE-Paris VI, qui a bien voulu accepter la direction administrative de ce travail et d'être rapporteur.

J'adresse l'expression de ma respectueuse reconnaissance tout particulièrement à Monsieur le Professeur C. CAUSSANEL, Directeur du Laboratoire d'Entomologie du Muséum National d'Histoire Naturelle de Paris, d'avoir accepté la direction scientifique de ce travail en s'imposant la lecture critique et la correction de mon manuscrit. Le Professeur CAUSSANEL m'a toujours soutenu sans relâche et surtout dans les moments difficiles qu'a connus le Togo pendant les quatre années de recherches. Je lui dois beaucoup dans la rédaction finale de cette thèse grâce à ses précieux conseils et à ses critiques fructueuses.

Je suis très profondément reconnaissant à Monsieur P. SILVIE, Entomologiste à l'I.R.C.T. d'Anié, actuellement au C.I.R.A.D-CA à Cotonou, qui a pris la lourde charge de suivre tout mon travail sur le terrain, en m'orientant sur des thèmes précis, en s'imposant la lecture critique et la correction de mon manuscrit sans cesser de me prodiguer ses utiles conseils et ses encouragements pour la réalisation de ce mémoire. Monsieur SILVIE a été l'initiateur de mes deux voyages à Gand (Belgique) et à Cotonou (Bénin). Je lui sais également gré d'avoir accepté d'être membre du jury.

Madame le Professeur J. RACCAUD-SCHOELLER, Directeur du Laboratoire de Physiologie des insectes de l'Université Pierre et Marie CURIE-Paris VI, a bien voulu accepter de faire partie du jury et d'être rapporteur. Je lui exprime vivement toute ma reconnaissance.

J'assure Monsieur M. VAISSAYRE, U.R. Entomologie Appliquée du C.I.R.A.D-CA à Montpellier de ma respectueuse gratitude pour l'honneur qu'il m'a fait en acceptant de lire ce travail.

J'assure également Monsieur G. DELVARE, responsable du Laboratoire de Faunistique et de Taxonomie du C.I.R.A.D.-CA de ma respectueuse gratitude pour l'identification des parasitoïdes oophages présentés dans cette étude. Monsieur DELVARE m'a reçu plusieurs fois dans son Laboratoire et m'a apporté des commentaires pertinents dans la relecture de mes manuscrits. Je lui exprime toute ma reconnaissance pour l'honneur qu'il me fait une fois de plus en acceptant de faire partie du jury et de juger l'ensemble de mon travail.

J'adresse mes sincères remerciements et exprime ma profonde reconnaissance aux responsables de U.R. Entomologie Appliquée du C.I.R.A.D-CA qui m'ont apporté leur soutien

tout au long de ce travail et permis par ailleurs de participer au Congrès de Gand et à la réunion de Cotonou.

Je remercie très vivement Monsieur J.-M. MALDES du Laboratoire de Faunistique et de Taxonomie du C.I.R.A.D.-CA pour avoir accepté d'identifier les insectes Hétéroptères qui ont fait l'objet de cette étude. Je dois beaucoup à Monsieur MALDES qui, par sa franche collaboration et son dévouement, m'a toujours aidé dans la recherche des documents bibliographiques et des illustrations. Grâce à sa mission d'octobre 1990 à l'I.R.C.T. à Anié, Monsieur MALDES a pu m'apporter son soutien moral et matériel sur le terrain. Je lui exprime toute ma gratitude.

J'adresse également mes vifs remerciements à Monsieur P. DOUTI, Agronome-Malherbologiste à l'I.R.C.T. d'Anié pour sa contribution à l'identification des différentes espèces végétales mentionnées dans cette étude.

Je remercie tout particulièrement Monsieur D. AGOUNKE, Directeur du service de la protection des végétaux de Lomé (Togo) pour avoir bien voulu m'accueillir plusieurs fois dans son service, m'autoriser à consulter les documents de la bibliothèque et à consulter la collection des Hétéroptères dont dispose le Laboratoire de la section entomologie. Monsieur AGOUNKE m'a toujours fait part des nombreux problèmes relatifs à l'entomologie et encouragé sans relâche dans mes travaux. Je lui sais gré pour sa contribution et ses précieux conseils dans la rédaction de mon manuscrit.

Je dois beaucoup à Messieurs M. DOSSOU, ancien Directeur de la station I.R.C.T d'Anié, P.K. LAODJASSONDO, actuel chef de la station et B. SOGNIGBE, chef de la section Entomologie pour l'accueil qui m'a été réservé et pour avoir mis à ma disposition des parcelles expérimentales et du matériel pour mes recherches. Ils ont toujours été à mes côtés pour s'assurer du bon déroulement et de l'avancement de mes travaux et pour m'apporter leur soutien moral et matériel si nécessaire. Je leur exprime toute ma profonde reconnaissance.

J'assure également tout le personnel de la station de ma très respectueuse gratitude. Les amis de la section Entomologie m'ont toujours aidé dans les analyses sanitaires des capsules et je leur adresse mes sincères remerciements sans oublier Monsieur Kossi SESSOU de la section Agro-Economie qui a, sans relâche, mis tout son savoir-faire pour la frappe de mes résultats.

Enfin, le présent travail doit beaucoup à l'affection, au soutien moral et à la patience spontanée de ma mère, veuve Mèba POUTOULI, de mes soeurs, de mon épouse Nicole Balakiyé, de Gnimdou Arsène POUTOULI, de Malimda Nadège POUTOULI et de mon cousin Emmanuel BOUTOULY. Je leur exprime ici toute ma profonde gratitude.

INTRODUCTION

Dans le domaine de l'agriculture les punaises terrestres ou Hétéroptères (Hemiptera Heteroptera) jouent, pour un certain nombre d'espèces, un rôle économique important. Les plantes annuelles ou pérennes, cultivées ou sauvages, hébergent des centaines d'espèces de punaises (PEACOCK 1913-1914 ; LAMBORN, 1914-1915 ; MAYNE & GHESQUIERE, 1934 ; DESCAMPS, 1954 ; APPERT, 1957 ; DIEME, 1980 ; DOUMBIA & BONZI, 1989 ; MAC FARLANE, 1989 ; LECOEUR & VAISSAYRE, 1991). Chaque espèce de punaise sélectionne la plante préférée sur laquelle elle se nourrit (phytophage) ou recherche ses proies (prédateur) et dans les deux cas elle dépose ses pontes.

Au cours de leur prise de nourriture, les espèces phytophages occasionnent des dégâts aux différents organes de la plante : arrêt de croissance des organes végétatifs, avortement ou pourriture des organes floraux ou fructifères (VAYSSIERE & MIMEUR, 1926 ; MATTESON, 1981 ; NONVEILLER, 1984).

Sur le cotonnier, les dégâts dûs aux piqûres des Hétéroptères ont fait l'objet d'études particulières réalisées par plusieurs auteurs qui les ont caractérisés et décrits (PEARSON, 1934 ; PEARSON, 1948 ; RAINEY, 1948 ; COGNEE & FRINKING, 1966 ; MILDNER, 1966 ; PIERRARD, 1972 ; CAUQUIL, 1973 ; CAUQUIL & VINCENS, 1982). Sur les capsules, ces dégâts sont essentiellement caractérisés par l'apparition de pourritures au niveau de la fibre et par la présence de zones de passage des stylets et des formations néoplasmiqes (excroissances ou cals) sur la face interne des carpelles.

Certaines familles d'Hétéroptères notamment celle des Miridae, provoquent d'autres dégâts importants à tous les stades de développement : feuilles déchiquetées ou "frisolées", c'est-à-dire ayant un aspect frisé ou feuilles en "griffe", chancres sur les organes végétatifs et fructifères (EWING, 1929 ; SOYER, 1942 ; DELATTRE, 1947). Les Mirides sont également

responsables au moins en partie de la chute des boutons floraux et de jeunes capsules (abscission) enregistrée chaque année dans les champs de cotonniers (COAKER, 1957 ; PEARSON, 1958 ; SCALES *et al.*, 1968 ; TUGWELL *et al.*, 1976 ; MAUNEY & HENNEBERRY, 1979 ; MAUNEY, 1984 ; STAM, 1987 ; LEIGH *et al.*, 1988). Selon ces auteurs, de fortes infestations d'adultes de plusieurs espèces de Mirides détruisent les étamines, provoquant une chute importante des boutons floraux et un retard sur plusieurs jours dans la floraison. Des chancre ou des nécroses observés sur des organes tendres (pétioles, nervures, extrémités des branches) peuvent être provoqués par les pontes des Mirides (LEROY, 1936 ; SOYER, 1942) qui sont insérées directement à l'intérieur de ces organes.

Sur le maïs et d'autres Graminées (Poaceae), plusieurs espèces d'Hétéroptères ont été inventoriées (DESCAMPS, 1954 ; RISBEC, 1950 ; APPERT, 1971 ; DOUMBIA & BONZI, 1989 ; MACFARLANE, 1989 ; SHARMA & LOPEZ, 1990). Ce sont les épis (épis mâles pour le maïs) qui sont plus attaqués et vidés de leur contenu ; ils constituent également les lieux de ponte des Mirides qui insèrent leurs oeufs directement dans les glumes à différents stades de développement.

Les cultures du niébé et d'autres légumineuses font l'objet de piqûres et de pontes de plusieurs espèces de punaises au niveau des gousses, des branches tendres et des nervures des feuilles, ce qui provoque l'avortement et le dessèchement de ces organes. Selon SCHAEFER & O'SHEA (1979), certaines familles d'Hétéroptères préfèrent les espèces végétales de la famille des Fabaceae à celles des autres familles. Des baisses importantes de rendement de niébé sont signalées en Afrique dans les zones à forte infestation de punaises (SINGH & ALLEN, 1979 ; MATTESON, 1981 ; EWETE & OLAGBAJU, 1990).

Le problème des Hétéroptères est considéré comme un grave danger qui menace plusieurs zones agricoles du globe. Aux Etats-Unis, c'est le genre *Lygus* qui cause le plus de dégâts aux cultures cotonnières et autres plantes cultivées. En Afrique, les Hétéroptères déprédateurs des cultures sont très diversifiés et comprennent entre autres les espèces des genres *Dysdercus*, *Megacoelum*, *Creontiades*, *Nezara*, *Acrosternum*, *Boerias*, *Aspavia*, *Leptoglossus*, *Anoplocnemis*, *Mirperus*, *Riptortus*.

TAYLOR, 1975 ; EGWUATU & TAYLOR, 1977 ; OCHIENG, 1977 ; MATTESON, 1981 ; CROIX & THINDWA, 1986) sont des connaissances indispensables à acquérir afin de pouvoir les élever et les lâcher.

Ces observations montrent qu'à côté de l'emploi de produits chimiques, méthode mise en place par l'homme pour tenter d'éradiquer les ravageurs et dont les conséquences sont souvent néfastes, la nature dispose d'autres méthodes efficaces (plantes-pièges, prédateurs, parasitoïdes) qu'il convient d'utiliser pour éviter des pertes économiques importantes, la pollution de l'environnement et des risques d'intoxication en particulier pour l'espèce humaine.

Au Togo, la culture du coton comme celle des autres plantes est une tradition dans l'histoire de ce pays. Alors que la culture cotonnière est destinée à l'exportation, celles du maïs, du niébé et d'autres plantes vivrières jouent un rôle de premier plan dans l'alimentation de la population. Entre 1920 et 1930, on enregistrait déjà une production annuelle de 3.000 tonnes de coton-graine (RAYMOND, 1988). A partir de 1964, elle a rapidement progressé. En 1980, elle couvrait plus de 9.000 hectares pour une production de 24.000 tonnes de coton-graine, et en 1985, pour un total de 43.848 hectares, la production avait battu un record avec 54.756 tonnes (soit un rendement de 1.249 kg par ha).

L'une des raisons de la réussite de l'évolution de la production ces dix dernières années réside probablement dans le contrôle des dégâts des ravageurs, car le cotonnier attire un nombre élevé de déprédateurs à tous les stades de son développement. Cette plante est considérée comme l'espèce cultivée la plus attaquée (DIEME, 1980). En 1948, HARGREAVES signalait 966 espèces déprédatrices du cotonnier dans le monde.

Au Togo, l'entomofaune du cotonnier et des autres plantes cultivées est mal connue. Chaque année, des dégâts importants sont enregistrés : chute des organes florifères et fructifères, piqûres des organes végétatifs et des capsules vertes, pourritures internes observées au moment des analyses et de la récolte. De fortes infestations d'Hétéroptères sont notées sur maïs, niébé et d'autres cultures. Les piqûres des Hétéroptères entraînent l'avortement précoce des fleurs et des fruits. Ces attaques sont signalées dans toutes les zones cotonnières et d'importants taux de pourritures sont enregistrés chaque

Dans le souci de protéger les cultures contre les déprédateurs et préserver la qualité des fruits à la récolte, plusieurs méthodes de lutte sont pratiquées:

- l'emploi des produits chimiques dont l'accroissement a atteint un certain seuil qu'il crée des problèmes multiples:contamination des cultures vivrières, résistance de certains insectes à ces produits, pollution de l'environnement et coût élevé des traitements (STERN, 1969 ; NEWSOM & HERZOG, 1977) ;
- la sélection des plantes-hôtes préférées et leur gestion suivant des modèles polycultureaux variés permettent un meilleur contrôle de certains ravageurs (KRETZSCHMAR, 1948 ; PEARSON, 1958 ; ALTIERI *et al.*, 1981) ;
- l'utilisation des plantes dites "pièges" permet d'attirer ou de dévier le ravageur qui ne provoque plus des dégâts économiques aussi importants à la culture principale (WATSON, 1942 ; STRIDE, 1968 ; STERN, 1969 ; STRIDE, 1969 ; HILL & MAYO, 1974 ; NEWSOM & HERZOG, 1977 ; JACKAI, 1983). Parmi les techniques culturales, cette méthode est la moins recommandée sans doute en raison du manque de compréhension et d'évaluation adéquate des méthodes de contrôle (JACKAI, 1983). Le principe de cette lutte consiste à tuer les ravageurs "piégés" par des parasitoïdes (STEVENS *et al.*, 1975 ; RUST, 1977 ; COCHEREAU, 1982) ou par des traitements insecticides (STRIDE, 1969).

La connaissance des couples prédateurs-proies et parasitoïdes-hôtes a une incidence prépondérante dans l'élaboration des programmes de lutte biologique. Plusieurs ravageurs de cultures ont été identifiés comme des proies des Hétéroptères prédateurs (Reduviidae et Pentatomidae-Asopinae) (SMEE, 1939 ; DESCAMPS, 1954 ; STRIDE, 1954 ; GALICHET, 1956 ; LE PELLEY, 1959 ; SWEENEY, 1962 ; PARKER, 1972 ; ABASA & MATHENGE, 1974 ; DIEME, 1980 ; SCHAEFER & AHMAD, 1987 ; YOUNG, 1989). Des espèces de parasitoïdes appartenant à plusieurs familles d'Hyménoptères et de Diptères se développent dans les différents stades de développement (oeufs, larves, adultes) des Hétéroptères. L'identification de ces différents parasitoïdes, l'étude de leur biologie et de leur comportement (NIXON, 1946 ; TAYLOR, 1945 ; RISBEC, 1950 ; TAYLOR & OMONIYI, 1970 ; EGWUATU, 1975 ;

année. L'ensemble des groupes de déprédateurs varie selon les zones de culture ou la nature des plantes cultivées et comprend essentiellement des acariens, des pucerons, des punaises, des chenilles phyllophages, et des chenilles carpophages (à régime endocarpique ou exocarpique).

C'est dans le souci de mieux connaître l'entomofaune des plantes cultivées au Togo et en particulier celle du cotonnier, qu'un programme d'étude a été initié à la station de l'I.R.C.T sur la rotation culturale maïs- cotonnier-niébé depuis 1988, programme dans lequel s'insère mon travail de thèse. Ce programme avait les objectifs suivants :

- Faire l'inventaire des ravageurs, évaluer leur transfert éventuel d'une culture à l'autre et les échanges entre ces cultures et les jachères environnantes;
- Faire l'inventaire des ennemis naturels (prédateurs et parasitoïdes) et évaluer leur impact sur les populations des déprédateurs présents, rechercher la possibilité d'utiliser les connaissances ainsi acquises dans le cadre d'un programme de lutte intégrée contre les ravageurs de chaque plante et plus particulièrement du cotonnier.

L'impact des Hétéroptères sur les cultures est mal connu au Togo. Le seul inventaire disponible sur les plantes cultivées, a été réalisé par la Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit (G.T.Z) (GRAF *et al.*, 1986).

Selon ces auteurs, les organes fructifères des plantes sont principalement attaqués à leur jeune âge par les Hétéroptères déprédateurs qui occasionnent alors des dégâts importants. Les dégâts causés par des punaises déprédatrices ont été aussi observés, signalés et décrits au Togo par DELATTRE (1983) sur les différents organes des cotonniers et sur les fruits des différents *Citrus* spp. Ainsi, plusieurs espèces d'Hétéroptères phytophages ont été signalées nuisibles aux cultures mais à cause de l'irrégularité des dégâts causés et la confusion possible avec d'autres maladies ces espèces ne sont pas considérées comme des ravageurs constants et reconnus (DELATTRE, 1947). Des études particulières devaient être entreprises en vue de décrire les dégâts de chaque espèce déprédatrice.

En ce qui concerne les ennemis naturels, aucune étude particulière récente n'avait été réalisée au Togo pour dresser une liste de couples prédateurs-proies et parasitoïdes-hôtes. L'inventaire de quelques Hétéroptères prédateurs remontait au temps de la colonisation mais aucune liste de proies n'avait été établie pour chaque prédateur inventorié.

Dans cette étude, après un bref rappel sur la culture cotonnière au Togo, nous présentons les résultats biologiques des observations faites dans la rotation culturale maïs-cotonnier-niébé et sur les autres plantes cultivées ou spontanées. Nous donnons aussi les résultats de l'analyse des dégâts des Hétéroptères sur les organes floraux et fructifères du cotonnier. L'intérêt pratique des observations est également discuté.

CHAPITRE I :

APERCU GENERAL SUR LA CULTURE COTONNIERE

AU TOGO

C'est en 1860 que les commerçants de Liverpool ont encouragé les paysans de la côte togolaise à pratiquer la culture cotonnière mais la production restait faible. En 1900, cette production fut encouragée à nouveau par les allemands qui expérimentaient puis vulgarisaient le "Togo Sea Island" (devenu plus tard "Anié") (*Gossypium barbadense*) qui était capable de croître sans protection particulière et s'adaptait à la culture en association. La production en 1945 a atteint 8.500 tonnes de coton-graine.

En 1948, la station de l'Institut de Recherches du Coton et des Textiles exotiques (I.R.C.T.) fut créée à Kolokopé (Anié-Mono) pour améliorer le matériel végétal disponible. Ainsi, la variété "Mono" se substitua progressivement à "Anié", mais la culture "moderne" du coton ne démarra qu'en 1964 avec la mise en place de la variété "Allen" (*G. hirsutum*).

Aujourd'hui, si la principale aire de culture de *G. barbadense* se trouve en Egypte, *G. hirsutum*, représentée par plusieurs variétés (dont le type "Allen"), joue actuellement un rôle de premier plan dans la production cotonnière des états africains d'expression française (DIEME, 1980).

Depuis son introduction, les surfaces et la production de "Allen" n'ont cessé d'augmenter pour atteindre respectivement 18 274 hectares et 8 841 tonnes en 1975-1976. Cependant les rendements sont restés faibles, en moyenne 709 kg de coton-graine/ha de 1970 à 1975 (tab.1).

TABLEAU 1 : Evolution des surfaces, production et rendement
de *Gossypium hirsutum* au Togo

Campagnes agricoles	Surfaces ensemencées en ha(1)	Production en tonnes(2)	Rendement agricole (kg/ha)
1964-1965	470	196	417
1965-1966	406	194	478
1966-1967	318	182	572
1967-1968	1090	550	505
1968-1969	2522	1360	539
1969-1970	3151	2356	748
Moyenne	1497	928	568
1970-1971	4213	3913	929
1971-1972	9093	5837	642
1972-1973	7493	4473	597
1973-1974	9671	7001	724
1974-1975	14603	9545	654
Moyenne	9015	6154	709
1975-1976	18274	8841	484
1976-1977	8351	6272	751
1977-1978	6597	4135	627
1978-1979	15972	11822	740
1979-1980	26447	19871	751
Moyenne	15128	10188	671
1980-1981	29131	24018	824
1981-1982	23480	21243	905
1982-1983	26329	27483	1044
1983-1984	39398	24750	628
1984-1985	43848	54756	1249
Moyenne	32437	30450	930
1985-1986	68828	63558	923
1986-1987	61543	79067	1285
1987-1988	67705	67170	992
1988-1989	81337	86696	1066
1989-1990	96050	71816	944
Moyenne	71093	73661	1042

Sources : SOTOCO : Rapport principal juillet 1987. Doc.C.F.D.T.

(1) y compris les surfaces des périmètres de la SOTOCO, des projets et PDRN et IRCT

(2) y compris la production des périmètres de la SOTOCO, des projets et PDRN et IRCT

A partir de 1975, "Allen" est remplacé par le "L 299-10 ou BOU", originaire de Bouaké en Côte d'Ivoire, puis en 1985, par la "STAM" (STation Anié-Mono).

De 1976 à 1978 la production a connu une diminution importante à cause des mauvaises conditions climatiques (pluies tardives) qui ont obligé les paysans à consacrer leurs efforts aux cultures vivrières. Mais avec

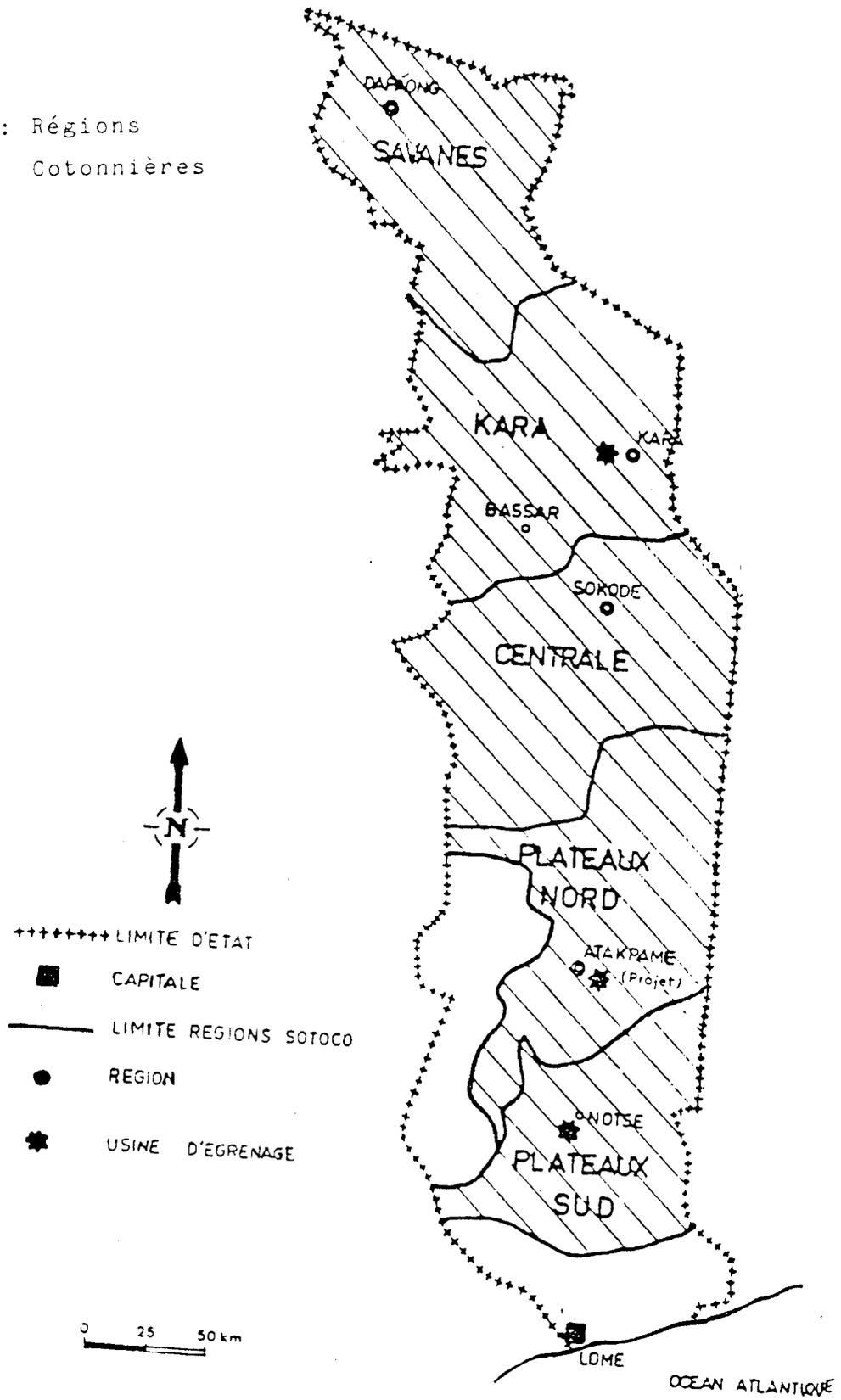
l'amélioration de la pluviométrie et une modification de la stratégie de développement rural, la production a rapidement repris et passe pour la première fois la barre des 20.000 tonnes en 1979-1980. En 1984-1985, plus de 54.000 tonnes de coton-graine sont produites avec un rendement de 1.249kg/ha.

Au Togo, l'aire d'extension de la culture cotonnière recouvre aujourd'hui la majeure partie (80%) du territoire national. Seules les zones caféières et cacaoyères ainsi que la partie méridionale de la région maritime ne sont pas concernées par cette culture. La zone cotonnière du Togo est une des plus étendues en latitude de toute l'Afrique de l'ouest : 5° de latitude, du 6ème au 11ème Nord et s'étale ainsi sur toutes les régions économiques du pays (fig.1).

Cette extension géographique de la zone cotonnière a pour conséquence, la diversité des groupes de déprédateurs d'une région à l'autre. Les travaux de la section Entomologie de l'I.R.C.T., ont permis de définir deux grandes zones dans le cadre de la protection phytosanitaire :

- La zone Nord comprend : les régions des savanes et de Kara. Cette zone est caractérisée essentiellement par l'absence d'acariens et la domination des chenilles carpophages à régime exocarpique *Helicoverpa (=Heliothis) armigera* Hübner, *Diparopsis* spp. Dans cette zone, cinq applications insecticides espacées de 14 jours à partir du 50ème jour après semis sont recommandées. Un pyréthrianoïde de synthèse et un organo-phosphoré à action aphidicide sont utilisés pour couvrir l'ensemble du spectre parasitaire.
- La zone Sud qui comprend les régions centrale, plateaux-Nord et plateaux-Sud est marquée essentiellement par la présence d'acariens *Polyphagotarsonemus latus*, et des chenilles carpophages à régime endocarpique (*Cryptophlebia leucotreta*, *Pectinophora gossypiella*). Six applications insecticides avec les mêmes fréquences sont recommandées. Un pyréthrianoïde et un organo-phosphoré à action acaricide sont utilisés. Mais depuis quelques années de fortes pullulations de pucerons *aphis gossypii* observées en fin de cycle ont conduit à appliquer un mélange de pytéthrianoïde et un organo-phosphoré à action aphidicide lors des trois derniers traitements.

Fig. 1 : TOGO : Régions
Cotonnières



Dans les deux zones, des infestations de punaises sont signalées tous les ans. Chaque année, la consommation d'insecticides augmente (tab.2). Ceci est dû en partie à l'augmentation des superficies cultivées et à l'importance des dégâts. Depuis 1985-1986, plus de un million de litres sont consommés et il est souhaitable que des systèmes de contrôle moins dépendants des insecticides soient mis en place pour les raisons évoquées dans l'introduction.

TABLEAU 2 : Evolution de la consommation d'insecticides (litres)
par région au Togo.

REGIONS Années	Savanes	Kara	Centrale	Plateaux nord	Plateaux sud	total
1980/81	71950	83002	29162	112220	126546	422880
1981/82	71020	93810	28259	97111	139745	429945
1982/83	85000	93400	28600	82000	165000	454000
1983/84	115340	89297	25113	93634	181664	505048
1984/85	122892	114983	41854	144087	322833	746649
1985/86	163879	185333	71466	282179	470748	1173605
1986/87	152653	162630	80730	208700	440775	1045488

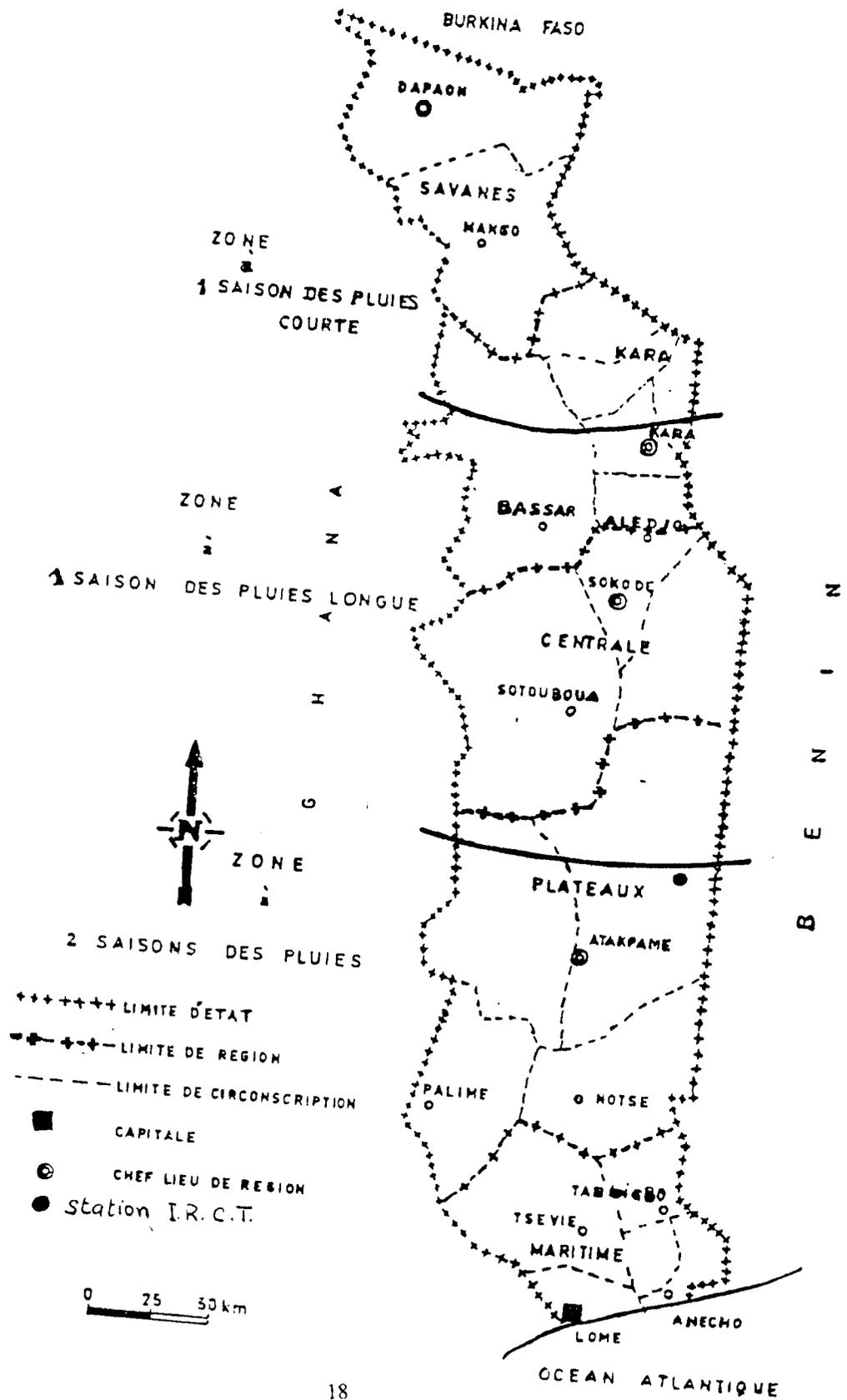
Sources : SOTOCO : Rapport principal juillet 1987 .
Doc. C.F.D.T.

LE MILIEU

Le Togo est situé en bordure du golfe de Guinée entre le 6ème et le 11ème parallèle de latitude Nord. Du fait de son extension géographique, la culture cotonnière est pratiquée sous deux zones climatiques distinctes que connaît le pays. La limite de ces deux types de climat se situe entre le 7ème et le 8ème parallèle divisant ainsi le Togo en deux suivant le climat (fig.2) :

- Les régions des savanes, de Kara et centrale connaissent un climat soudanien caractérisé par une seule saison de pluies dont la durée varie selon la latitude. En effet, dans la région des savanes et le nord de Kara, la saison des pluies dure de fin avril à mi-octobre avec 800 à 1.000 mm de pluie. Dans la région centrale et le sud de Kara, les pluies durent de mars à octobre avec une pluviométrie d'environ 1.200 mm.
- Les régions du Sud connaissent un climat subéquatorial ou guinéen, caractérisé par deux saisons de pluies : une grande, de mars à juillet et une petite de septembre à octobre avec une petite saison sèche au mois d'août. La pluviométrie annuelle varie de 1 100 à 1 400 mm.

Fig. 2 : TOGO : Aspects climatiques



La station I.R.C.T. est située dans la zone cotonnière Plateaux-nord dans une zone intermédiaire entre les deux types de climat. Le tableau 3 montre que durant les quatre dernières années, les pluies sont tombées régulièrement tous les mois à l'exception de quelques-uns. Il tombe chaque année 1.000 à plus de 1.400 mm d'eau. Ainsi, la petite "saison sèche" du mois d'août est plus ou moins marquée selon les années (exemple 1990 et 1992). Les cultures vivrières sont essentiellement le maïs, le sorgho, l'igname, le niébé, le haricot et en association avec le riz, le soja et le pois d'angole. La végétation est une savane de type arboré dominée par des graminées (Poaceae).

Il faut enfin noter qu'au Togo comme dans la plupart des pays africains, le problème de l'abattage anarchique des arbres pour les utiliser comme bois de chauffage et celui des feux de brousse, constituent deux grands facteurs de la destruction du milieu naturel par un appauvrissement des sols et une élimination partielle de la faune et de la flore.

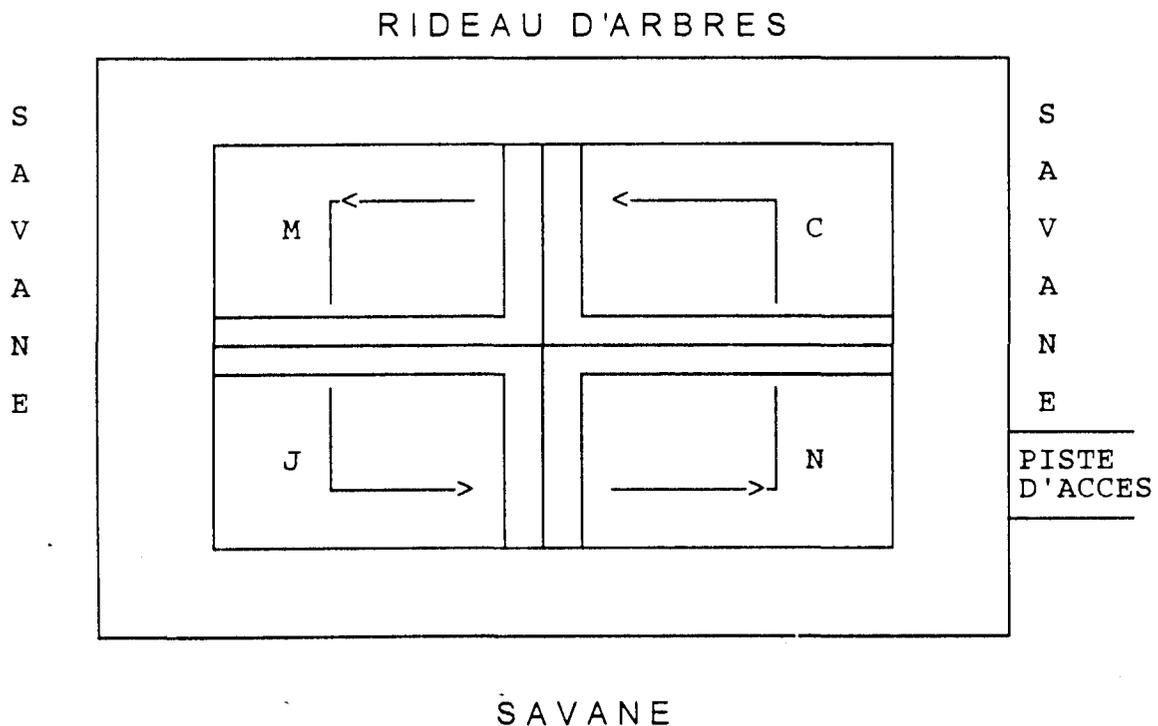
Tableau 3 : Pluviométrie mensuelle de la station.

	1989	1990	1991	1992	Moyenne 1949-1992
JAN	0,0	31,9	0,0	0,0	6,0
FEV	13,0	0,6	88,4	6,2	17,0
MAR	113,9	0,0	50,3	9,7	74,0
AVR	82,3	191,1	192,1	31,1	107,0
MAI	8,1	67,1	304,6	173,6	125,0
JUIN	283,0	215,6	141,3	162,1	165,0
JUIL	168,3	167,8	363,1	251,0	173,0
AOUT	312,6	59,5	185,2	52,9	148,0
SEP	92,9	117,1	67,0	145,2	154,0
OCT	130,8	54,0	89,1	88,9	101,0
NOV	0,0	65,8	0,0	1,7	19,0
DEC	0,5	97,0	5,3	5,1	13,0
Total	1205,4	1067,5	1486,4	927,5	1111,0

CHAPITRE II: MATERIEL ET METHODES

1- INVENTAIRE DES ESPECES D'HETEROPTERES ASSOCIEES A LA ROTATION CULTURALE.

Les cultures concernées par l'étude et pratiquées à la station sont le maïs (*Zea mays* L.) (Poaceae), le cotonnier (*Gossypium hirsutum* L.) (Malvaceae) et le niébé (*Vigna unguiculata* Walp.) (Fabaceae). Les parcelles expérimentales de la rotation culturale pratiquées sont décrites par SILVIE *et al.* (sous presse). Elles constituent un bloc d'une superficie d'un hectare, situé au milieu d'une savane, clôturé pour éviter toute pénétration des ruminants. Ce bloc est divisé en quatre parcelles égales. Chaque année trois parcelles sont cultivées et la quatrième est laissée en jachère suivant la rotation illustrée dans le schéma ci-dessous. Les cultures sont pratiquées sur des lignes-billons et aucun traitement insecticide n'est appliqué.



Légende: M = maïs ; C = coton ; N = niébé ; J = jachère

En dehors de ces parcelles expérimentales, une prospection a été réalisée dans un rayon de deux à trois kilomètres autour de la station dans différentes zones: jachères après cultures et peuplées essentiellement de graminées (Poaceae), Fabaceae, Cyperaceae, zones non cultivées et enfin les cultures de sorgho (*Sorghum vulgare* Pers.) (Poaceae), de gombo (*Abelmoschus esculentus* (L.)) (Malvaceae), de haricot (*Phaseolus vulgaris* L.) et de niébé (Fabaceae).

Ces cultures sont communément associées au riz (*Oryza sativa* L.) (Poaceae), au soja (*Glycine max* Merr.), au pois d'angole (*Cajanus cajan* (L.) Milsp.), au *Vigna mungo* (L.) Hepper (Fabaceae).

En plus des observations visuelles, suivies de captures faites dans chaque zone concernée, des prélèvements hebdomadaires furent réalisés par les méthodes de battage des plants et de fauchage à l'aide d'un filet fauchoir (diamètre= 32 cm) dont la poche est imprégnée toutes les deux semaines de deltaméthrine (insecticide de la famille des pyréthriinoïdes) puis séchée à plat. Un millilitre de produit pour 50 millilitres d'eau sont utilisés à chaque imprégnation.

Les observations visuelles consistent à suivre l'activité d'une espèce d'insecte sur une culture, et à noter : repos, prise alimentaire (organe piqué), ponte, activité de prédation (proie attaquée). Chaque plante est examinée en priorité sur les feuilles, sur les extrémités apicales des branches, dans les bractées des boutons floraux, des fleurs et des capsules.

Le prélèvement par fauchage consiste à donner un coup de filet fauchoir à gauche et à droite au sommet des plantes ou de la strate herbacée ; la manoeuvre se fait en douceur, les insectes se laissant tomber facilement dans la poche du filet fauchoir.

Le prélèvement par battage des plantes consiste à introduire doucement l'extrémité apicale d'une plante dans la poche du filet fauchoir et de l'agiter deux ou trois fois. Aussitôt l'extrémité sortie, l'ouverture de la poche est refermée pendant quelque temps.

Dans les deux dernières méthodes, les punaises ou autres insectes, au contact de la deltaméthrine sont affaiblis ; les punaises sont alors capturées à

l'aide d'un aspirateur à bouche et mises dans des flacons à acétate d'éthyle. Les Mirides capturés sont conservés dans des boîtes plastiques contenant de la sciure de bois et quelques gouttes d'acétate d'éthyle.

Dans le cas du maïs, l'inventaire a commencé à partir de la période d'épiaison jusqu'au dessèchement total des fleurs mâles. Les observations sur le cotonnier et le niébé ont commencé dès leur levée jusqu'à la récolte et même après celle-ci.

Tous les Hétéroptères capturés sont préparés suivant les méthodes classiques de l'entomologie, puis identifiés à l'aide des travaux de systématiques (VILLIERS, 1948 ; LINNAVUORI, 1970, 1971, 1972 a et b, 1973, 1974, 1978, 1982 ; GILLON, 1972 ; DEEMING, 1981). Ce travail a été réalisé à la station puis confirmé ou infirmé par le Laboratoire de Faunistique et de Taxonomie du C. I. R. A. D.- CA de Montpellier. Une collection de références est conservée au laboratoire de la station de l'I. R. C. T. et au laboratoire du C. I. R. A. D. à Montpellier.

2- IDENTIFICATION DES OEUFS ET DES LARVES DES ESPECES D'HETEROPTERES OBSERVEES.

Des élevages ont été effectués au laboratoire de la station. Les adultes d'Hétéroptères identifiés ont été placés dans des enceintes à la température ambiante, en fait dans des boîtes rondes ou rectangulaires en polystyrène cristal. Les couples de punaises ont été mis en présence des organes des plantes sur lesquelles ils ont été capturés (cas des phytophages) ou de leurs proies connues (cas des prédateurs).

Après la ponte de chaque espèce femelle, les oeufs sont observés à la loupe binoculaire et suivis jusqu'à leur éclosion. Les larves sont également élevées en présence de coton imbibé d'eau et d'organes végétaux ou de proies et renouvelés quotidiennement jusqu'à l'obtention éventuelle des adultes.

Les adultes d'Hétéroptères concernés par cet élevage furent :

PENTATOMIDAE:

Nezara viridula (L.)
Acrosternum acutum (Dallas)
Boeris ventralis (Dallas)
Sphaerocoris annulus F.
Pseudatelus spinulosa (Palisot de Beauvois)

COREIDAE:

Clavigralla tomentosicollis (Stål)
Anoplocnemis curvipes (F.)
Leptoglossus australis F.

REDUVIIDAE:

Phonoctonus spp.
Hediacoris fasciatus Reuter
Rhynocoris albopilosus (Signoret)

Des oeufs et des larves sont conservés dans l'alcool à 70° comme collections de références.

3- INVENTAIRE DES PLANTES-HOTES SECONDAIRES DES HETEROPTERES RECENSES SUR MAÏS, COTONNIER ET NIEBE.

Cette étude consiste à inventorier autour de la station, des plantes cultivées ou spontanées, autres que les trois cultures de la rotation, sur lesquelles s'effectuent les pontes et/ou le développement des larves des Hétéroptères.

Ces plantes sont considérées comme hôtes secondaires, le maïs, le cotonnier et le niébé étant considérés comme hôtes primaires.

Des observations visuelles ont été effectuées pour échantillonner les pontes et les larves des espèces ; l'élevage des larves phytophages et prédatrices rencontrées au champ a permis l'obtention et l'identification des adultes. Dans le cas du sorgho, seule la technique de battage des panicules introduits dans la poche du filet fauchoir fut effectuée.

Les plantes qui hébergent les pontes et les larves, sont prélevées et identifiées à la section d'Agronomie et de Malherbologie de la station. Les prédateurs observés en activité de prédation ont été capturés avec leurs proies et identifiés.

4- IDENTIFICATION DES PARASITOÏDES OOPHAGES DES HÉTEROPTÈRES INVENTORIÉS.

Les observations sur les parasitoïdes ont été effectuées au laboratoire à partir d'oeufs d'Hétéroptères récoltés sur les plantes cultivées ou sauvages. Les Hétéroptères concernés par cette étude sont:

PENTATOMIDAE:

Nezara viridula (L.), les oeufs sont collectés sur *Gossypium hirsutum*.

Acrosternum acutum (Dallas), les oeufs sont collectés sur *Gossypium hirsutum* et *Calopogonium muconoides* Desv.

Sphaerocoris annulus F., les oeufs sont collectés sur *Vernonia galamensis* (Cass.) Less..

Boerhavia ventralis (Dallas), les oeufs sont collectés sur *Boerhavia* spp.

COREIDAE:

Clavigralla tomentosicollis (Stål), les oeufs sont collectés sur *Vigna unguiculata*, *Cajanus cajan* (L.), *Glycine max* Merr.

Clavigralla curvipes (F.), les oeufs sont collectés sur *Alysicarpus ovalifolius* S. & Th.

REDUVIIDAE:

Rhynocoris albopilosus (Signoret), les oeufs sont collectés sur *Gossypium hirsutum*, *Cleome viscosa* L., *Blumea aurita* (L.) D.C., *Ipomoea* spp.

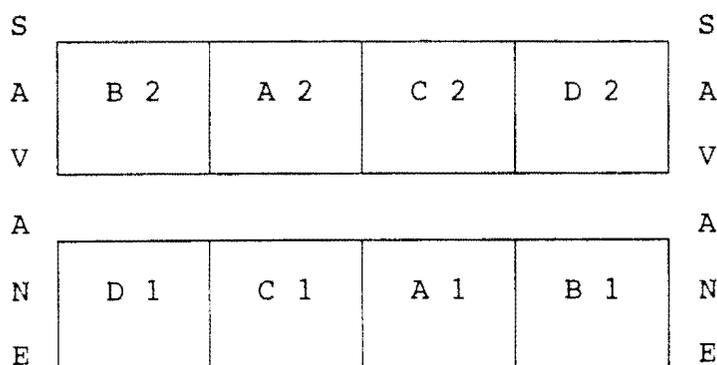
Les oeufs des Hétéroptères sont prélevés, dénombrés puis chacune des pontes est placée dans un tube à essai dont l'ouverture est bouchée par un tampon de coton. Le tout est conservé dans un bocal à température ambiante, conditions les plus propices au développement des punaises et des parasitoïdes (MALDES, comm. pers.). Les parasitoïdes sont dénombrés dès leur sortie, de même que les larves néonates des punaises. Les oeufs non éclos sont disséqués afin de détecter la présence éventuelle de parasitoïdes ou, au contraire, d'embryons de punaises. Les parasitoïdes ont été déterminés par G. DELVARE du Laboratoire de Faunistique et de Taxonomie (CIRAD-CA, Montpellier France).

5- ANALYSES DES DEGATS DES HETEROPTERES PHYTOPHAGES SUR LES ORGANES FLORAUX ET FRUCTIFERES DU COTONNIER:

5a- Matériel d'analyse des dégâts.

L'étude est réalisée à 2 km de la station sur une bande située dans le même bloc que les autres parcelles d'essai. La bande couvrait une superficie de 1 008 m² (1991) et de 5 120 m² (1992). Cette bande est divisée en quatre parcelles A, B, C, D de vingt lignes chacune en 1991 et de trente-deux lignes en 1992 avec deux répétitions. La culture est pratiquée sur des lignes-billons. La longueur des lignes est de 18 m et la distance interligne de 0,70 m en 1991 et de 25 m ; 0,8 m la deuxième année. Sur chaque ligne, la distance entre chaque plante est de 0,3 mètre. La variété de coton semée est "STAM 45" et les dates de semis sont 19/07/1991 et 06/07/1992.

S A V A N E



D'autres parcelles d'essai:
traitées

Toutes les parcelles sont traitées de façon différente mais avec le même produit soit une association ternaire composée du mélange SHERPHOS® 280Ec (cyperméthrine/triazophos 30/250g/l à 1l/ha) soit 30/250g/ha. + DAPHENE FORT® 400Ec (diméthoate 400g/l à 0,75l/ha soit 300g/ha). Ces produits insecticides sont fournis par la firme Rhône-Poulenc. Le mélange de ces trois produits permet d'avoir un spectre d'action sur plusieurs groupes de ravageurs.

Chaque parcelle a reçu un traitement particulier pour déterminer l'action des phytophages sur les différents organes fructifères et dégager la nécessité de faire un traitement précoce ou tardif. Ces traitements sont hebdomadaires pour la parcelle A et réalisés tous les 15 jours pour les autres. Les parcelles A et D ont reçu les premiers traitements au 55ème jour après semis (J. A. S), la parcelle C au 61ème J. A. S (1991) et respectivement 53ème J. A. S, 67ème J. A. S en 1992. Durant les deux années, la parcelle B a reçu seulement deux traitements vers la fin de la saison lorsque la parcelle D n'en recevait plus.

Les traitements sont effectués avec l'appareil à dos TECNOMA 16P équipé d'une rampe à quatre jets traitant deux lignes par passage.

Schéma récapitulatif montrant la position des traitements dans chaque parcelle

Parc.	juil	août	sept	oct	nov	déc
A		* * * * *	* * * * *	* * * * *		R E
B					* *	C
C			* *	* *	* *	O
D		* *	* *	* *		L T E
Semis						

Parcelles (objets)	Dose moyenne réellement épanchée		Dose théorique (g / ha)	Nombre de traitements
	1991	1992		
A	0,89 + 0,64	0,92 + 0,68	30/250 + 300	11
B	0,92 + 0,66	0,90 + 0,67		2
C	0,88 + 0,63	0,93 + 0,69		5
D	0,87 + 0,62	0,90 + 0,67		5

Mélange de produit utilisé : cyperméthrine/triazophos 30/250 g/l à 1l/ha soit 30/250g/ha + Diméthoate 400g/l à 0,75l/ha soit 300g/ha.

5b- Méthodes d'analyse des organes tombés.

L'abscission ou chute des organes (boutons floraux, jeunes capsules) a fait l'objet d'une analyse sanitaire réalisée du 7 septembre au 2 novembre 1992 soit huit semaines à raison de deux fois par semaine.

Le ramassage des organes tombés se fait entre deux lignes centrales de chaque parcelle. L'analyse est effectuée au laboratoire sous la loupe

binoculaire. Elle consiste en la dissection des organes (MAUNEY & HENNEBERRY, 1979 ; MAUNEY, 1984) à l'exception de ceux qui sont troués ou percés par diverses chenilles de Lépidoptères et de ceux dont les dégâts de piqûres sont visibles à l'extérieur (cas de jeunes capsules).

Les étapes de la dissection des boutons floraux sont les suivantes :

- Les trois bractées protectrices sont enlevées à l'aide d'une pince ou bien elles sont rabattues en arrière pour mieux tenir l'organe.
- Une incision est effectuée le long de l'organe à l'aide d'un scalpel pour dégager l'ensemble des cinq sépales (calice) soudés en un tube protecteur.
- Les cinq pétales (corolle), fortement imbriqués les uns dans les autres, sont enlevés un à un en se servant d'une pince.

La dissection des jeunes capsules se fait de la façon suivante :

Les capsules sont ouvertes suivant les lignes de suture intercarpellaire ; l'opération se fait aisément à l'aide d'un scalpel.

5c- Infestation artificielle des organes fructifères.

Cette opération est réalisée dans les parcelles ne recevant aucun traitement insecticide pendant toute la saison.

Des manchons cylindriques en nylon, de maille 1 mm, de dimensions variables ont été confectionnés. Des plants de cotonnier sont choisis au hasard pour isoler les organes apparemment sains. Les branches qui portent des boutons floraux, sont introduites dans les manchons dont l'unique ouverture est maintenue fermée à l'aide d'attache-lettres pendant cinq jours. Au sixième jour un examen visuel des organes permet d'éliminer des fleurs et des organes qui sont tombés ou qui présentent des dégâts ; en effet selon LEROY (1936), sous l'effet des piqûres, un organe tombe après 4 ou 5 jours.

L'isolement des capsules apparemment saines se fait dès la chute de la corolle et pendant trois semaines. Un examen visuel permet de voir si une capsule porte ou non des traces extérieures de piqûres ou tout autre dégât dû aux chenilles.

Les espèces de punaises qui sont utilisées pour cette infestation artificielle proviennent de plantes-hôtes autres que le cotonnier: maïs, niébé, pois d'angole, soja ou sorgho. Ces punaises sont gardées à jeûn pendant 24 heures au laboratoire avant leur introduction dans les manchons. Ces espèces sont :

MIRIDAE:

Megacoelum apicale Reuter (larves et adultes)
Taylorilygus arboreus (Taylor) (adultes)
Helopeltis schoutedeni Reuter (larves et adultes)
Creontiades pallidus (Rambur) (adultes)

PENTATOMIDAE :

Nezara viridula (adultes)
Acrosternum acutum (adultes)
Boerias ventralis (adultes)
Pseudatelus spinulosa (adultes)

L'introduction des ravageurs dans chaque manchon se fait à partir d'une petite ouverture, après retrait de deux ou trois attache-lettres. Trois à cinq larves, deux adultes pour les Mirides et deux à trois adultes pour les Pentatomidae sont introduits dans chaque manchon. La durée de leur isolement est de cinq jours. Après ce temps, les punaises introduites sont tuées et les organes floraux et fructifères restent isolés dans les manchons pendant cinq jours encore avant leur récolte. Ils sont observés, sur place puis analysés après dissection au laboratoire sous la loupe binoculaire.

5d- Analyse Sanitaire des organes Verts ou immatures (A. S. V.)

Cette analyse sanitaire est réalisée pour cette phase de la fructification, deux fois par semaine sur des cotonniers de huit lignes (en 1991) et de quatorze lignes (1992) de part et d'autre de quatre lignes centrales de chaque parcelle. Dans cette analyse, les jeunes capsules sont écartées. En effet, les capsules en phase de très forte croissance sont sans pouvoir attractif (PIERRARD, 1972), elles peuvent donc être écartées des échantillons prélevés pour les examens phytosanitaires, surtout lorsqu'on se propose d'étudier l'évolution dans le temps des dégâts des insectes sur les capsules vertes.

Sur chaque ligne prise au hasard, l'observateur choisit une plante au hasard et toutes les capsules âgées sont récoltées au sécateur. Tous les échantillons sont ramenés au laboratoire puis analysés. Les capsules sont disséquées suivant les lignes de sutures intercarpellaires, on dégage le coton-

graine de chaque loge pour apprécier l'état sanitaire des graines, de la fibre, de l'intérieur des parois et des cloisons interloculaires de chaque capsule.

5e- Analyse Sanitaire des organes Mûrs (A. S. M.)

L'analyse sanitaire des fruits à maturité (capsules ouvertes) se fait à partir d'une récolte sur quatre lignes centrales de chaque parcelle. Toutes les capsules ouvertes des plantes sont récoltées. L'analyse est réalisée de deux façons différentes :

Une première analyse (A. S. M. 1) se fait de façon progressive avant la période de récolte. Sur les deux lignes latérales qui encadrent les deux lignes centrales de chaque parcelle, les capsules mures sont récoltées au fur et à mesure qu'elles s'ouvrent. L'analyse de l'état sanitaire se fait au laboratoire mais aucune pesée du coton-graine n'est effectuée.

Une deuxième analyse (A. S. M. 2) se fait au moment de la récolte sur les deux lignes centrales de chaque parcelle. En 1991, seule cette deuxième analyse fut effectuée sur les quatre lignes centrales de chaque parcelle. Ce type d'analyse consiste à distinguer, à dénombrer les capsules en plusieurs catégories et à peser le coton-graine.

Catégorie 1 : Capsules pourries et momifiées						
Catégorie 2 : Nombre de capsules saines						
Nombre de loges		Poids coton-graine		Poids moyen d'une capsule		Poids moyen d'une loge
Catégorie 3 : Nombre de capsules percées ou trouées						
Nombre de loges	Nombre de loges pourries		% de pourritures	Poids moy. d'une loge pourrie		Poids moyen d'une loge saine
Catégorie 4 : Nombre de capsules piquées						
Nombre total de loges	Nombre de loges piquées	% de loges piquées	Nombre de loges pourries	% de pourritures	P. moy. loge pourrie	P. moy. loge saine
Nombre de capsules piquées						
Piquées dans une loge	Piquées dans deux loges	Piquées dans trois loges	Piquées dans quatre loges	Piquées dans cinq loges		
Nombre de capsules piquées avec coton jaune						
dans une loge	dans deux loges	dans trois loges	dans quatre loges	dans cinq loges		
Catégorie 5 : Les autres capsules, c'est-à-dire ni piquées, ni percées ou trouées mais présentant des pourritures internes						

CHAPITRE III :

RESULTATS BIOLOGIQUES

1- L'INVENTAIRE DES ESPECES D'HETEROPTERES ASSOCIEES A LA ROTATION CULTURALE MAIS-COTONNIER-NIEBE.

L'étude des Hétéroptères associés à la rotation culturale maïs-cotonnier-niébé, a permis d'inventorier 117 espèces dont 85 phytophages et 32 prédatrices (POUTOULI & MALDES, sous presse). Les grandes lignes de leurs cycles biologiques et la chronologie de leur présence dans les principales cultures suivies sont précisées.

1-1 HETEROPTERES PHYTOPHAGES

Les 85 espèces identifiées dans cette étude sont indiquées dans le tableau 30 en Annexes. Elles appartiennent à 9 familles d'Hétéroptères. Des précisions sont généralement apportées sur les organes attaqués, le stade du phytophage observé sur la plante cultivée ou d'autres végétaux.

Sur les 85 espèces, 25 ont été observées sur les trois cultures (maïs, cotonnier et niébé). Celles qui ont fait leur cycle biologique sur au moins une des trois plantes sont :

PENTATOMIDAE	COREIDAE
<i>Acrosternum acutum</i> (Dallas)	<i>Clavigralla horrida</i> (Germar)
<i>Boerias ventralis</i> (Dallas)	<i>C. tomentosicollis</i> (Stål)
<i>Nezara viridula</i> (L.)	<i>Anoplocnemis curvipes</i> (F.)
ALYDIDAE	PYRRHOCORIDAE
<i>Mirperus jaculus</i> (Thunberg)	<i>Dysdercus voelkeri</i> (Schmidt)
<i>Riptortus dentipes</i> (F.)	<i>D. superstitiosus</i> (F.)
	<i>D. fasciatus</i> (Signoret)
MIRIDAE	
<i>Creontiades pallidus</i> (Rambour)	<i>Deraeocoris oculatus</i> Reuter
<i>Halticus tibialis</i> Reuter	<i>Helopeltis schoutedeni</i> Reuter
<i>Megacoelum apicale</i> Reuter	<i>Taylorilygus arboreus</i> (Taylor)

Huit espèces seulement sont communes au cotonnier-mais et quatre espèces au cotonnier-niébé.

Cotonnier-mais	Cotonnier-niébé
PENTATOMIDAE	PENTATOMIDAE
<i>Aspavia acuminata</i> Montandon	<i>Acrostemum pallidoconspersum</i> (Stål)
<i>Diploxys floweri</i> Distant	SCUTELLERIDAE
COREIDAE	<i>Sphaerocoris annulus</i> F.
<i>Acanthocoris collarti</i> Schouteden	LYGAEIDAE
LYGAEIDAE	<i>Geocoris</i> sp.
<i>Graptostethus servus</i> F.	MIRIDAE
<i>Oxycarenus fieberi</i> Stål	<i>Proboscidoecoris fuliginosus</i> Reuter
<i>O. hyalinipennis</i> (Costa)	
<i>O. dudgeoni</i> Distant	
MIRIDAE	
Sp4 (indéterminé)	

1-1-1 Hétéroptères phytophages du cotonnier

Le cotonnier héberge 56 espèces identifiées qui appartiennent à 7 familles d'Hétéroptères (Tableau 30 en Annexes). Parmi elles, 18 espèces ont été uniquement rencontrées sur cette plante.

PENTATOMIDAE	SCUTELLERIDAE
<i>Agonoscelis versicolor</i> (F.)	<i>Calidea dregei</i> Germar
<i>Carbula</i> sp	<i>C.nana</i> Hahn & Herrich-Schaeffer
<i>Diploxys cordofana</i> Mayr	<i>Calidea</i> sp
<i>Eudryadocoris goniodes</i> (Dallas)	<i>Hotea subfasciata</i> (West.)
<i>Pseudatelus spinulosa</i> (P.DE B.)	<i>Sphaerocoris testudogrisea</i> (De Geer)
COREIDAE	LYGAEIDAE
<i>Clavigralla curvipes</i> Stål	<i>Aspilocoryphus fasciiventris</i> Stål
<i>Cletus ochraceus</i> H-Sch.	<i>Geocoris amabilis</i> Stål
<i>Homoeocerus</i> sp	<i>Lygaeus fuscatus</i> F.
<i>Mevanidea granulifera</i> Reuter	
<i>Petalocnemis</i> sp	

Le cotonnier héberge des Hétéroptères à tous les stades de son développement mais c'est pendant les phases de fructification et de maturation des capsules que de fortes infestations sont observées.

1-1-1-1 Miridae

La famille des Miridae est représentée par dix espèces :

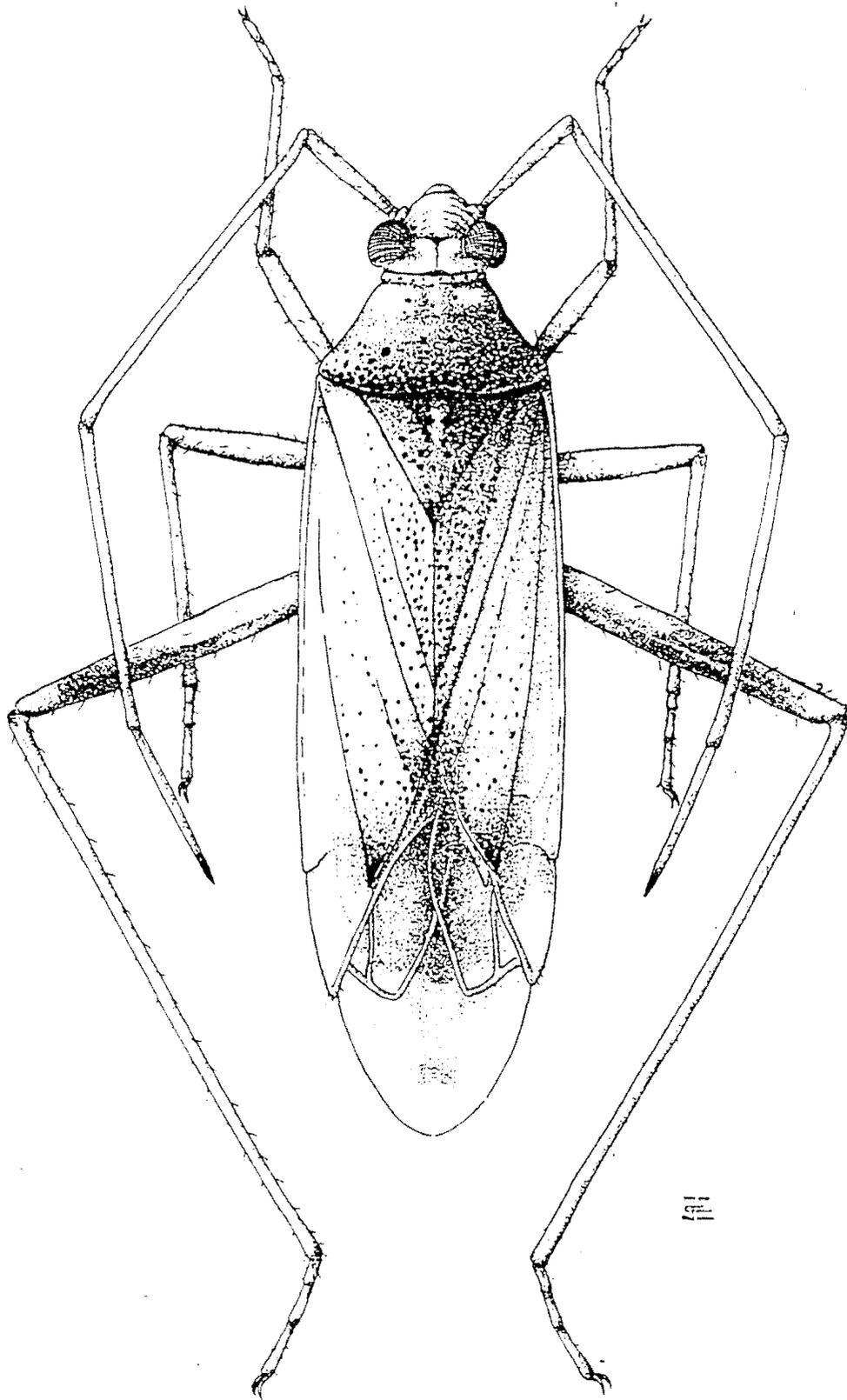
<i>Campylomma unicolor</i> Poppius	<i>Campylomma subflava</i> Odhiambo
<i>Creontiades pallidus</i> (Rambour)	<i>Megacoelum apicale</i> Reuter
<i>Halticus tibialis</i> Reuter	<i>Helopeltis schoutedeni</i> Reuter
<i>Taylorilygus arboreus</i> (Taylor)	<i>Deraeocoris oculatus</i> Reuter
<i>Proboscidocoris fuliginosus</i> Reuter	Sp4 indéterminée

Parmi ces espèces, *H. schoutedeni*, *M. apicale* et l'espèce indéterminée (Sp4) sont les toutes premières à apparaître dans les cotonniers dès l'apparition des boutons floraux. La présence des adultes infestants de *H. schoutedeni* est discrète ; mais après quelques jours, plusieurs larves (5 à 10) sont observées sur quelques plants. Ces plants sont reconnaissables par leur taille rabougrie et par la présence de nombreux chancres sur les nervures du limbe (face inférieure). Ces chancres sont également localisés sur pétioles, tiges et capsules. Des larves toutes rouges et peu mobiles sont fréquemment localisées à la face inférieure des feuilles. Sur les plants infestés, le nombre de ces larves augmente progressivement (dû aux nouvelles éclosions) avant de diminuer. Cette diminution peut s'expliquer par une mort éventuelle ou par le fait que plusieurs larves passent sur les plants immédiats. Généralement, les cotonniers envahis pendant cette propagation hébergent peu de larves. Des chancres sont d'abord observés sur les organes végétatifs des cotonniers attaqués alors que les piqûres sur capsules ont lieu plus tard.

Les infestations de *Megacoelum apicale* et de l'espèce non encore déterminée sont "uniformément" réparties dans les champs. Les adultes de *M. apicale* de couleur brun-sombre et les larves vertes tachetées de brun et très mobiles, sont fréquemment observés dans les bractées des boutons floraux, des capsules et quelquefois dans les fleurs.

Les espèces *Creontiades pallidus* et *Taylorilygus arboreus* sont aussi observées dans la rotation culturale et dans les cotonniers à proximité des cultures de sorgho ou de maïs. Les larves de ces espèces sont vert pâle (*C. pallidus*) et rougeâtres (*T. arboreus*).

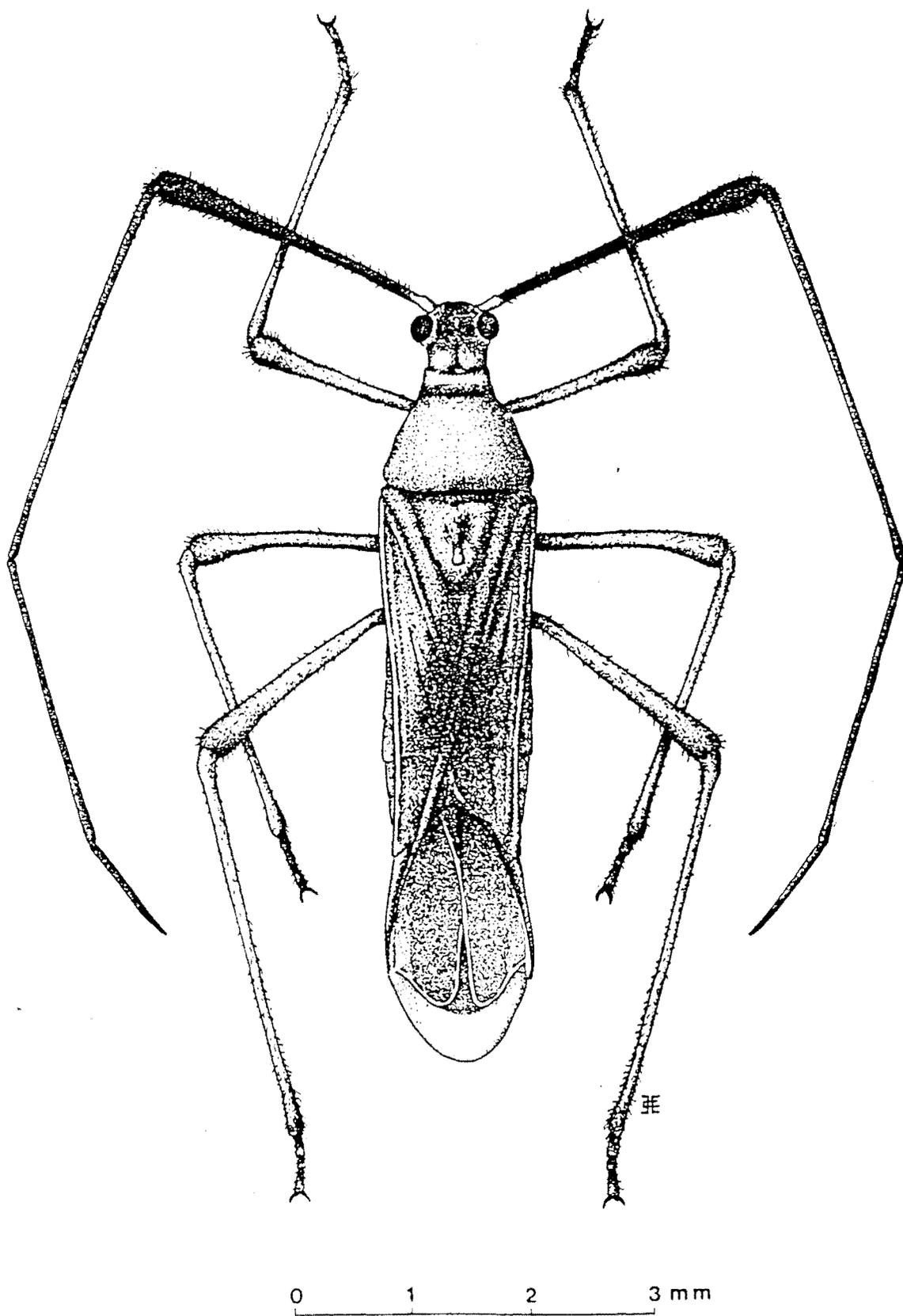
Creontiades pallidus
(CADOU, 1994)



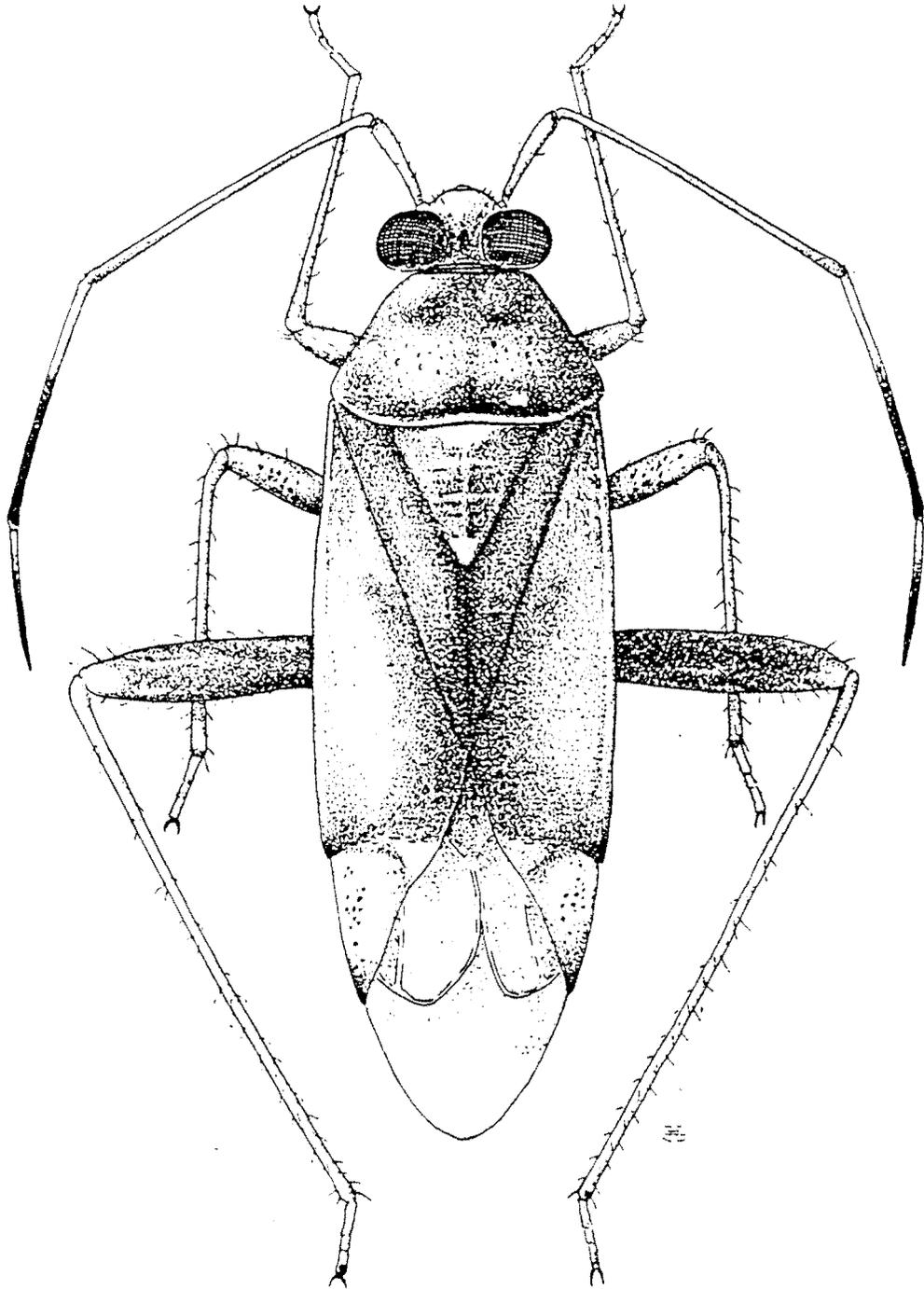
191

0 1 2 3 mm

Helopeltis schoutedeni (mâle)
(CADOU, 1994)



Megacoelum apicale
(CADOU, 1994)



0 1 2 3 mm

1-1-1-2 Pentatomidae

Elle est représentée par 15 espèces. Mais les pontes et les larves de quatre espèces seulement ont été observées : *A. acutum*, *B. ventralis*, *N. viridula* et *Pseudatelus spinulosa* (Palisot de Beauvois).

<i>Acrosternum acutum</i> (Dallas)	<i>A. pallidoconspersum</i> (Stål)
<i>Agonoscelis versicolor</i> Bergroth	<i>Aspavia acuminata</i> Montandon
<i>Aspavia armigera</i> (F.)	<i>Boerhavia ventralis</i> (Dallas)
<i>Carbula</i> sp	<i>Diploxys cordofana</i> Mayr
<i>Diploxys floweri</i> Distant	<i>Eudryadocoris goniodes</i> (Dallas)
<i>Nezara viridula</i> L.	<i>Piezodorus pallens</i> (Germar)
<i>Piezodorus rubrofasciatus</i> F.	<i>P. teretipes</i> Stål
<i>Pseudatelus spinulosa</i> (P. de B)	

C'est le stade adulte des autres espèces qui est observé notamment sur les organes fructifères.

- *P. spinulosa* : les pontes de cette espèce n'ont pas été observées au champ, seules les larves, recouvertes d'une épaisse couche de sécrétion blanche, sont fréquemment rencontrées mais il s'agit plus particulièrement des trois derniers stades larvaires. Ces larves apparaissent très tôt dans les cotonniers sans que la présence des adultes n'ait été signalée. Les feuilles et les capsules vertes constituent les organes-hôtes. Les infestations ne sont pas massives et la présence de l'espèce est discrète.

- *B. ventralis* : les populations de cette espèce sont fréquentes dans les cotonniers surtout depuis le stade fructification jusqu'à la récolte et même après celle-ci. Mais les oeufs sont rarement observés sur les plants de cotonniers. Cependant ces oeufs sont observés sur des plantes adventices couramment rencontrés dans les champs de cotonniers : *Boerhavia erecta* L., *B. diffusa* L. (Nyctaginaceae), *Euphorbia hirta* L. (Euphorbiaceae), *Cynodon dactylon* Pers. (Poaceae). Ils sont pondus soit sur la face supérieure des feuilles, soit autour des branches ou des pétioles des feuilles. Ces adventices hébergent les oeufs et les premiers stades larvaires qui restent regroupés. A partir du second stade, les larves sont observées sur le cotonnier au niveau des capsules, branches et dans les bractées des organes floraux ou fructifères.

- *A. acutum* : c'est aussi l'espèce la plus fréquente et la plus couramment observée dans les champs de cotonniers. Les adultes infestants se manifestent dès la formation des boutons floraux et les infestations deviennent importantes durant les périodes de fructification, de maturation et de récolte. Après cette récolte, de fortes populations sont observées dans les parcelles de cotonniers non girobroyés. Les oeufs sont pondus de préférence à la face supérieure des feuilles. Chaque ponte renferme relativement peu d'oeufs (14 à 42 oeufs). A l'éclosion des oeufs, les larves du premier stade restent regroupées sur la ponte et sont immobiles. Après la première mue, elles se dispersent et sont observées sur les différents organes des plants.

N. viridula : les premiers adultes dans les champs sont rares au stade végétatif des cotonniers. C'est à la fructification et à la maturation des capsules que les infestations sont importantes et même dans les champs non girobroyés. Malgré la présence massive des adultes, les pontes sont peu fréquentes. En effet, c'est à la face inférieure des feuilles des cotonniers que les femelles de *N. viridula* pondent leurs oeufs (plus de 100 par ponte) disposés en plusieurs rangées formant ainsi un polygone régulier. Ceci rend difficile tout échantillonnage des oeufs car pour les rechercher, l'on doit courber les plants de cotonniers pour observer la face inférieure des feuilles. Au cours de leur développement, les larves présentent plusieurs types de couleur. Seuls les trois derniers stades larvaires ont été observés surtout sur les capsules mures et ouvertes.

Variation de couleur des adultes de N. viridula : l'espèce *N. viridula* communément appelée "punaise verte" du cotonnier tout comme *Acrosternum acutum* et *Aethemenes chloris* (Dallas), a été observée sous trois types ou variétés de couleurs. En effet, si les variétés <<*smaragdula*>> entièrement verte et <<*torquata*>> aussi verte mais avec les parties antérieures du pronotum et de la tête jaunes, sont les plus connues des cultures, il existe une autre variété qui est rare. Elle est jaune sur la face dorsale et verte sur la face ventrale ; sur le dos, elle présente néanmoins trois taches vertes horizontales près du bord antérieur du pronotum, une à la base du scutellum et une de chaque côté de la corie. La présence de cette variété a été observée sur le soja (*Glycine max* Merr.) (Fabaceae) en janvier 1991 et cette présence n'a duré que deux semaines. Pendant cette période, des accouplements entre les femelles de cette variété jaune et les mâles "*smaragdula*" d'une part et

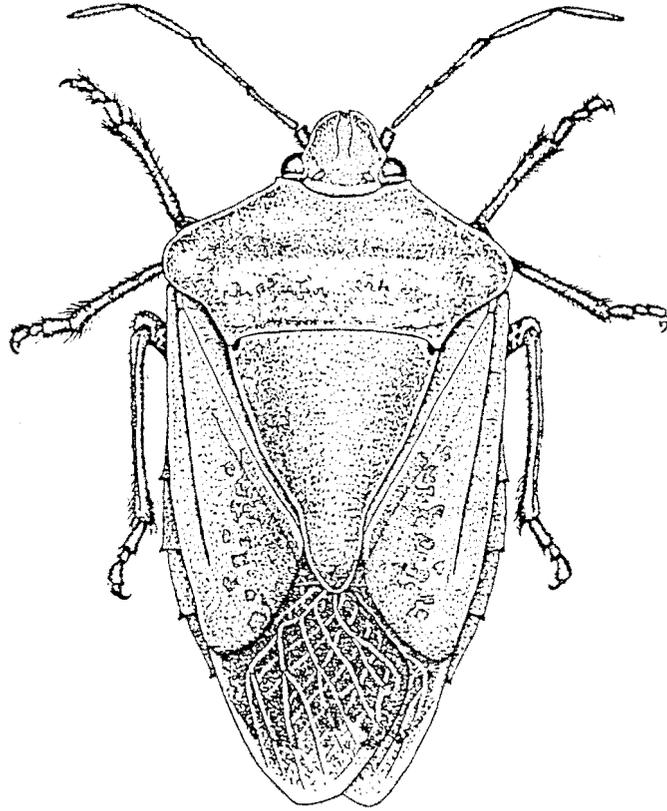


Figure 86 Green vegetable bug, *Nezara viridula* (Pentatomidae). Adult.

(P. Kayser)

(ANNECKE & MORAN, 1982)

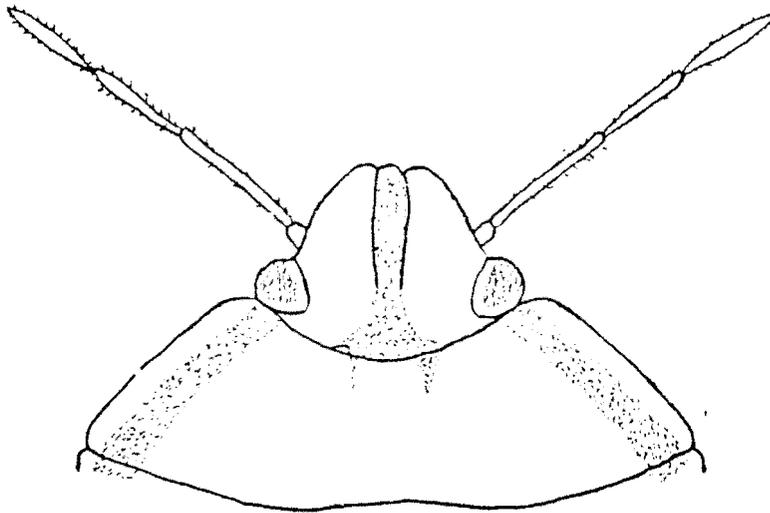


Fig. 57 : Larve de 5^e stade de *Piezodorus pallescens*

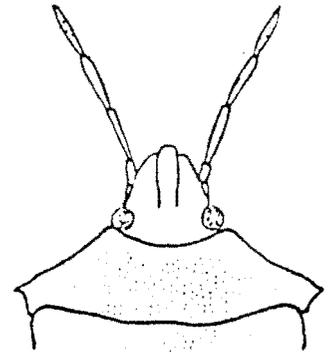


Fig. 55 : Larve de 5^e stade *Aspavia armigera*

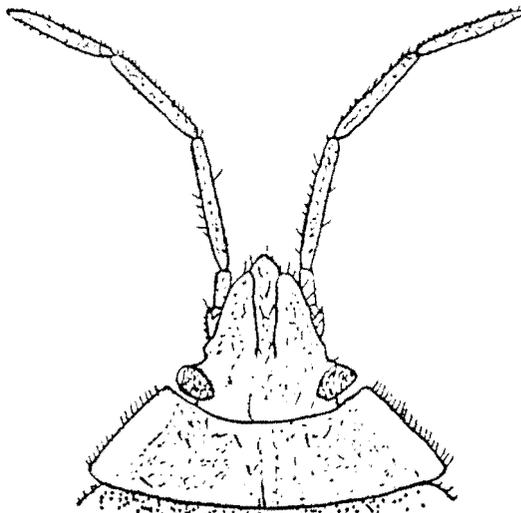


Fig. 32 : 4^e stade de *Atelocera (=Pseudatelus) spinulosa*

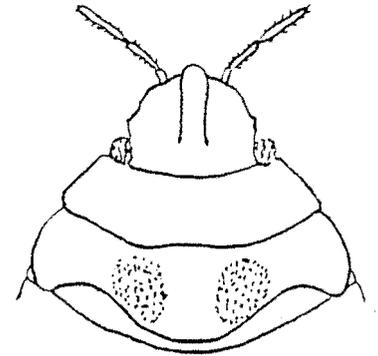
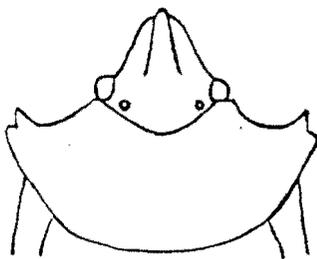
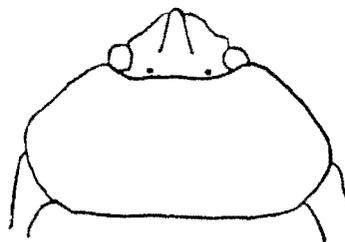


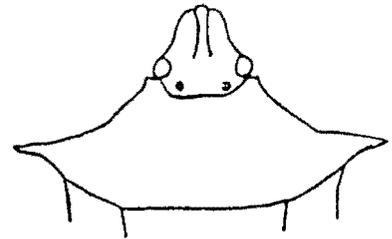
Fig. 12 : 4^e stade de *Hotea subfasciata*



Hotea subfasciata
Tête et pronotum



Sphaerocoris annulus
Tête et pronotum



Aspavia armigera
Tête et pronotum

(GILLON, 1972)

d'autre part entre les mâles de la variété jaune et les femelles <<smaragdula>> ont été observés.

1-1-1-3 Scutelleridae

Sept espèces appartenant à cette famille ont été identifiées. Mais aucune espèce n'effectue ses pontes sur le cotonnier.

<i>Calidea dregei</i> Germar	<i>Calidea nana</i> H. & H-Sch.
<i>Calidea</i> sp	<i>Hotea subfasciata</i> (Westwood)
<i>Sphaerocoris annulus</i> F.	<i>Sphaerocoris ocellatus</i> Klug
<i>Sphaerocoris testudo</i> grisea De Geer	

Pourtant les oeufs et les larves de certaines espèces de cette famille ont été observés sur des plantes adventices présentes dans les champs de cotonniers ou au voisinage immédiat : pontes et larves de *Calidea nana* Herrich & Schaeffer sur *Phyllanthus amarus* Sch. et Th. (Euphorbiaceae) et celles de *Sphaerocoris annulus* F. sur *Vernonia galamensis* (Cass.) Less. (Asteraceae). Si les adultes de *C. nana* sont observés sur les capsules vertes, ceux de *S. annulus* et de *H. subfasciata* (Westwood) apparaissent sur les cotonniers en fin de saison après l'ouverture des capsules.

1-1-1-4 Coreidae

Dix espèces de cette famille ont été identifiées mais ni les oeufs, ni les larves de ces espèces n'ont été observés sur cotonnier. Seul le stade adulte de chaque espèce est fréquemment observé sur les différents organes végétatifs ou fructifères.

<i>Acanthocoris collarti</i> Schouteden	<i>Clavigralla curvipes</i> Stål
<i>Clavigralla horrida</i> (Germar)	<i>C. tomentosicollis</i> (Stål)
<i>Anoplocnemis curvipes</i> (F.)	<i>Cletus ochraceus</i> H-Sch.
<i>Cletus</i> sp	<i>Homoeocerus</i> sp
<i>Mavanidea granulifera</i> Reuter	<i>Petalocnemis</i> sp

1-1-1-5 Lygaeidae

La famille des Lygaeidae est représentée par 9 espèces dont trois du genre *Oxycarenus* font leur cycle complet sur le cotonnier : *O. hyalinipennis* (Costa), *O. dudgeoni* Distant et *O. fieberi* Stål.

<i>Aspilocoriphus fasciiventris</i> Stål	<i>Geocoris amabilis</i> Stål
<i>Geocoris</i> sp	<i>Graptostethus servus</i> F.
<i>Lygaeus fuscatus</i> F.	<i>O. dudgeoni</i> Distant
<i>Oxycarenus fieberi</i> Stål	<i>O. hyalinipennis</i> (Costa)
<i>Spilostethus rivularis</i> (Germar)	

Les trois espèces du genre *Oxycarenus* semblent inféodées aux espèces végétales de la famille des Malvaceae puisqu'elles pondent et que leurs larves se développent sur d'autres plantes de cette famille : *Abelmoschus esculentus* L., *Hibiscus cannabinus* L., *Urena lobata* L., *Sida* spp. et *Abutilon mauritianum* (Jasq.) Medic. Si *O. dudgeoni* est de couleur noire et plus grand que *O. hyalinipennis*, *O. fieberi* est de taille moyenne et aux hémélytres rouges. *O. hyalinipennis* et *O. dudgeoni* apparaissent sur les cotonniers au stade végétatif mais *O. dudgeoni* se fait rare au moment de l'ouverture des capsules qui coïncide avec la présence de *O. fieberi*. Les larves et les adultes de *O. hyalinipennis* et de *O. fieberi* sont observés dans les capsules ouvertes et forment des colonies importantes autour des graines. Les larves sont rouges ou roses mais avec une bande blanche sur le premier segment abdominal. Aucune étude particulière n'est faite pour observer les oeufs ou pour distinguer les larves des deux espèces. Ces espèces peuvent rester toute l'année sur les cotonniers non girobroyés ou sur d'autres Malvaceae.

1-1-1-6 Alydidae

Les deux espèces de la famille, fréquemment observées sur le cotonnier sont *Mirperus jaculus* (Thunberg) et *Riptortus dentipes* (F.) . Mais ni leurs pontes, ni leurs larves ne furent observées. Les adultes de *R. dentipes*, de forme cylindrique et de couleur brun clair, présentent des lignes longitudinales blanches ou jaunes très caractéristiques sur les faces latérales. Ceux de *M. jaculus*, de forme allongée et étroite, présentent les cuisses postérieures renflées avec des rangées postérieures d'épines et les tibias postérieurs

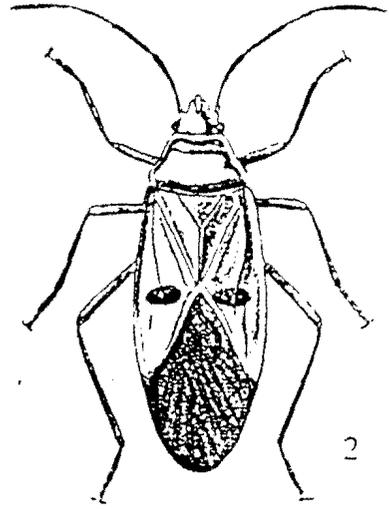
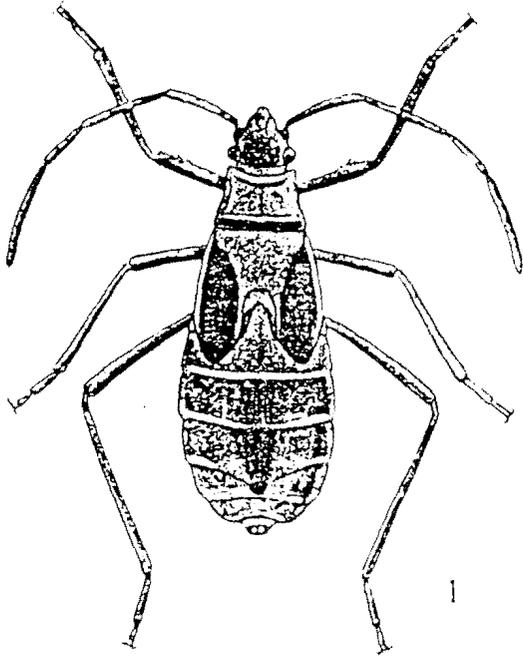


Fig. 1. *Dysdercus supersticiosus* F., nymphe.—
Fig. 2. *Dysdercus supersticiosus* F., adulte face dorsale. 18-20 mm. (No 129).
Fig. 3. *Dysdercus supersticiosus* F., face ventrale.—

MAYNÉ, R. et GHESQUIERE, J., 1934

fortement courbés, terminés par une forte épine apicale. Les deux espèces sont très agiles et s'envolent rapidement dès qu'elles sont inquiétées par un observateur.

1-1-1-7 Pyrrhocoridae

Dysdercus fasciatus (Signoret), *D. superstitiosus* (F.) et *D. voelkeri* Schmidt sont les trois espèces de cette famille observées sur le cotonnier. Si quelques adultes infestants sont signalés pendant la phase végétative, les pullulations les plus importantes sont observées pendant les phases de fructification et de maturation (ouverture des capsules). L'apparition des larves coïncide avec l'ouverture des capsules qui sont alors envahies par des colonies importantes au sein desquelles tous les stades sont observés.

Toute l'année, les *Dysdercus* spp. et surtout les larves sont observés sur plusieurs plantes, sur le sol autour des grains oléagineux et même dans des habitations.

Les *Oxycarenus* spp. et les *Dysdercus* spp. sont les deux groupes de ravageurs régulièrement rencontrés au moment de la récolte dans les capsules ouvertes à la recherche des graines. Car ces graines constituent une source alimentaire privilégiée et recherchée par plusieurs colonies de larves.

Plusieurs stades larvaires d'*Oxycarenus* spp. et de *Dysdercus* spp. peuvent être observés à l'intérieur d'une même capsule.

1-1-2 Hétéroptères phytophages du maïs

Cette plante héberge 42 espèces identifiées qui appartiennent à 7 familles d'Hétéroptères (Tableau 30 en Annexes). Parmi elles, 9 ont été uniquement rencontrées sur cette culture. Ce sont les épis mâles pour la plupart du temps qui sont attaqués à l'état frais.

<p style="text-align: center;">PENTATOMIDAE</p> <p><i>Acoloba lanceolata</i> (F.) <i>Aethemenes chloris</i> (Dallas) <i>Diploxys bipunctata</i> Amyot & Serville <i>Macrina juvenca</i> Burmeister</p> <p style="text-align: center;">PYRRHOCORIDAE</p> <p><i>Dysdercus cardinalis</i> (Gerst.)</p>	<p style="text-align: center;">COREIDAE</p> <p><i>Homoeocerus</i> sp1 et sp2</p> <p style="text-align: center;">RHOPALIDAE</p> <p><i>Leptocoris</i> sp</p> <p style="text-align: center;">MIRIDAE</p> <p><i>Stenotus transvaalensis</i> Distant</p>
--	--

1-1-2-1 Miridae

Dix espèces de cette famille ont été inventoriées :

<p><i>Campylomma unicolor</i> Poppius <i>Creontiades pallidus</i> (Rambur) <i>Halticus tibialis</i> Reuter <i>Taylorilygus arboreus</i> (Taylor) <i>Stenotus transvaalensis</i> Distant</p>	<p><i>C. subflava</i> Odhiambo <i>Megacoelum apicale</i> Reuter <i>Helopeltis schoutedeni</i> Reuter <i>Deraeocoris oculatus</i> Reuter Sp4 indéterminée</p>
---	--

Parmi ces espèces, seuls les stades larvaires de cinq ont été observés : *C. pallidus*, *M. apicale*, *T. arboreus*, *D. oculatus* Reuter et *S. transvaalensis* Distant. Les infestations commencent dès la phase d'épiaison par les adultes dont les femelles pondent leurs oeufs dans les épis fleuris. Les échantillonnages effectués sur plusieurs épis ont permis de noter la présence de différents stades larvaires de chaque espèce. Mais aucune observation particulière n'est faite sur chaque épi pour rechercher les oeufs des espèces et leur point d'insertion. Le développement de ces larves est tel que le stade adulte est atteint avant le dessèchement total des épis mâles. Après ce dessèchement, tous les échantillonnages effectués n'ont pas permis de récolter des Mirides.

1-1-2-2 Pentatomidae

Treize espèces appartenant à cette famille ont été identifiées sur la culture du maïs mais seules les pontes et les larves de *B. ventralis* ont été observées :

<p><i>Acoloba lanceolata</i> <i>Aethemenes chloris</i> <i>Boerias ventralis</i> <i>Diploxys floweri</i> <i>Nezara viridula</i> <i>Piezodorus teretipes</i> <i>P. rubrofasciatus</i></p>	<p><i>Acrosternum acutum</i> <i>Aspavia acuminata</i> <i>Aspavia armigera</i> <i>Diploxys bipunctata</i> <i>Macrina juvenca</i> <i>Piezodorus pallens</i></p>
---	--

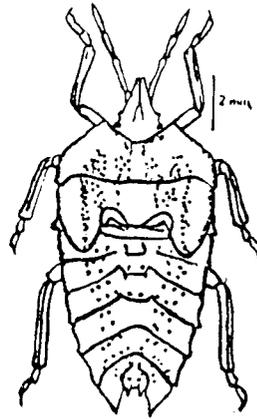


Fig. 78 : larve de 2^e stade

Fig. 87 : larve de 5^e stade

Macrina juvenca

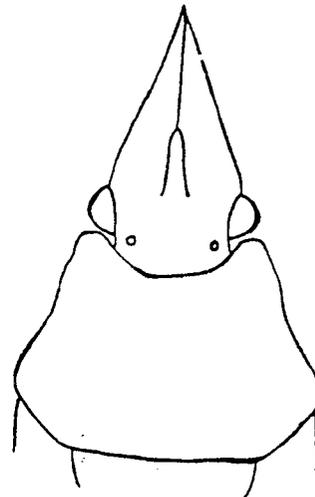
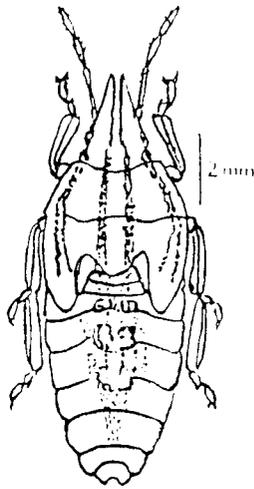


Fig. 65 : larve de 5^e stade

Tête et thorax de Pentatomidae adultes

Acoloba lanceolata

(GILLON, 1972)

au 5ème) sont observés dans les herbes, au sol entre les feuilles mortes ou dans les crevasses du sol.

Pour cette étude, dix espèces du genre *Rhynocoris* sont signalées :

<i>R. albopilosus</i> (Signoret)	<i>R. bicolor</i> F.
<i>R. carmelita</i> Stål	<i>R. hutsebauti</i> Schouteden
<i>R. rapax</i> Stål	<i>R. rufigena</i> Fallou
<i>R. squamulosus</i> Villiers	<i>R. segmentarius</i> (Germar)
<i>R. tropicus</i> Herrich-Schäffer	<i>R. violentus</i> Germar

Seules quatre espèces ne sont pas observées sur le cotonnier : *R. bicolor*, *R. squamulosus*, *R. hutsebauti* et *R. rufigena*.

Les proies des Reduviidae-Harpactorinae recensées dans cette étude furent très diversifiées : Coleoptera, Lepidoptera, Heteroptera. Plusieurs adultes de *Lilloceris livida* (Dalman) (Coleoptera, Chrysomelidae, Criocerinae) sont les proies de *Rhynocoris rapax* Stål et de *Cosmolestes pictus* Klug. Par contre, les larves de *S. derogata* et de *Cryptophlebia leucotreta* (Lepidoptera) constituent les proies de *R. segmentarius* (Germar) et de *R. albopilosus* (Signoret).

Les pullulations des Hétéroptères prédateurs, sur le cotonnier en particulier, sont plus importantes à la fructification et à la maturation des capsules. Ces périodes coïncident avec de fortes populations de déprédateurs du cotonnier.

Les oeufs de *B. ventralis* étaient généralement pondus sur les feuilles du haut des plants. Après éclosion des oeufs, les larves se dirigèrent vers les épis mâles.

Toutes les autres espèces signalées sont observées au stade adulte pendant la période de formation des anthères. Les plus actives sont essentiellement *A. acutum*, *Aspavia acuminata* Montandon, *A. armigera* (F.) et *N. viridula*.

1-1-2-3 Coreidae

Cette famille est représentée par sept espèces dont deux du genre *Homoeocerus* non identifiées :

<i>Acanthocoris collarti</i>	<i>Clavigralla horrida</i>
<i>Clavigralla tomentosicollis</i>	<i>Anoplocnemis curvipes</i>
<i>Cletus</i> sp	<i>Homoeocerus</i> (sp1, sp2)

Seules les pontes de *A. collarti* Schouteden ont été observées et ceci une seule fois. Cette espèce fait son cycle complet sur *Capsicum* spp. (Solanaceae). Sur le maïs, les oeufs étaient collés sur la face supérieure des feuilles du bas des plants.

Les infestations des adultes des espèces *C. tomentosicollis* et *Cletus* spp. se caractérisent par de fortes populations sur les épis mâles.

1-1-2-4 Lygaeidae, Alydidae et Rhopalidae

Les trois familles sont respectivement représentées par 5, 2 et 1 espèces identifiées dans cette étude. Mais aucune de ces espèces ne fait son cycle complet sur les épis de maïs.

LYGAEIDAE	ALYDIDAE
<i>Graptostethus servus</i>	<i>Mirperus jaculus</i>
<i>Oxycarenus fieberi</i>	<i>Riptortus dentipes</i>
<i>O. hyalinipennis</i>	RHOPALIDAE
<i>O. dudgeoni</i>	<i>Leptocoris</i> sp
<i>Spilostethus rivularis</i>	

1-1-2-5 Pyrrhocoridae

Les espèces du genre *Dysdercus* déjà signalées sur le cotonnier ont aussi été observées sur le maïs. Ces espèces sont observées aussi bien au stade adulte qu'au stade larvaire. De fortes populations de larves de *Dysdercus* spp. sont observées sur les épis de maïs comme sur ceux des autres Graminées (Poaceae). Mais aucune recherche n'est faite pour savoir si les pontes sont effectuées sur les épis ou si les larves viennent d'autres plantes.

1-1-3 Hétéroptères phytophages du niébé

Sur cette culture 40 espèces ont été inventoriées et appartiennent à 8 familles d'Hétéroptères (Tableau 30 en Annexes). Parmi elles, 8 ont été uniquement rencontrées sur cette plante :

PENTATOMIDAE <i>Aspavia albidomaculatus</i> Stål <i>Lerida punctata</i> P. De Beauv.	COREIDAE <i>Leptoglossus australis</i> (F.)
ALYDIDAE <i>Mirperus torridus</i> (Westwood)	LYGAEIDAE <i>Spilostethus elegans</i> Wolf <i>S. festivus</i> Thomson
PLATASPIDAE	
<i>Brachyplatys testudonigra</i> De Geer	<i>Coptosoma</i> spp

Les attaques de punaises ont lieu aux stades végétatif, florifère et fructifère du niébé. C'est au dernier stade que de fortes populations d'Hétéroptères sont observées. Les gousses constituent à ce stade, les organes d'attaques privilégiés de plusieurs colonies de punaises.

1-1-3-1 Miridae

La famille des Miridae est représentée par neuf espèces :

<i>Campylomma unicolor</i>	<i>Campylomma subflava</i>
<i>Creontiades pallidus</i>	<i>Megacoelum apicale</i>
<i>Halticus tibialis</i>	<i>Helopeltis schoutedeni</i>
<i>Taylorilygus arboreus</i>	<i>Deraeocoris oculatus</i>
<i>Proboscidoecoris fuliginosus</i>	

Parmi ces espèces six font leur cycle complet sur les plants de niébé. Ce sont : *C. pallidus*, *M. apicale*, *H. schoutedeni*, *T. arboreus*, *H. tibialis* Reuter et *D. oculatus*. Mais seules les larves de ces espèces ont été observées car aucune recherche particulière n'a été faite pour identifier les oeufs et localiser les lieux de ponte. Cependant, l'observation des premiers stades larvaires sur la face inférieure des feuilles et à l'extrémité des rameaux tendres permettaient d'orienter les recherches vers ces organes. La présence de l'espèce *H. tibialis* sur le niébé en phase végétative est remarquable car les feuilles des plants sont attaquées par de fortes populations.

1-1-3-2 Pentatomidae et Scutelleridae

Ces familles sont représentées respectivement par 11 et 2 espèces :

PENTATOMIDAE	
<i>Acrosternum acutum</i>	<i>A. pallidoconspersum</i>
<i>Aspavia armigera</i>	<i>Aspavia albidomaculata</i>
<i>Lerida punctata</i>	<i>Boerhavia ventralis</i>
<i>Piezodorus pallens</i>	<i>Nezara viridula</i>
<i>P. rubrofasciatus</i>	<i>Piezodorus teretipes</i>
<i>Menida</i> sp.	
SCUTELLERIDAE	
<i>Sphaerocoris annulus</i>	<i>S. ocellatus</i>

Mais seules les espèces *A. acutum*, *A. pallidoconspersum* (Stål), *N. viridula* et *B. ventralis* font leur cycle biologique sur la plante. Les oeufs sont généralement pondus sur la face supérieure des feuilles mais dans le cas de *N. viridula*, seuls les larves et les adultes ont été observés. C'est après la première mue que les larves effectuent des mouvements pour se diriger vers les gousses ou les rameaux tendres. Ces organes sont aussi fréquentés par les adultes des deux familles. Ni pontes ni larves des espèces de Scutelleridae ne sont observées sur le niébé. Pourtant, dans les champs de niébé, peuplés par l'espèce végétale *Vernonia galamensis* (Cass.) Less. (Asteraceae), tous les stades (oeufs, larves) de *Sphaerocoris annulus* sont observés. En 1990, les adultes infestants, formant de fortes colonies, étaient dans un premier temps observés sur le gombo (*Abelmoschus esculentus* L.) (Malvaceae) avant leur migration sur les autres plantes cultivées ou non. Mais aucune ponte n'était décelée sur le gombo.

1-1-3-3 Coreidae

Cinq espèces de cette famille ont été identifiées dont *Clavigralla horrida* (Germar), *C. tomentosicollis* et *Anoplocnemis curvipes* font leur cycle complet sur le niébé.

<i>Clavigralla horrida</i> <i>Anoplocnemis curvipes</i> <i>Leptoglossus australis</i>	<i>Clavigralla tomentosicollis</i> <i>Cletus</i> sp
---	--

L'espèce *Leptoglossus australis* (F.) a été observé seulement au stade adulte ; par contre son cycle biologique se fait sur d'autres plantes notamment *Cucurbita maxima* Duchesne (Cucurbitaceae) et *Calopogonium muconoides* Desv. (Fabaceae).

Les oeufs de *A. curvipes* n'ont pas été observés sur les plants de niébé mais sont plutôt pondus sur les fruits ou les tiges de *Cleome viscosa* L. (Caparidaceae) qui peuple les champs de niébé. Les larves du deuxième et du troisième stades sont très mobiles sur les différents organes des plants de niébé mais les deux derniers stades larvaires sont solitaires et peu mobiles. Les piqûres occasionnées par les adultes sur les parties tendres des plants entraînent un flétrissement immédiat de la partie supérieure de l'organe piqué.

Les infestations de *Clavigralla* spp. sur le niébé commencent avant la formation des gousses. Les femelles déposent leurs oeufs généralement sur les deux faces des feuilles. Après éclosions des oeufs, les larves restent regroupées jusqu'à la première mue avant tout déplacement vers les gousses fraîches ou sèches pour former de fortes colonies. Dans une colonie, tous les stades larvaires sont observés. Parfois certaines larves se regroupent par milliers sur les gousses exposées au soleil accablant alors que d'autres trouvent l'abri sur la face inférieure des feuilles. Ce comportement grégaire s'atténue chez les stades larvaires plus âgés qui ont tendance à s'isoler.

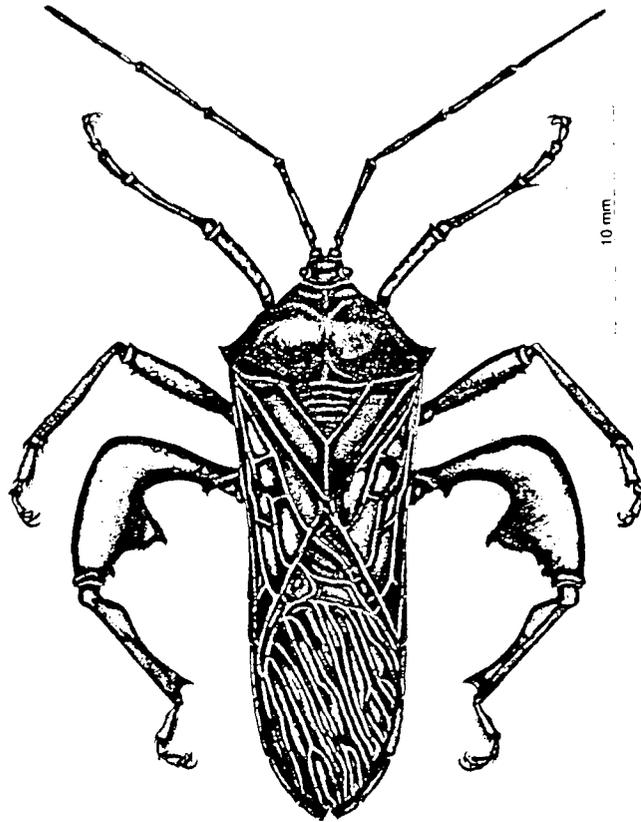


Figure 70 Tip wilter, *Anoplocnemis curvipes* (Coreidae). Adult male. (C. A. Schoeman)

(ANNECKE & MORAN, 1982)

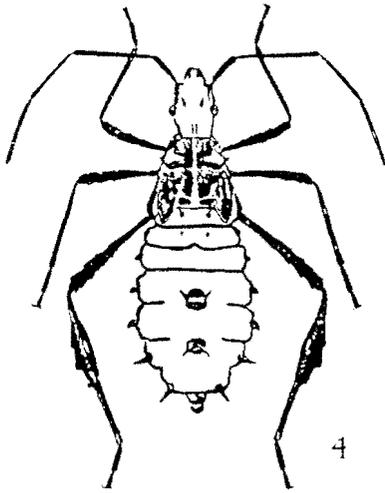


Fig. 4 : *Leptoglossus membranaceus*
(=australis) larve

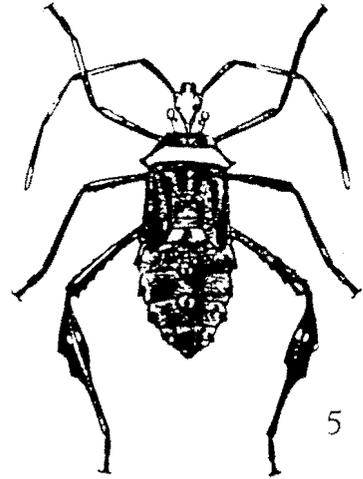


Fig. 5 : *Leptoglossus membranaceus*
(=australis) nymphe

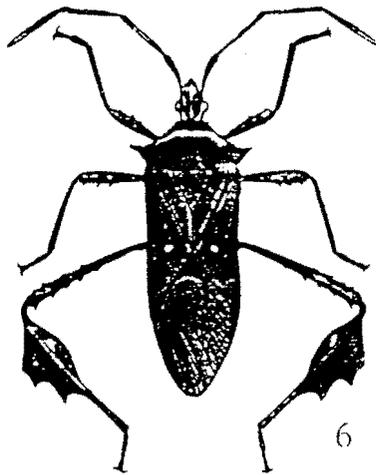


Fig. 6 : *Leptoglossus membranaceus* (=australis)
adulte

1-1-3-4 Lygaeidae

Cette famille n'est représentée que par quatre espèces qui sont :

<i>Geocoris</i> sp. <i>Spilostethus rivularis</i>	<i>Spilostethus elegans</i> <i>Spilostethus festivus</i>
--	---

Seules les larves du genre *Geocoris* sont observées depuis le stade végétatif du niébé jusqu'à la maturation des gousses. Les larves et les adultes de *Geocoris* sp. sont présents dans les fleurs, sur les boutons floraux, sur les gousses fraîches et sur les bourgeons terminaux. Les adultes des espèces du genre *Spilostethus* recensées arrivent sur le niébé en phase de fructification mais ni les pontes ni les larves ne sont observées.

1-1-3-5 Alydidae

Seules les espèces *Mirperus torridus* (Westwood), *M. jaculus* et *Riptortus dentipes* sont identifiées ; les deux dernières font leur cycle biologique sur le niébé. Mais aucune ponte n'a été observée. Par contre les larves, dont l'aspect rappelle celui des fourmis sont fréquentes sur les différents organes des plants. Les adultes sont très vifs au vol surtout en plein soleil.

1-1-3-6 Pyrrhocoridae et Plataspidae

Les trois espèces de la famille des Pyrrhocoridae signalées sur le cotonnier ont été aussi observées sur le niébé. Les deux espèces de la famille des Plataspidae sont : *Brachyplatys testudonigra* et *Coptosoma* spp. Mais aucune de ces cinq espèces n'ont fait leur développement sur le niébé. Dans le cas des *Dysdercus* spp., si des larves peuvent être observées sur le niébé, c'est qu'elles ont migré du cotonnier ou d'autres plantes. Car les larves des *Dysdercus* spp. se déplacent sur de longues distances par simple marche.

Après la récolte du niébé, de nouvelles repousses aux extrémités des plants et quelques jeunes gousses se développent et constituent des sites alimentaires des larves qui continuent et achèvent leur développement avant de quitter le champ. Ce retard de développement des larves après la récolte concerne le plus souvent les espèces de la famille des Coreidae, des Alydidae ou des Pentatomidae.

Le maïs, le cotonnier et le niébé hébergent chacun plusieurs Hétéroptères phytophages. Chaque culture constitue une source alimentaire, un lieu de pontes et de développement des larves. Mais toutes les espèces inventoriées sur chacune des plantes n'y font pas leur cycle biologique. Ainsi, 17, 11 et 16 espèces seulement effectuent respectivement leur cycle sur le cotonnier le maïs et le niébé (Tab. ci-dessous). D'autres plantes, cultivées ou sauvages contribuent alors au développement complet (de l'oeuf à l'adulte) de plusieurs Hétéroptères.

Cotonnier	Maïs	Niébé
Pentatomidae	Pentatomidae	Pentatomidae
<i>Acrosternum acutum</i>	<i>B. ventralis</i>	<i>A. acutum</i>
<i>Boerias ventralis</i>		<i>A. pallidoconspersum</i>
<i>Nezara viridula</i>		<i>B. ventralis</i>
<i>Pseudatelus spinulosa</i>		<i>N. viridula</i>
Scutelleridae	Coreidae	Coreidae
<i>Hotea subfasciata</i>	<i>Acanthocoris collarti</i>	<i>Clavigralla horrida</i>
Lygaeidae		<i>C. tomentosicollis</i>
<i>Oxycarenus fieberi</i>		<i>Anoplocnemis curvipes</i>
<i>O. hyalinipennis</i>		Lygaeidae
<i>O. dudgeoni</i>		<i>Geocoris spp.</i>
Pyrrhocoridae	Pyrrhocoridae	Alydidae
<i>Dysdercus fasciatus</i>	<i>D. fasciatus</i>	<i>Mirperus jaculus</i>
<i>D. supersticiosus</i>	<i>D. supersticiosus</i>	<i>Riptortus dentipes</i>
<i>D. voelkeri</i>	<i>D. voelkeri</i>	Miridae
Miridae	Miridae	<i>Creontiades pallidus</i>
<i>Creontiades pallidus</i>	<i>Creontiades pallidus</i>	<i>Megacoelum apicale</i>
<i>Megacoelum apicale</i>	<i>Megacoelum apicale</i>	<i>Halticus tibialis</i>
<i>Halticus tibialis</i>	<i>Helopeltis schoutedeni</i>	<i>Helopeltis schoutedeni</i>
<i>Helopeltis schoutedeni</i>	<i>Taylorilygus arboreus</i>	<i>Taylorilygus arboreus</i>
<i>Taylorilygus arboreus</i>	<i>Deraeocoris oculatus</i>	<i>Deraeocoris oculatus</i>
<i>Deraeocoris oculatus</i>	<i>Stenotus transvaalensis</i>	

1-2 HETEROPTERES PREDATEURS

Les 32 espèces prédatrices identifiées dans cette étude sont indiquées dans le Tableau 31 en Annexes. Elles appartiennent aux familles des Reduviidae, des Nabidae et des Pentatomidae (Asopinae). La famille des Nabidae est représentée par deux espèces non encore déterminées.

1-2-1 Caractéristiques morphologiques des prédateurs

Les Hétéroptères prédateurs sont en général caractérisés par un rostre court d'au plus trois articles volumineux. Chez les Asopinae, le rostre n'est ni appliqué à la surface ventrale de la tête, ni au fond d'un sillon, et l'extrémité de son premier article est toujours libre ; ce caractère confère au rostre des Asopinae, toujours dirigé en avant, une grande mobilité dans toutes les directions. Sur le deuxième sternite visible de l'abdomen (sternite III) peut exister une épine ventrale plus ou moins développée et dirigée vers l'avant. Chez les autres prédateurs, notamment les Reduviidae, le rostre est généralement plus fortement arqué sous la tête et son extrémité apicale vient s'appuyer dans un sillon prosternal ; quelquefois il est brusquement coudé à la base et étroitement accolé sur toute sa longueur à la face ventrale de la tête.

1-2-2 Pentatomidae

Cette famille, quoique phytophage, comprend une sous-famille (Asopinae) qui renferme des espèces prédatrices. Durant cette étude, nous avons essentiellement rencontré *Afrus purpureus* (Westwood), *Macrorhaphis acuta* Walker et *Dorycoris pavoninus* Westwood. Aucune ponte de ces espèces ne fut observée. Pourtant les larves très caractéristiques de chaque espèce pullulaient dans les champs de cotonniers et sur d'autres plantes-hôtes.

- *D. pavoninus* : les adultes, comme les larves, sont d'un bleu ou d'un vert métallique mais il existe une autre variété dont le tégument est d'un rouge métallique et brillant avec cinq bandes ou taches noires sur la face dorsale. Les mâles sont plus petits que les femelles et les deux sexes ont des angles latéraux du pronotum aigus et non proéminents. Les fémurs antérieurs sont inermes. Sur la face ventrale de l'abdomen se trouve une longue épine qui dépasse largement vers l'avant les hanches postérieures.

- *A. purpureus* : les larves sont de couleur variable comme les adultes. Elles peuvent être rouges ou bleues métalliques. Elles sont charnues et très actives dans la prédation des chenilles déprédatrices du cotonnier. Chez les adultes, le dimorphisme sexuel n'est pas très remarquable. Leur corps est environ deux fois plus long que large, aux angles latéraux du pronotum aigus et peu proéminents. Les fémurs antérieurs sont munis d'une forte et courte

épine sur la face ventrale. Les larves et les adultes apparaissent massivement sur les cotonniers à partir de la période de maturation des capsules.

- *M. acuta* : les larves de cette espèce, de couleur blanchâtre sont charnues et très bombées. Elles sont couramment observées sur *Sesbania* sp. (Fabaceae) mais pas sur le cotonnier. Les adultes sont larges et robustes mais il y a un dimorphisme sexuel apparent. Les angles latéraux du pronotum sont très proéminents mais non pointus. Les fémurs antérieurs sont munis d'une épine sur la face ventrale. Très vifs à l'envol, les adultes arrivent sur les cotonniers au stade de la fructification.

Les proies des Asopinae, recensées dans cette étude furent essentiellement des larves déprédatrices du cotonnier ou d'autres plantes observées directement aux champs. Les adultes de *M. acuta*, les larves et les adultes de *A. purpureus* recherchent activement sur les feuilles enroulées des cotonniers *Syllepte derogata* (F.). D'autres larves déprédatrices constituent également des proies. En effet, *Sesbania* sp. héberge les larves de *Mesoplatys cincta* Olivier (Coleoptera, Chrysomelidae) qui furent les proies des larves et des adultes de *M. acuta*. De plus, *Corchorus* sp. (Tiliaceae) héberge les adultes de *Altica punctata* Allard (Coleoptera, Chrysomelidae, Alticinae) qui constituent les proies des larves et des adultes de *D. pavoninus*.

1-2-3 Reduviidae

Cette famille est dominée par la sous-famille des Harpactorinae avec 26 espèces. Ces espèces appartiennent essentiellement aux genres *Phonoctonus*, *Rhynocoris*, *Coranus* et *Hediocoris*. Pendant cette étude, très peu de pontes ou de larves des différentes espèces ont été observées.

Les larves de *Hediocoris fasciatus* Reuter observées sur cotonnier ou maïs sont d'un rouge vif et très actives. Les pontes de *Rhynocoris* spp. sont organisées en un véritable amas d'oeufs et dans le cas de *R. albopilosus* (Signoret) les pontes sont facilement repérables par la présence d'un mâle immobile auprès des oeufs depuis la ponte jusqu'à l'éclosion. A la sortie, les larves restent regroupées jusqu'à la première mue avant de se disperser pour rechercher les proies. Généralement, les stades larvaires avancés (du 3ème

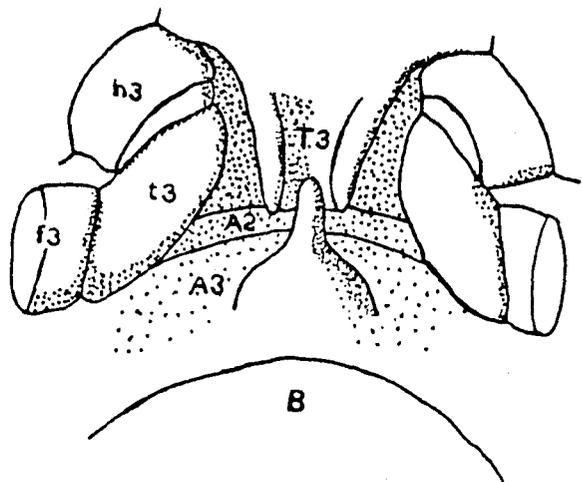
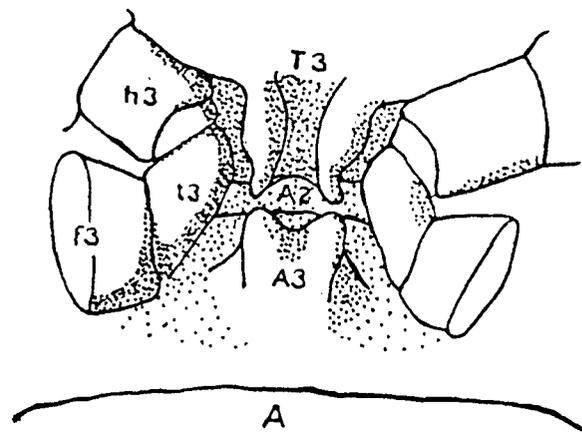


Fig. 8 : Epine ventrale abdominale d'Asopinae
 A : *Glypsus conspicuus* Westwood
 B : *Afrius purpureus* Westwood
 h3, t3, f3 : hanche, trochanter et fémur de la 3^e paire de pattes.
 T3 : Métathorax.
 A2, A3 : 2^e et 3^e segments abdominaux.

(GILLON, 1972)

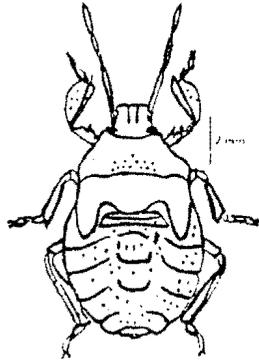
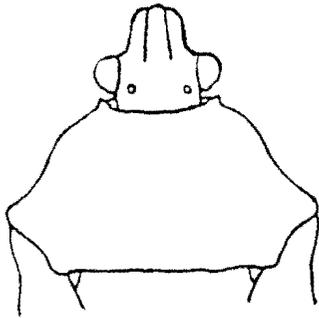
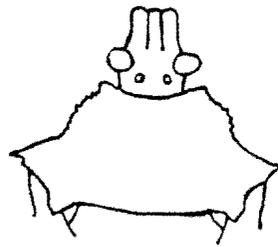


Fig. 23 : *Afrius purpureus* : larve de 5^e stade



Dorycoris pavoninus



Afrius purpureus

Fig. 68 : Tête et thorax d'Asopinae adultes

(GILLON, 1972)

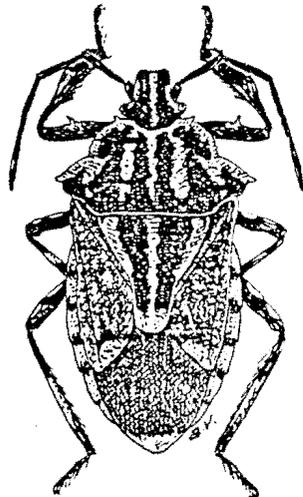
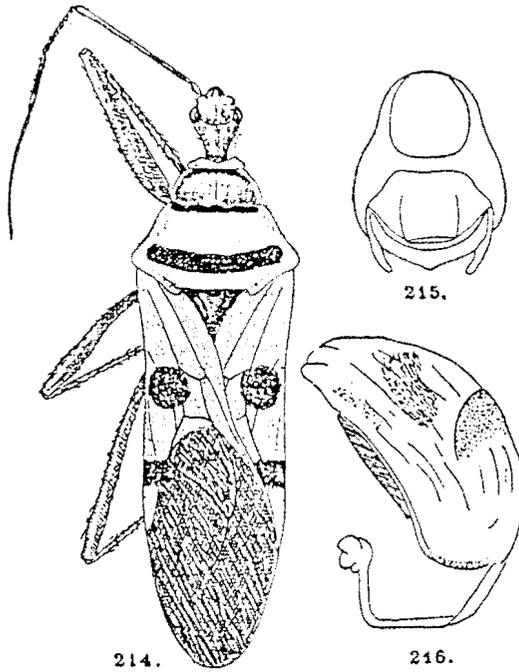


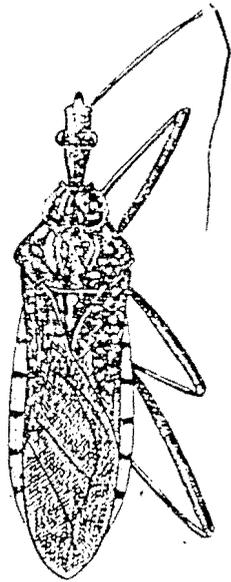
FIG. 104. — *Afrius purpureus* WESTWOOD.

(VILLIERS, 1952)



214. 215. 216.
 FIG. 214, *Phonoclonus lutescens* GUÉRIN et PERCHERON. — 215, *P. fasciatus* BEAUVOIS, pygophore vu par la face dorsale. — 216, *idem*, pénis.

(VILLIERS, 1948)



237

Rhinocoris albopilosus SIGNORET.

(VILLIERS, 1952)

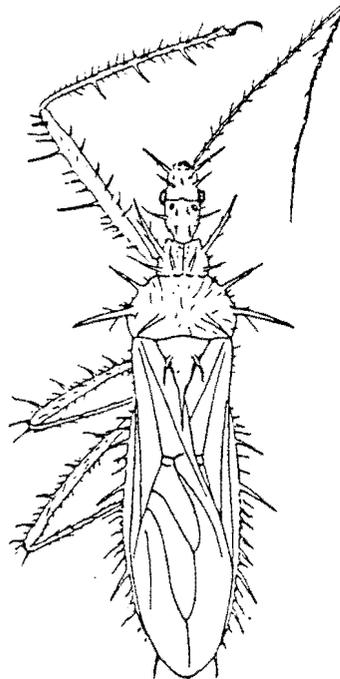


FIG. 261, — *Polidius Bequaerti* SCHOUTEDEN.

(VILLIERS, 1948)

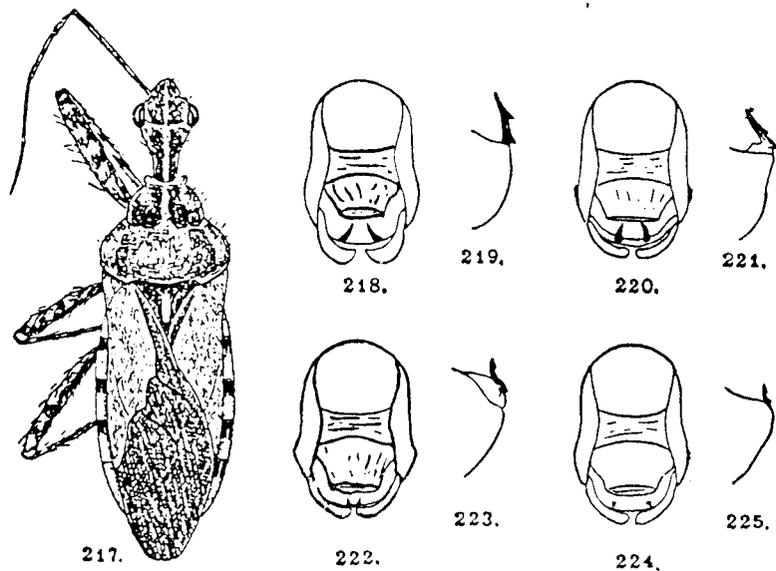
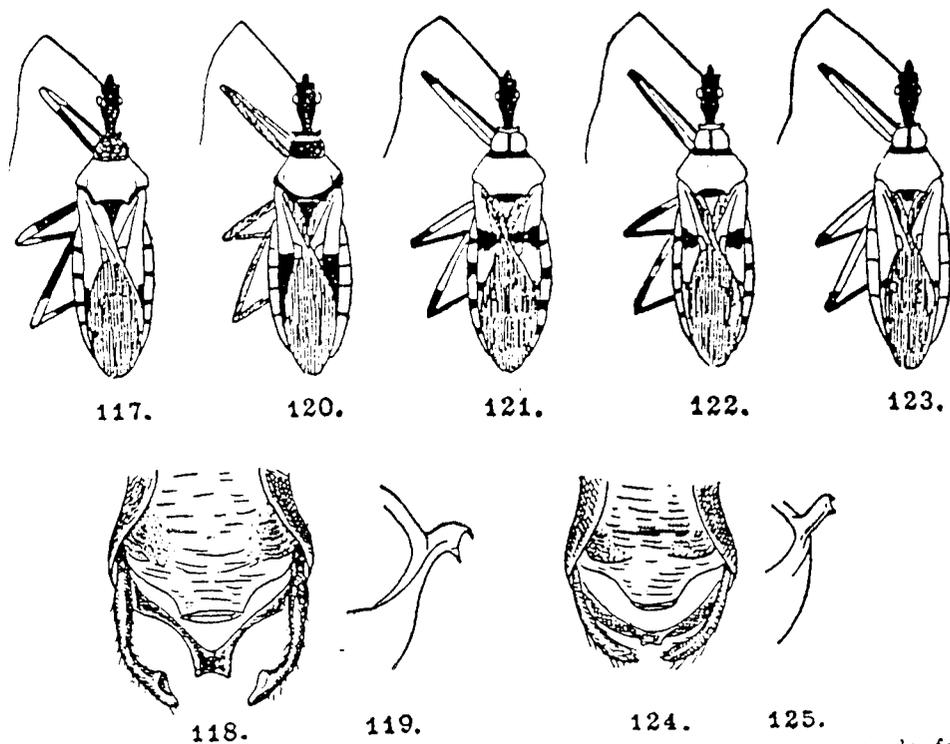


FIG. 217, *Coranus pallidus* REUTER. — 218, *idem*, pygophore vu par la face dorsale. — 219, *idem*, apophyse du bord ventral du pygophore. — 220 et 221 *C. varipes*. — 222 et 223, *C. lateritius* STÅL. — 224 et 225, *C. Kiritschenkoï* BERGEVIN.



117, *Rhinocoris rufigena* FALLOU. — 118, *idem*, apex du pygophore vu par la face dorsale. — 119, apophyse du bord ventral du pygophore. — 120, *R. Bequaerti* SCHOUTEDEN. — 121, *R. rapax* STÅL, forme typique. — 122, *R. rapax* var. *picturatus* DISTANT. — 123, *R. rapax* var. *ornatellus* DISTANT. — 124, *idem*, apex du pygophore vu par la face dorsale. — 125, apophyse du bord ventral du pygophore.

VILLIERS, A. - 1948.

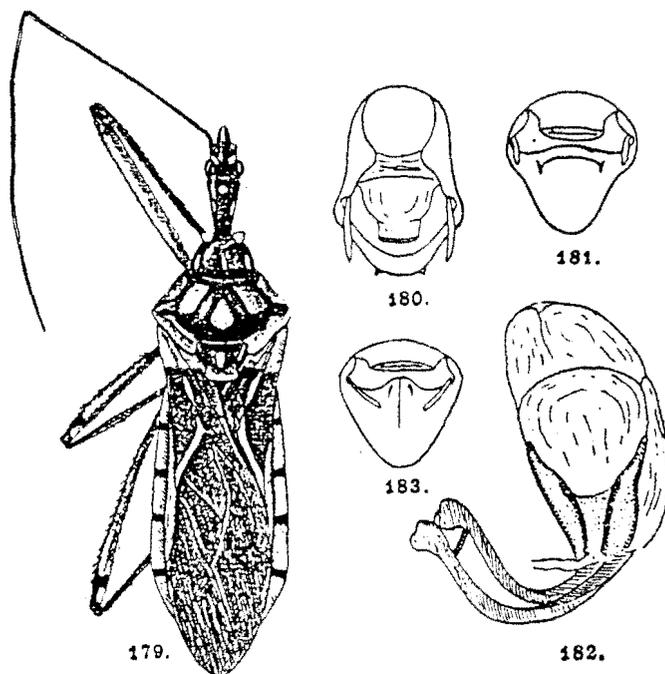


FIG. 179, *Cosmolestes pictus* KLUG. — 180, *idem*, pygophore vu par la face dorsale. — 181, *idem*, pygophore vu par l'apex. — 182, penis. — 183, *C. aethiopicus* STÅL, pygophore vu par l'apex.

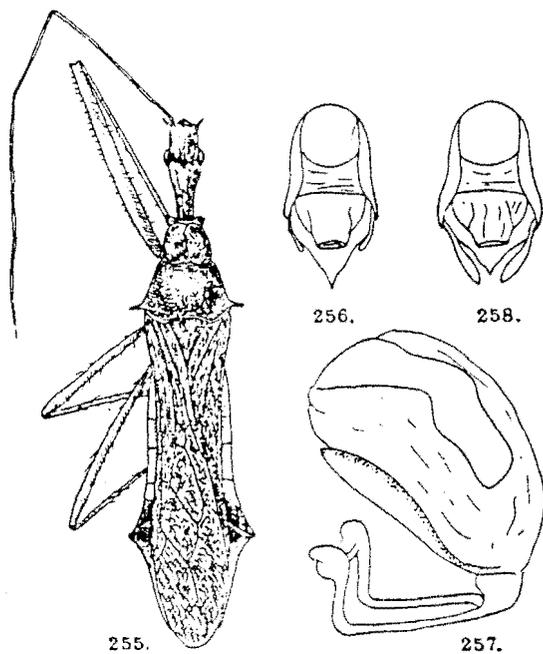


FIG. 255, *Nagusta praeculatoria* FABRICIUS, femelle. — 256, *idem*, pygophore du mâle vu par la face dorsale. — 257, *idem*, penis. — 258, *N. puncticollis* STÅL, pygophore du mâle vu par la face dorsale.

VILLIERS, A., 1948.

2- IDENTIFICATION DES OEUFS ET DES LARVES DES HETEROPTERES OBSERVES

2-1 HETEROPTERES PHYTOPHAGES

2-1-1 Pentatomidae :

Les pontes des cinq espèces de Pentatomidae étudiées, comprennent plusieurs oeufs disposés en un assemblage de plusieurs rangées. Ces oeufs ont la forme de tonnelets disposant d'une calotte inférieure, d'une calotte supérieure qui porte l'opercule et d'un chorion dont l'aspect est variable suivant les espèces. Ils sont collés les uns à côté des autres et au support par la calotte inférieure à l'aide d'une substance gluante émise par la femelle. En dessous de la calotte supérieure se trouve la couronne des micropyles qui sont des expansions hyalines plus ou moins développées et dont les extrémités sont renflées. Généralement les dimensions des oeufs ne dépassent guère 0,9 mm de diamètre (diamètre de l'opercule) et 1 mm de hauteur.

Au moment de l'éclosion, c'est au niveau de l'opercule que les larves néonates sortent. Cet opercule se découpe suivant une ligne circulaire. Et pour sortir, la larve se sert d'un appareil d'éclosion en forme de "T" situé au niveau de la tête pour pousser l'opercule qui peut se refermer après la sortie de la larve (*Acrosternum acutum*) ou tomber à côté (*Boeris ventralis*). Le développement des larves des Hétéroptères depuis leur sortie jusqu'au stade adulte passe par cinq stades larvaires.

Nezara viridula : Une femelle peut pondre jusqu'à plus de cent oeufs groupés, disposés en plusieurs rangées et forment un amas régulier et polygonal. Au laboratoire, les femelles étudiées ont difficilement pondu.

A la ponte, les oeufs sont d'un blanc crème et deviennent progressivement rouges avant l'éclosion.

Les larves présentent plusieurs couleurs au cours de leur développement. Le premier stade larvaire est rouge, les autres sont noirs, brun-sombre et vert-jaune mais avec plusieurs points blancs sur l'abdomen.

Acrosternum acutum : Les femelles de cette espèce pondent facilement au laboratoire dans les boîtes d'élevage ; elles déposent de 10 à 50 oeufs groupés. Une femelle a effectué quatre pontes successives de quatre à sept jours d'intervalle, comprenant 42, 42, 28 et 24 oeufs. De couleur blanchâtre à reflets métalliques dès la ponte, les oeufs virent au brun-clair au fur et à mesure que l'embryogenèse progresse. Ils présentent une tache noirâtre au centre de l'opercule mais celle-ci peut virer au rougeâtre.

A leur sortie, les larves sont noires avec la tête et les bords latéraux du pronotum jaunes. Sur l'abdomen se trouvent deux grandes bandes oranges et quelques points blancs (glandes odorifères). Sur les stades larvaires avancés, les points blancs, noirs et rouges sur l'abdomen se renforcent mais la tête et le thorax virent au jaunâtre avec des dessins et des points noirs.

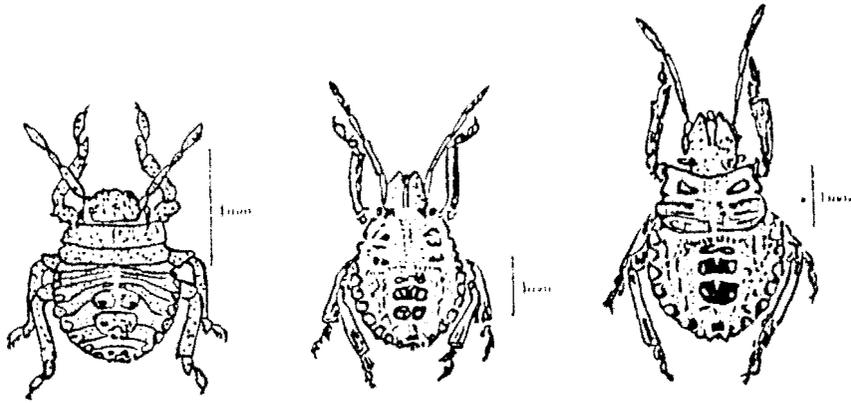
Boerias ventralis : Plus de cinquante oeufs peuvent être pondus par une femelle. Ils ont une couleur blanche. Ils changent de couleur en fonction de l'évolution de l'embryogenèse. Avant l'éclosion, ils deviennent rouge-vif avec une bande noire (appareil d'éclosion) visible au travers l'opercule.

Dès leur sortie, les larves sont complètement rouges avec des orifices odorifères en forme de bandes horizontales noires sur l'abdomen. Ces larves vont noircir progressivement. Après la première mue, les larves du second stade sont noires avec plusieurs expansions latérales sur le corps, les tibias antérieurs dilatés dans le sens latéral. A partir du troisième stade, les larves sont dépourvues d'expansions et les stades ultérieurs sont identifiables à l'adulte.

Pseudatelus spinulosa : Les pontes de cette espèce sont essentiellement caractérisées par une couche de sécrétion blanchâtre et pulvérulente qui recouvre totalement les oeufs. Au laboratoire, les femelles étudiées ont rarement pondu. La présence d'une pareille couche n'a pas permis de faire des observations sur les changements de coloration des oeufs suivant l'évolution de l'embryogenèse.

Les larves ont une forme aplatie avec un corps noir et des tâches ou des bandes jaunes ; elles sont aussi recouvertes d'une épaisse couche de sécrétion blanchâtre.

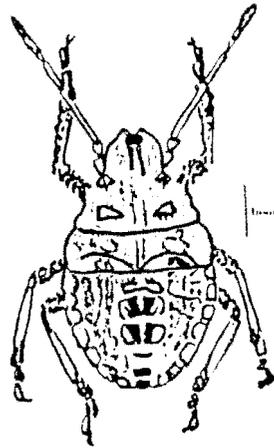
Évolution générale des différents stades larvaires des Pentatomidae
(GILLON, 1972)



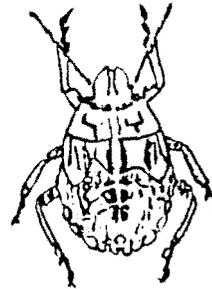
1^{er} stade

2^e stade

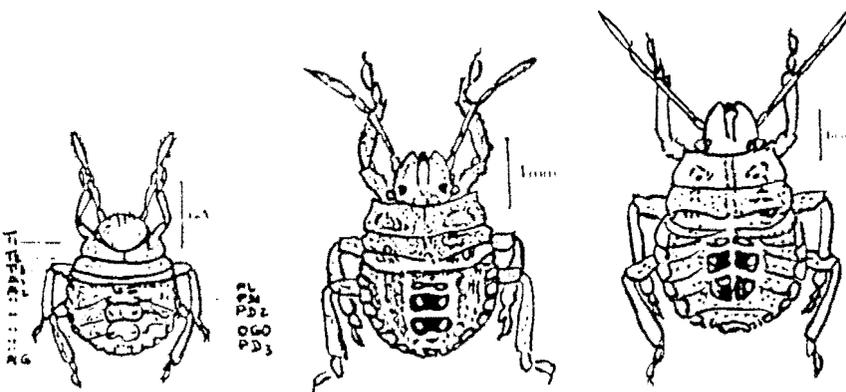
3^e stade



4^e stade



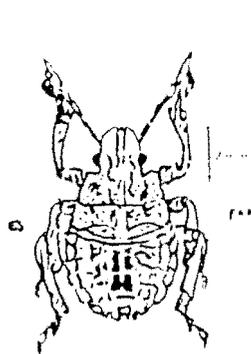
5^e stade



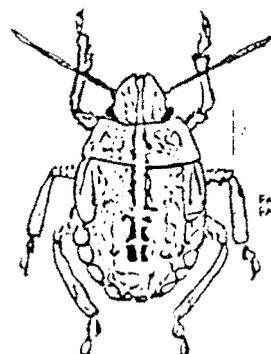
1^{er} stade

2^e stade

3^e stade



4^e stade



5^e stade

De manière générale, après l'éclosion des oeufs, les larves du premier stade des Pentatomidae restent regroupées sur les oeufs vides jusqu'à leur première mue.

2-1-2 Coreidae :

Les pontes des trois espèces de Coreidae étudiées, comprennent un nombre variable d'oeufs. La coloration des oeufs est également variable d'une espèce à l'autre : marron doré (*Clavigralla tomentosicollis*, *Leptoglossus australis*) et marron foncé (*Anoplocnemis curvipes*).

C. tomentosicollis : Les oeufs sont groupés avec au minimum trois oeufs par groupe. Ils sont plats et comprennent une face supérieure et une face inférieure collée au support. Les deux faces sont séparées par une ligne circulaire. A l'éclosion, la face supérieure se découpe au niveau de cette ligne et se soulève à moitié sous l'effet de la larve néonate qui sort.

Dès leur sortie, les larves sont fragiles, grêles et rouges avant de se pigmenter progressivement. Leur corps est muni de longs appendices et elles présentent un abdomen court avec des expansions latérales. Elles vivent généralement en groupes.

A. curvipes et *L. australis* : Les pontes de ces deux espèces n'ont pas été obtenues au laboratoire pendant les essais d'élevage. L'identification de leurs oeufs a été faite aux champs par observation directe des femelles en activité de ponte. En effet, les oeufs ont la forme d'un demi-cylindre et sont déposés en file le long d'un support. Ils mesurent 1,5 à 2 mm chez *L. australis* et 2,5 à 3 mm avec deux extrémités tonquées chez *A. curvipes*. C'est sur l'une des extrémités que se trouve l'opercule d'éclosion qui se dégage complètement pour permettre à la larve néonate de sortir.

Les larves de *L. australis* sont de couleur orange ou rouge et présentent de longs appendices noirs. Elles ont de longues antennes et un abdomen muni d'épines latérales. Les premiers stades larvaires de *A. curvipes* sont noirs sauf le premier segment abdominal qui est blanc. Les tibias antérieurs sont dilatés dans le sens latéral. Les stades larvaires avancés (4ème et 5ème) sont jaunes et charnus.

2-2 HETEROPTERES PREDATEURS (REDUVIIDAE) :

Les oeufs des espèces de Reduviidae étudiées sont variables, mais généralement, ils sont allongés, et comportent un pôle postérieur arrondi et un pôle antérieur tronqué muni d'un opercule d'éclosion blanc. A la ponte, c'est le pôle postérieur qui est collé au substrat à l'aide d'une substance gluante. Les oeufs de *Phonoctonus* spp. obtenus au laboratoire sont pondus isolément et en petit nombre. Par contre les pontes des autres espèces sont organisées en véritables amas. S'ils sont peu nombreux chez *Hediacoris fasciatus*, un amas chez *Rhynocoris albopilosus* en comprend jusqu'à 110. Ils sont collés les uns à côté des autres et au substrat. L'éclosion se fait par soulèvement de l'opercule.

A l'éclosion, les larves ont la forme des fourmis, avec de longs appendices et un petit abdomen. Mais après absorption de proies, leur abdomen se distend énormément. Les larves restent regroupées jusqu'à la première mue. Elles sont rouges comme celles de *Dysdercus* spp. (*Phonoctonus* spp. et *H. fasciatus*) et noires (*R. albopilosus*).

Dans le cas de ces Reduviidae, les essais d'élevage de larves n'ont pas été couronnés de succès car l'obtention des adultes a été difficile, la mortalité des larves étant très élevée. Cependant, l'élevage des larves de *H. fasciatus* en présence de coton imbibé de miel dilué dans l'eau, de pucerons et de jeunes larves de *Syllepte derogata*, a montré que le développement complet peut durer 96 jours.

3- PLANTES-HOTES SECONDAIRES DES HETEROPTERES RECENSEES SUR COTONNIER, MAIS ET NIEBE.

Le recensement des plantes autres que le cotonnier, le maïs et le niébé, sur lesquelles se font les pontes et / ou le développement des larves des Hétéroptères phytophages a permis d'identifier plusieurs espèces végétales, cultivées ou sauvages. D'autres observations réalisées directement au champ ont permis d'identifier les végétaux hébergeant les proies de plusieurs espèces prédatrices.

3-1. ESPECES VEGETALES HEBERGEANT LES OEUFS ET LES LARVES DES HETEROPTERES PHYTOPHAGES.

Trente trois espèces végétales cultivées ou sauvages, appartenant à 12 familles botaniques, susceptibles d'héberger des oeufs, des larves et des adultes d'Hétéroptères phytophages ont été recensées.

3-1-1. Plantes-hôtes secondaires cultivées

Les plantes-hôtes secondaires cultivées (Tableau 4) recensées dans cette étude, sont représentées par 11 espèces appartenant à 6 familles botaniques. Ces espèces sont souvent en associations culturales avec le mil (*Pennisetum* sp.), le sorgho, le riz (Poaceae), le niébé (Fabaceae) et les ignames (*Dioscorea* spp.) (Dioscoreaceae).

Tableau 4 : Plantes-hôtes secondaires cultivées (Source : POUTOULI, 1992),
P. O = présence d'oeufs

FAMILLE VEGETALE	ESPECE VEGETALE	ORGANES ATTAQUES	FAMILLES HETEROPTERES	ESPECES OBSERVEES	P. O
FABACEAE	<i>Cajanus cajan</i>	Feuilles Gousses	MIRIDAE	<i>C. pallidus</i> <i>T. arboreus</i>	
			ALYDIDAE	<i>R. dentipes</i>	+
		Jeunes pousses	COREIDAE	<i>C. tomentosicollis</i> <i>A. curvipes</i>	+
	<i>Phaseolus vulgaris</i>	Feuilles Gousses	MIRIDAE	<i>H. schoutedeni</i> <i>T. arboreus</i>	
			ALYDIDAE	<i>M. jaculus</i> <i>R. dentipes</i>	
		PENTATOMIDAE	<i>A. acutum</i> <i>B. ventralis</i>	+	
	<i>Glycine max</i>	Feuilles Gousses	PENTATOMIDAE	<i>A. acutum</i> <i>B. ventralis</i> <i>N. viridula</i> <i>P. Rubrofasciatus</i>	+
			MIRIDAE	<i>C. pallidus</i> <i>D. oculatus</i> <i>H. schoutedeni</i> <i>T. arboreus</i>	
		COREIDAE	<i>C. tomentosicollis</i>	+	
		ALYDIDAE	<i>M. jaculus</i> <i>R. dentipes</i>		
		LYGAEIDAE	<i>Dieuches abundens</i>		
	<i>Vigna mungo</i>	Feuilles Gousses	COREIDAE	<i>C. tomentosicollis</i> <i>A. curvipes</i>	+
			PENTATOMIDAE	<i>B. ventralis</i> <i>N. viridula</i> <i>P. rubrofasciatus</i>	+
		MIRIDAE	<i>C. pallidus</i> <i>H. schoutedeni</i>		
		ALYDIDAE	<i>M. jaculus</i> <i>R. dentipes</i>		
MALVACEAE	<i>Hibiscus cannabinus</i>	Feuilles Fruits	PENTATOMIDAE	<i>A. acutum</i> <i>A. pallidoconspersum</i> <i>N. viridula</i> <i>P. spinulosa</i>	+
			COREIDAE	<i>A. curvipes</i>	
		LYGAEIDAE	<i>O. hyalinipennis</i> <i>O. fieberi</i>		
		PYRRHOCORIDAE	<i>Dysdercus spp</i>		
	<i>A. esculentus</i>	Feuilles Fruits	COREIDAE	<i>A. curvipes</i>	
			LYGAEIDAE	<i>O. hyalinipennis</i> <i>O. fieberi</i>	
		PYRRHOCORIDAE	<i>Dysdercus spp</i>		
PENTATOMIDAE	<i>P. spinulosa</i>	+			

FAMILLE VEGETALE	ESPECE VEGETALE	ORGANES ATTAQUES	FAMILLES HETEROPTERES	ESPECES OBSERVEES	P. O
POACEAE	<i>S. vulgare</i>	Epis	PENTATOMIDAE	<i>Acoloba lanceolata</i> <i>B. ventralis</i> <i>A. acutum</i> <i>N. viridula</i> <i>P. rubrofasciatus</i>	+ +
			MIRIDAE	<i>C. pallidus</i> <i>M. apicale</i> <i>S. transvaalensis</i> <i>T. arboreus</i>	
			ALYDIDAE	<i>M. jaculus</i> <i>R. dentipes</i>	
			PYRRHOCORIDAE	<i>Dysdercus spp</i>	
SOLANACEAE	<i>Solanum melongena</i>	Feuilles	MIRIDAE	<i>H. schoutedeni</i>	
	<i>S. macrocarpon</i>	Feuilles	MIRIDAE	<i>H. schoutedeni</i>	
CUCURBITACEAE	<i>Cucurbita maxima</i>	Feuilles	COREIDAE	<i>Leptoglossus australis</i>	
TILIACEAE	<i>Corchorus sp</i>	Feuilles	MIRIDAE	<i>H. schoutedeni</i>	
			PENTATOMIDAE	<i>B. ventralis</i>	

3-1-2. Plantes-hôtes secondaires non cultivées

Ces plantes (Tableau 5) recensées dans cette étude sont représentées par 22 espèces appartenant à 9 familles botaniques. La famille des Fabaceae est dominante avec 6 espèces. Ces plantes non cultivées sont des adventices qui poussent dans les champs et sont observées aussi bien en saison des pluies qu'en saison sèche :

- En saison des pluies, à côté des cultures, nous trouvons *Ageratum conyzoides* L., *Justicia kotschy* (Hochst) Dandy, *Cynodon dactylon* Pers., *Rottboellia cochinchinensis* (= *exaltata* L.), *Tephrosia elegans* Schum., *Euphorbia* spp., *Calopogonium muconoides* Desv. sur lesquelles certains Hétéroptères phytophages effectuent leurs pontes et permettent ainsi le développement des larves.

- En saison sèche, après la récolte de plusieurs cultures (cotonnier, maïs, niébé et autres), des pontes et des larves sont observées sur des plantes comme *Crotalaria retusa* L., *Indigofera hirsuta* L., *Urena lobata* L., *Sesbania* sp., *Sida* spp., *Blumea aurita* (L.) D. C., *Cleome viscosa* L., *Euphorbia* spp., et *Vernonia galamensis* (Cass.) Less.

Sur certaines espèces végétales on observe seulement des pontes et des larves des premier et second stades : *Euphorbia hirta* L., *E. heterophylla* L., *A. conyzoides*, *C. dactylon*, *R. cochinchinensis*, *Blumea aurita* et *Boerhavia* spp. . Par contre, les stades âgés ne sont observés que sur d'autres plantes-hôtes : *Sesbania* sp., *T. elegans*, *Abutilon mauritianum*, *J. kotschyj*, *Corchorus* spp. .

Le comportement grégaire tend à diminuer chez les stades larvaires âgés et plusieurs de ces larves se dispersent pour infester d'autres plantes. Ces nouvelles plantes-hôtes constituent des sources alimentaires nécessaires aux mues ultérieures jusqu'au stade adulte.

Enfin d'autres plantes comme *Cajanus cajan* (L.) Millsp., *Phaseolus vulgaris* L., *Solanum* spp., *Sorghum vulgare* Pers. et *Cucurbita maxima* Duchesne, assurent le développement complet (de l'oeuf à l'adulte) de plusieurs Hétéroptères : *Claviralla tomentosicollis*, *Taylorilygus arboreus*, *Creontiades pallidus*, *Megacoelum apicale*, *Stenotus transvaalensis*, *Leptoglossus australis*.

Tableau 5 : Plantes-hôtes secondaires non cultivées (Source : POUTOULI, 1992), P. O = présence d'oeufs

FAMILLE VEGETALE	ESPECE VEGETALE	ORGANES ATTAQUES	FAMILLES HETEROPTERES	ESPECES OBSERVEES	P. O
FABACEAE	C. retusa	Feuilles Jeunes pousses Gousses Boutons floraux	PENTATOMIDAE	B. ventralis N. viridula P. rubrofasciatus	
			MIRIDAE	C. pallidus H. schoutedeni T. arboreus	
			ALYDIDAE	M. jaculus R. dentipes	
	f. hirsuta	Gousses Feuilles	PENTATOMIDAE	A. acutum N. viridula P. rubrofasciatus	
			COREIDAE	A. curvipes	
			MIRIDAE	H. schoutedeni	
	C. muconoides	Feuilles Gousses	PENTATOMIDAE	A. acutum B. ventralis P. rubrofasciatus	+
			ALYDIDAE	M. jaculus R. dentipes	
	Sesbania sp	Gousses Branches tendres	COREIDAE	A. curvipes	+
	Tephrosia elegans	Gousses	ALYDIDAE	R. dentipes	
			PENTATOMIDAE	B. ventralis	
	A. ovalifolius	Gousses	COREIDAE	C. curvipes	+
MALVACEAE	U. lobata	Fleurs Fruits	PYRRHOCORIDAE	Dysdercus spp	
			COREIDAE	C. tomentosicollis	
			PENTATOMIDAE	A. acutum N. viridula	
			LYGAEIDAE	O. hyalinipennis O. fieberi	
			SCUTELLERIDAE	Hotea subfasciata	
	A. mauritanum	Fruits Branches tendres	LYGAEIDAE	O. hyalinipennis O. fieberi	
			COREIDAE	A. curvipes	
	Sida spp	Fruits	SCUTELLERIDAE	H. subfasciata	
LYGAEIDAE			O. hyalinipennis O. fieberi		
EUPHORBIACEAE	P. amarus	Fruits	SCUTELLERIDAE	Calidea nana	
	E. hirta	Fruits	PENTATOMIDAE	B. ventralis	+
			RHOPALIDAE	Rhopalus sp	
E. heterophilla	Fruits	COREIDAE	C. tomentosicollis	+	

FAMILLE VEGETALE	ESPECE VEGETALE	ORGANES ATTAQUES	FAMILLES HETEROPTERES	ESPECES OBSERVEES	P. O
ASTERACEAE	Blumea aurita	Fruits	SCUTELLERIDAE	C. nana	
		Fleurs	COREIDAE	A. curvipes	+
			PENTATOMIDAE	A. acutum	+
	V. galamensis	Fleurs Fruits	SCUTELLERIDAE	Sphaerocoris annulus	+
	Ageratum conyzoides	Fruits Fleurs	PENTATOMIDAE	B. ventralis	+
CAPARIDACEAE	C. viscosa	Fruits	COREIDAE	A. curvipes	+
ACANTACEAE	Justicia kotschy	Fruits	PENTATOMIDAE	B. ventralis	
			LYGAEIDAE	Nysius sp	
POACEAE	Cynodon dactylon	Feuilles	PENTATOMIDAE	B. ventralis	+
	R. exaltata	Feuilles	PENTATOMIDAE	B. ventralis	+
MIMOSACEAE	Mimosa sp	Branches tendres	COREIDAE	A. curvipes	
	A. sieberiana	Feuilles Branches	COREIDAE	Homoeocerus sp	
NYCTAGINACEAE	Boerhavia spp	Feuilles	PENTATOMIDAE	B. ventralis	+
		Fruits	COREIDAE	C. tomentosicollis	+

3-2 ESPECES VEGETALES HEBERGEANT LES PROIES DES PREDATEURS

Cinq espèces végétales appartenant à 4 familles botaniques ont été recensées. Elles hébergent plusieurs espèces déprédatrices recherchées comme proies par plusieurs prédateurs. Ces proies sont diverses et appartiennent à l'ordre des Hétéroptères, des Coléoptères et des Lépidoptères (Tableau 6) : *Mesoplatys cincta* (Coleoptera, Chrysomelidae), déprédateurs des feuilles de *Sesbania* sp. est une des proies des larves et des adultes de *Macrorhaphis acuta*. Les cotonniers ne recevant aucun traitement insecticide et infestés par *Syllepte derogata* F., *Helicoverpa* (= *Heliothis*) *armigera* Hübner, *Earias* sp. et *Spodoptera littoralis* (Lepidoptera), attirent plusieurs prédateurs pendant la fructification et la maturation des capsules.

Tableau 6 : Liste des plantes-hôtes et insectes proies d'Hétéroptères prédateurs observés au Togo. (Source : POUTOULI, 1992)

FAMILLE	ESPECE	PROIES	FAMILLE (Prédateurs)	ESPECES OBSERVEES
MALVACEAE	<i>Gossypium hirsutum</i>	<i>Syllepte derogata</i> (larve)	PENTATOMIDAE (ASOPINAE)	<i>Africus purpureus</i> (larve, adulte)
		<i>Spodoptora littoralis</i> (larve)		<i>Macrorhaphis acuta</i> (larve, adulte)
		<i>S. derogata</i> (larve)	REDUVIIDAE (HARPACTORINAE)	<i>Phonoctonus fasciatus</i> (adulte) <i>P. lutescens</i> (adulte) <i>Phonoctonus</i> sp (adulte)
		<i>Cheilomenes vicina</i> (adulte)	" "	<i>Hediocoris fasciatus</i> (adulte) <i>Nagusta praecatoria</i> (adulte)
		<i>Cheilomenes</i> sp (larve)	LYGAEIDAE	<i>Geocoris</i> sp (adulte)
		<i>Earias</i> sp (larve)	PENTATOMIDAE (ASOPINAE)	<i>Macrorhaphis acuta</i> (larve, adulte)
		<i>Heliothis armigera</i> (larve)	REDUVIIDAE (HARPACTORINAE)	<i>Rhynocoris rapax</i> (adulte) <i>R. segmentarius</i> (adulte)
		<i>Dysdercus</i> spp (adulte, larve)	PENTATOMIDAE (ASOPINAE) REDUVIIDAE (HARPACTORINAE)	<i>A. purpureus</i> (larve, adulte) <i>P. fasciatus</i> (adulte) <i>P. lutescens</i> ("") <i>Phonoctonus</i> sp ("")
		<i>P. rubro-fasciatus</i> (adulte)	"	<i>R. segmentarius</i> (adulte)
		<i>Aspavia armigera</i> (adulte)	"	<i>R. tropicus</i> (adulte)
	<i>A. esculentus</i>	<i>C. vicina</i> (adulte)	"	<i>H. fasciatus</i> (adulte) <i>N. praecatoria</i> ("")
		<i>Dysdercus</i> spp (adulte, larve)	"	<i>P. fasciatus</i> (adulte) <i>P. lutescens</i> ("")
		<i>A. armigera</i> (adulte)	"	<i>R. tropicus</i> (adulte)
FABACEAE	<i>Sesbania</i> sp	<i>Mesoplatys cincta</i> (larve)	PENTATOMIDAE (ASOPINAE)	<i>M. acuta</i> (larve, adulte)

FAMILLE	ESPECE	PROIES	FAMILLE (Prédateurs)	ESPECES OBSERVEES
ASTERACEAE	<i>Blumea aurita</i>	<i>Exochomus foudrasi</i> (adulte) <i>Vanessa</i> sp (larve)	REDUVIDAE (HARPACTORI- NAE)	<i>R. albopilosus</i> (adulte) <i>R. violentus</i> (adulte)
POACEAE	<i>Zea mays</i>	<i>C. vicina</i> (adulte)	"	<i>H. fasciatus</i> (adulte) <i>N. praecatoria</i> (")
		<i>Dysdercus</i> spp	"	<i>P. fasciatus</i> (adulte) <i>P. lutescens</i> (") <i>Phonoctonus</i> sp (")
		<i>P. rubro- fasciatus</i> (adulte)	"	<i>R. segmentarius</i> (adulte)

Les infestations des plantes-hôtes secondaires par les proies sont plus ou moins marquées suivant les saisons. Ainsi, les pullulations de *Mesoplatys cincta* (proies de *Macrorhaphis acuta*) et de *Altica punctata* (proie de *Dorycoris pavoninus*) n'ont pas été observées régulièrement chaque année. Les résultats du Tab. 6 montrent que certains prédateurs tels que *Cheilomenes vicina* (Coccinellidae) peuvent constituer eux-mêmes des proies.

4-OBSERVATIONS DE QUELQUES PARASITOÏDES OOPHAGES RENCONTRES SUR HÉTEROPTÈRES.

Notre étude a permis d'identifier 6 parasitoïdes sur 7 espèces d'Hétéroptères, dont une est prédatrice. Ces parasitoïdes appartiennent à 2 familles d'Hyménoptères : Scelionidae et Encyrtidae. L'un des Scélonides appartenant au genre *Gryon* est une espèce inédite en cours de description (MINEO, comm. pers.). Une deuxième espèce du même genre et incluse dans le groupe "*fulviventre*" (auquel appartient également *Gryon fulviventre* (Crawford)) est très certainement nouvelle également (MINEO, comm. pers.). La famille des Scelionidae semble la plus couramment rencontrée puisqu'elle est présente sur 6 espèces d'Hétéroptères.

Tableau 7 : Parasitoïdes oophages de quelques espèces d'Hétéroptères présentes sur plantes annuelles à Anié (Togo). (Source : POUTOULI, sous presse)

Oeufs hôtes -	Parasitoïdes		
	Famille	sous-famille	Genre et espèce
<i>Nezara viridula</i> <i>Acrosternum acutum</i> <i>Sphaerocoris annulus</i>	Scelionidae	Telenominae	<i>Psix striaticeps</i> (Dodd)
<i>Boenias ventralis</i>	Encyrtidae	Encyrtinae	<i>Ooencyrtus polyphagus</i> (Risbec)
<i>Clavigralla curvipes</i>	Scelionidae	Scelioninae	<i>Gryon</i> (gr. <i>fulviventre</i>) sp.
<i>Clavigralla tomentosicollis</i>	Scelionidae	Scelioninae	<i>Gryon fulviventre</i> (Crawford)
	Encyrtidae	Encyrtinae	<i>Ooencyrtus utetheisae</i> (Risbec) (= <i>O. patriciae</i> Subba Rao)
<i>Rhynocoris albopilosus</i>	Scelionidae	Scelioninae	<i>Gryon</i> sp. n.

4-1 Evolution des oeufs sains et parasités

- Les oeufs sains changent progressivement de couleur en fonction des modifications qui accompagnent l'embryogenèse. Avant l'éclosion, certains oeufs, tels ceux de *B. ventralis* virent au rouge-vif, ou présentent des taches et des bandes rouges, comme chez *S. annulus*.

- Les oeufs parasités noircissent progressivement jusqu'à la sortie du parasitoïde.

- La coloration de l'oeuf est donc différente suivant que celui-ci est parasité ou non ; elle diffère même selon la nature du parasitoïde. Cette propriété avait d'ailleurs permis à VOEGELE (1962) d'identifier les Scelionides présents sur punaises des blés au Maroc. D'autre part, l'éclosion des larves de punaises s'effectue par soulèvement de l'opercule chez les Pentatonidae et les Reduviidae ; chez les Coreidae elle a lieu suivant la ligne de suture séparant la face supérieure de la face inférieure de l'oeuf. L'émergence de parasitoïdes s'effectue à travers un ou plusieurs orifices circulaires découpés par les adultes. L'emplacement de ces orifices varie suivant la nature du parasitoïde. *P. striaticeps* (Dodd) et *G. fulviventre* sortent du centre de la face operculaire de l'oeuf. Par contre, les orifices de sortie d'*O. polyphagus* et de *Gryon* sp., sont situés sur le chorion.

Ces caractéristiques permettent de distinguer facilement dans la nature les oeufs parasités des oeufs sains, même après la sortie du parasitoïde ou l'éclosion des larves néonates. Les oeufs parasités peuvent de plus présenter plusieurs orifices d'émergence. Enfin l'intérieur de l'oeuf demeure toujours mélanisé et le chorion reste facilement reconnaissable.

Tableau 8 : Taux de prévalence sur les différentes punaises, (Source : POUTOULI, sous presse).

Parasitoïdes	Hétéroptères						
	<i>N. viridula</i>	<i>A. acutum</i>	<i>S. annulus</i>	<i>C. curvipes</i>	<i>C. tomentosicollis</i>	<i>B. ventralis</i>	<i>R. albopilosus</i>
<i>P. striaticeps</i>	76%	40%	43%				
<i>O. utetheisae</i>					13%		
<i>O. polyphagus</i>						45%	
<i>Gryon</i> (gr. f.)				53%			
<i>G. fulviventre</i>					19%		
<i>Gryon</i> sp. n.							28%

4-2 Parasitoïdes oophages des Héteroïptères phytophages

4-2-1 *Clavigralla curvipes* (Stål) : COREIDAE

Les oeufs de cette espèce, collectés sur les gousses et les feuilles de *Alysicarpus ovalifolius* S. & Th. (Fabaceae), sont uniquement parasités par *Gryon* (gr. *fulviventre*) sp.

Cette punaise déposant ses oeufs isolément ou en petits groupes dispersés, il n'a pas été possible de préciser si tous les oeufs d'une ponte sont parasités ou non. Néanmoins, le taux de prévalence est relativement important : sur 189 oeufs échantillonnés, 87 adultes ont émergés et la dissection des oeufs non éclos a permis de noter que 13 étaient parasités et renfermaient des adultes morts. C'est donc un total de 100 oeufs qui sont parasités soit 53%. Nos observations ont montré que ce *Gryon* est un parasitoïde solitaire, c'est-à-dire qu'un seul parasitoïde émerge d'un oeuf.

4-2-2 *Clavigralla tomentosicollis* (Stål) : COREIDAE

Cette espèce est parasitée par *Gryon fulviventre* (Nixon) (Scelionidae, Scelioninae) et *Ooencyrtus utetheisae* (Risbec) (= *O. patriciae* Subba Rao selon PRINSLOO, 1987) (Encyrtidae). Les pontes de *C. tomentosicollis* sont groupées essentiellement sur la face inférieure des feuilles de niébé ou d'autres plantes, chaque groupe comprenant au moins 3 oeufs.

Sur 1047 oeufs collectés, 712 ont éclos, donnant naissance à 712 larves de *C. tomentosicollis* et 327 oeufs parasités étaient obtenus. Les 8 oeufs non éclos renfermaient des parasitoïdes adultes morts ; parmi ces oeufs, 4 renfermaient chacun 3 parasitoïdes. Les dissections ont par ailleurs montré que *O. utetheisae* est un parasitoïde grégaire (plusieurs parasitoïdes par oeuf) tandis que *G. fulviventre* est solitaire. Ainsi 335 oeufs au total étaient parasités, soit un taux de prévalence s'élevant à 32% dont 19% pour *G. fulviventre* et 13% pour *O. utetheisae*.

Il n'existe qu'un seul orifice d'émergence par oeuf. Ceci montre que plusieurs adultes se trouvant dans un même oeuf-hôte utilisent le même orifice.

4-2-3 *Boerias ventralis* (Dallas) : PENTATOMIDAE

Les oeufs de ce ravageur sont parasités uniquement par *Ooencyrtus polyphagus* (Risbec) (Encyrtidae). Les oeufs de *B. ventralis*, en forme de tonnelets, ont été échantillonnés sur des plantes-hôtes diverses, alors qu'une éclosion partielle avait déjà eu lieu. Les observations ont montré qu'*O. polyphagus* n'attaque pas tous les oeufs d'une même ooplaque, que l'émergence des parasitoïdes peut s'étendre sur plusieurs jours. Sur 207 oeufs échantillonnés, seuls 45% furent parasités. Le parasitoïde est grégaire, 2 à 5 adultes pouvant émerger d'un seul oeuf de punaise. Chaque parasitoïde adulte découpe son propre orifice d'émergence, à l'inverse de *O. utetheisae*, décrit ci-dessus sur les oeufs de *Clavigralla tomentosicollis*.

Aucune observation n'a pu être effectuée sur le comportement de la femelle de *B. ventralis* vis-à-vis des parasitoïdes.

4-2-4 *Acrosternum acutum* (Dallas), *Nezara viridula* (L.) et *Sphaerocoris annulus* F. : PENTATOMIDAE

- Comportement de *Psix striaticeps*

Psix striaticeps (Dodd), (Scelionidae, Telenominae) parasite les oeufs de ces trois punaises. Les femelles ne semblent s'intéresser qu'aux oeufs fraîchement pondus. Une femelle de ce parasitoïde a été observée en activité de ponte sur les oeufs au fur et à mesure que ceux-ci étaient expulsés par la punaise ou peu après le départ de celle-ci. Nos observations ont montré que le parasitoïde peut rester sur les oeufs pendant plusieurs heures et pondre ou non à l'intérieur. De plus, aucun des deux sexes de ces Hétéroptères n'assurent le rôle de surveillance contre les parasitoïdes ou prédateurs.

- Taux de prévalence sur les trois espèces

Aucune ponte parasitée n'a été observée dans les parcelles soumises à des traitements insecticides. Les oeufs parasités qui ont été collectés proviennent des cotonniers de bordure et des parcelles ne recevant aucun traitement. Plusieurs observations ont montré que ce parasitoïde attaque 90 à 100% des oeufs d'une même ponte. L'émergence se fait en un temps relativement court, ce qui montre que les oeufs sont parasités par une même

femelle. Très peu d'oeufs parasités n'ont pas éclos (1 à 3), car l'éclosion se fait sur la face micropylaire, contrairement à celle des oeufs parasités de *Rhynocoris albopilosus*.

Au total 640 oeufs de *A. acutum* ont été récoltés et 258 étaient parasités, soit un taux de prévalence de 40%. Quant aux oeufs de *S. annulus*, sur 206 étudiés, 88 ont donné des parasitoïdes soit environ 43% de parasitisme. Pour *N. viridula* dont les pontes étaient rares, seulement 4 pontes étaient récoltées soit un total de 418 oeufs ; 3 pontes étaient complètement parasitées soit 316 oeufs et le taux de prévalence est de 76%.

4-3 Parasitoïdes oophages des Hétéroptères prédateurs : *Rhynocoris albopilosus* (Signoret) : REDUVIIDAE

Il s'agit de l'unique espèce prédatrice concernée par notre étude. Les oeufs de cette punaise, prélevés sur diverses plantes-hôtes sont fréquemment parasités par *Gryon* sp. n. (Scelionidae : Scelioninae).

Durant le dépôt des oeufs, la femelle de *R. albopilosus* est surveillée par le mâle qui reste à proximité. Après la ponte, la femelle abandonne les oeufs et le mâle reste auprès de ceux-ci, très certainement afin de chasser prédateurs et parasitoïdes. Ce comportement du mâle a été observé au Bénin par DELVARE (comm. pers.). Certains de ces parasitoïdes ont été retrouvés morts sur les feuilles situées en dessous des pontes. Plusieurs parasitoïdes sont souvent observés autour d'une ponte surveillée par le mâle. Des observations quotidiennes ont permis de noter que le mâle joue ce rôle de défenseur jusqu'à l'éclosion des oeufs et ne quitte le lieu de ponte que lorsque les larves commencent à se disperser. Néanmoins, malgré cette défense assurée par le mâle, certains oeufs sont parasités. Ainsi tous les oeufs collectés ont éclos, donnant à la fois des parasitoïdes et des larves du prédateur. L'éclosion s'étale sur plusieurs jours, ce qui pourrait signifier que les oeufs ne sont pas parasités le même jour.

Sur 10 pontes de *R. albopilosus* récoltées, correspondant à un total de 1102 oeufs, nous avons obtenu 207 parasitoïdes adultes. 103 parasitoïdes adultes morts ont été notés à la dissection des oeufs non éclos. Cette mortalité élevée concerne surtout les oeufs situés au centre de la ponte et pourrait être

due au fait que plusieurs oeufs du Reduviide sont collés les uns aux autres et forment un amas. L'éclosion des adultes de parasitoïdes contenus dans les oeufs du centre de l'amas est donc délicate. *Gryon* sp. est un parasitoïde solitaire et l'émergence a lieu par un petit orifice circulaire découpé dans le tiers inférieur de l'oeuf. Au total, 310 oeufs de cette punaise étaient parasités, soit un taux de prévalence de 28%.

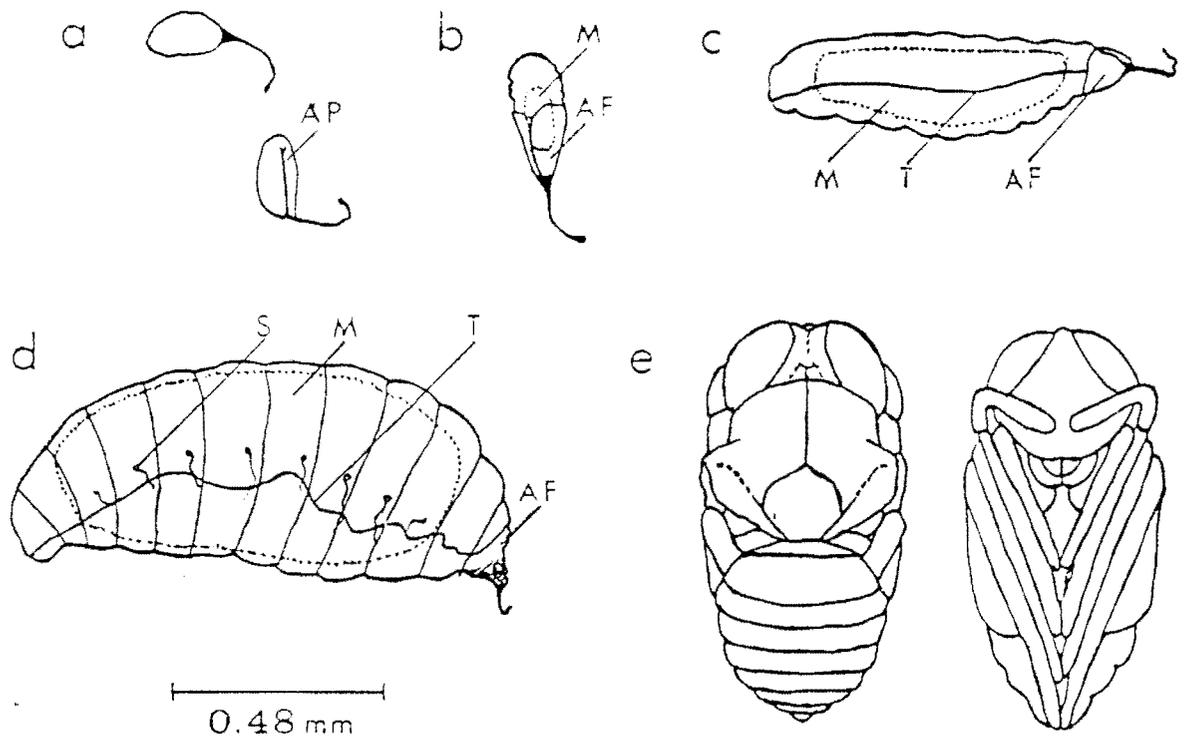
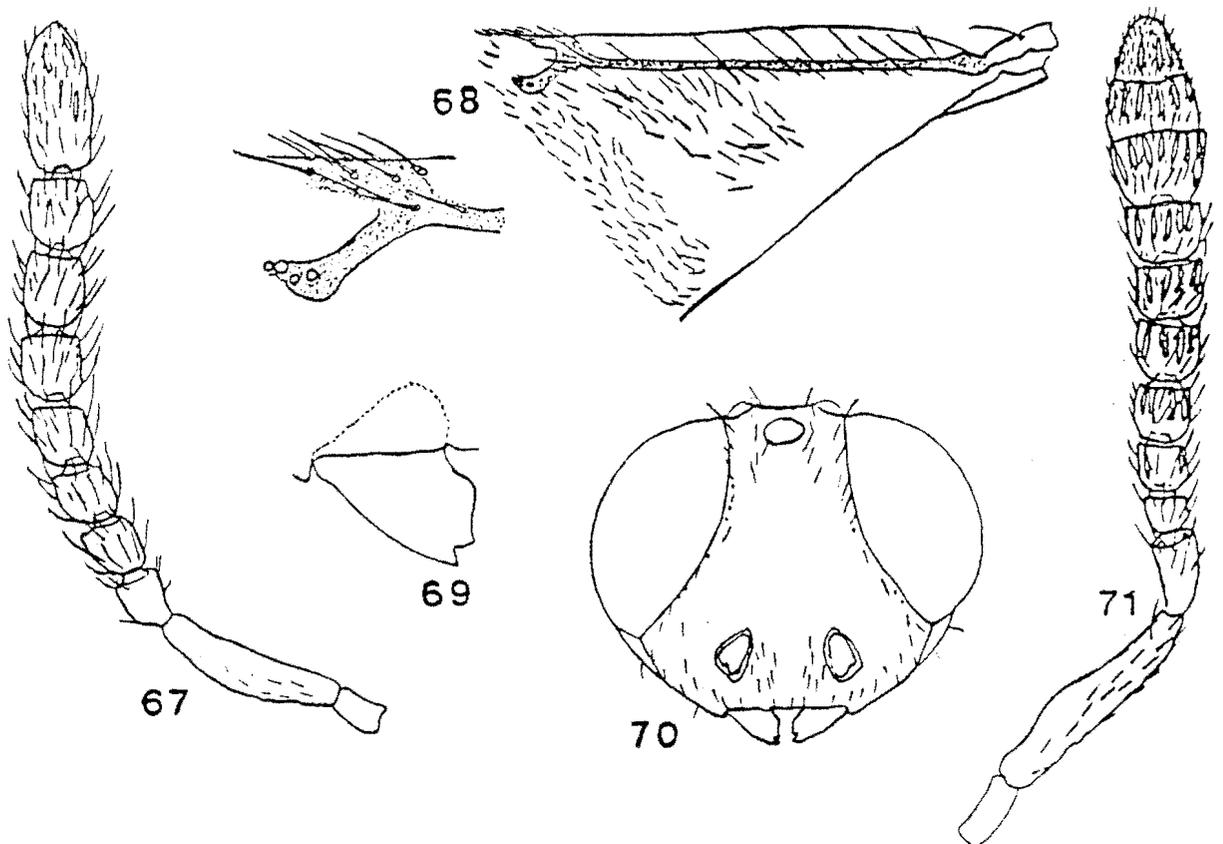
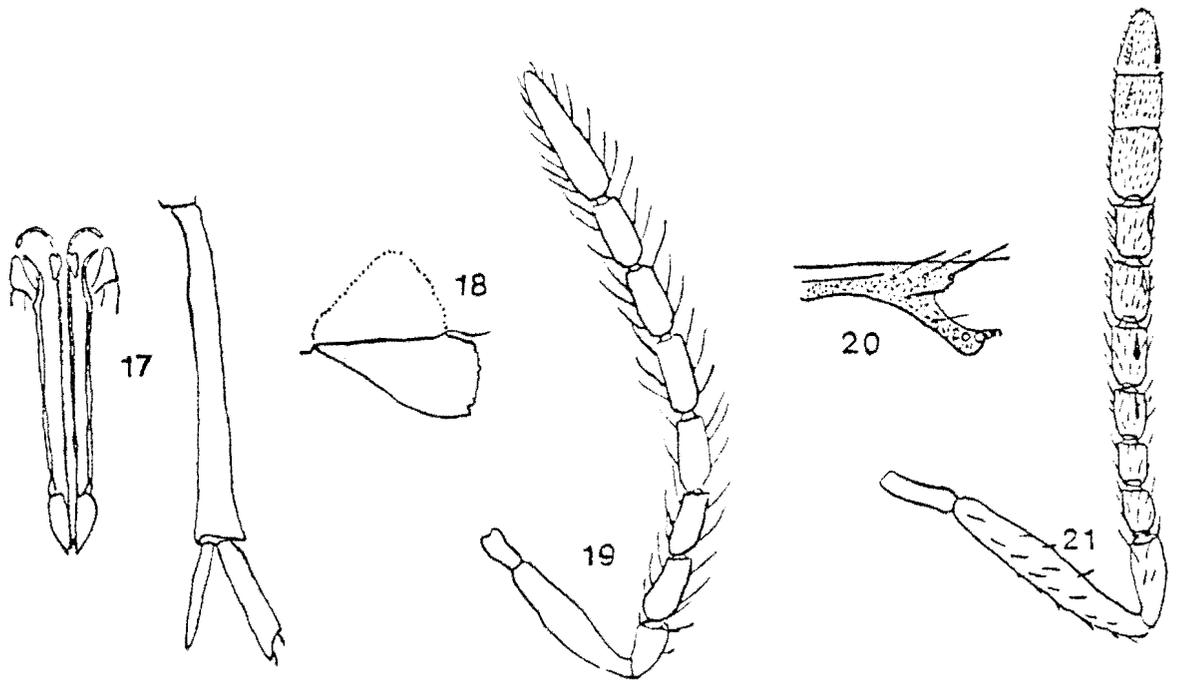


Fig. 1.—Developmental stages of *Ooencyrtus patriciae*: a, egg; b, first-instar larva; c, second-instar larva; d, third-instar larva; e, pupa. (AP, aeroscopic plate; M, mid-gut; AF, aeroscopic funnel; T, tracheal trunk; S, spiracle.)

MATTESON, P.C., 1981



Légende : voir feuille suivante

Ooencyrtus species. 17-21. *O. utetheisae* (Risbec).

17. ovipositor and middle tibia, drawn to the same scale, female (T 6433). 18. Mandible, female (T 4151-1). 19. Antenna, male (T 4151-3). 20. Apex of fore wing venation, female lectotype . 21. Antenna, female (T 4151-1).

Ooencyrtus species. 67-71. *O. polyphagus* (Risbec).

67. Antenna, male (T 4377-2). 68. Basal part of fore wing, with venation enlarged, female (T 4377-1). 69. Mandible, female (T 4377-1). 70. Head, frontal view, female (T 4377-1). 71. Antenna, female (T 4377-1)

(PRINSLOO, 1987)

CHAPITRE IV :

RESULTATS DES ANALYSE DES DEGATS DES HETEROPTERES SUR LES ORGANES FLORAUX ET FRUCTIFERES DU COTONNIER.

1- ANALYSE SANITAIRE DES BOUTONS FLORAUX ET DES CAPSULES TOMBES.

La dissection des boutons floraux tombés a permis de mettre à nu l'appareil staminal ou l'androcée. Les filets des étamines sont soudés entre eux et recouvrent le gynécée dont le stigmate est visible au sommet.

L'analyse de l'état sanitaire de ces organes a permis de les répartir en trois catégories : Organes percés ou troués, organes piqués et organes sains.

-Les organes percés ou troués sont reconnaissables par la présence d'un grand trou généralement à la base de l'organe. Ceux qui ne présentent pas un pareil trou, abritent des chenilles observables après dissection.

-Les organes piqués sont reconnaissables par la présence de chancres, de nécroses ou de coulées résineuses (cas des capsules). Les boutons floraux piqués sont identifiables par la présence de nécroses suivies d'une coloration quelquefois brune ou marron des étamines. Les anthères sont totalement ou partiellement détruites. Ces nécroses peuvent s'étendre à tout l'androcée ou être limitées à une ou plusieurs zones. Généralement des zones de passage des stylets à travers les organes protecteurs (sépalés, pétales) sont difficilement observables. Néanmoins quelques zones nécrosées ont pu être repérées uniquement sur les pétales et ont correspondu aux zones nécrosées des étamines. Ces dégâts sont plus fréquents sur les jeunes boutons que sur les boutons floraux plus âgés.

-Les organes sains sont ceux qui ne présentent aucun des dégâts sus-indiqués. Des petits et des grands boutons floraux ont des étamines saines si elles sont jaunes et turgescentes (anthères et filets normaux). De jeunes capsules sont saines et quoique certaines ont noirci, elles ne présentent aucun dégât externe ou interne apparent.

Résultats obtenus après 8 semaines d'analyse dans chaque parcelle :

Parcelles A : 11 traitements à partir du 53ème jour après semis.

Les résultats de cette parcelle sont mentionnés dans le tableau 9. Les taux les plus élevés des boutons floraux piqués et percés sont enregistrés à la première semaine d'analyse. Les dégâts causés aux capsules sont peu importants pendant les trois premières semaines d'analyse.

Dans l'ensemble les pourcentages d'abscission due aux Hétéroptères phytophages et aux chenilles n'excèdent pas 9% pour les boutons floraux, et 7% pour les jeunes capsules.

Tableau 9 : Evolution de l'état sanitaire des organes tombés (abscission) dans les parcelles A = A1+ A2

Date d'analyse	Total tombé	boutons floraux				Sains	%
		Piqués	%	Percé	%		
7/09	28	15	53,6	3	10,7	10	35,7
14/09	67	4	6,0	4	6,0	59	88,0
21/09	156	1	0,7	2	1,3	153	98,0
*1/10	56	1	1,8	-	-	55	98,2
*5/10	26	1	3,9	-	-	25	96,1
12/10	32	-	-	-	-	32	100
*28/10	3	-	-	-	-	3	100
2/11	5	-	-	-	-	5	100
TOTAL	373	22	5,9	9	2,4	342	91,7

* Analyse réalisée une fois dans la semaine.

Capsules							
Date d'analyse	Total tombé	Piquées	%Piquées	Percées	%Percées	Saines	%Saines
7/09	11	1	9,1	9	81,8	1	9,1
14/09	31	2	6,5	15	48,4	14	45,1
21/09	89	1	1,1	13	14,6	75	84,3
*1/10	160	6	3,8	2	1,2	152	95,0
*5/10	220	-	-	2	0,9	218	99,1
12/10	135	1	0,7	2	1,5	132	97,8
*28/10	134	-	-	-	-	134	100
2/11	75	-	-	-	-	75	100
TOTAL	855	11	1,3	43	5,0	801	93,7

Parcelles B : 2 traitements en fin de saison

Les résultats sont indiqués dans le tableau 10. Les dégâts sont plus importants pour les boutons floraux que pour les jeunes capsules pendant toute la saison. 33,9% de boutons floraux percés ont été enregistrés à la première semaine d'analyse et 45,4% piqués à la deuxième semaine. Un deuxième pic de 88,9% de boutons floraux piqués ont été obtenus à la septième semaine mais l'on doit tenir compte du nombre total d'organes analysés pendant cette période (9). 37,5% de capsules piquées et 50,0% de capsules percées ont été atteints à la première semaine.

Dans l'ensemble, on note un nombre important d'organes tombés. Dans le cas des boutons floraux, plus de 50% sont imputables aux chenilles et aux Hétéroptères. Près de 40% leurs sont également imputables dans le cas des capsules.

Généralement les Hétéroptères attaquent davantage les boutons floraux que les jeunes capsules (36,7% contre 19,4%). Inversement les chenilles causent plus de dégâts aux jeunes capsules qu'aux boutons floraux (20,3% contre 16,3%).

Tableau 10 : Evolution de l'état sanitaire des organes tombés dans les parcelles B = B1+ B2,

boutons floraux							
Date d'analyse	Total tombé	Piqués	%	Percés	%	Sains	%
7/09	65	27	41,5	22	33,9	16	24,6
14/09	185	84	45,4	29	15,7	72	38,9
21/09	158	44	27,8	14	8,9	100	63,3
*1/10	49	17	34,7	7	14,3	25	51,0
*5/10	36	14	38,9	7	19,4	15	41,7
12/10	37	10	27,0	10	27,0	17	46,0
*28/10	9	8	88,9	1	11,1	-	-
2/11	22	2	9,0	1	4,6	19	86,4
TOTAL	561	206	36,7	91	16,3	264	47,0

Capsules							
Date d'analyse	Total tombé	Piquées	%	Percées	%	Saines	%
7/09	24	9	37,5	12	50,0	3	12,5
14/09	79	11	13,8	30	37,7	38	48,5
21/09	130	26	20,0	21	16,2	83	63,8
*1/10	254	56	22,0	54	21,3	144	56,7
*5/10	246	64	26,0	38	15,5	144	58,5
12/10	160	23	14,4	40	25,0	97	60,6
*28/10	89	8	9,0	15	16,9	66	74,1
2/11	83	10	12,1	6	7,2	67	80,7
TOTAL	1065	207	19,4	216	20,3	642	60,3

Parcelles C : 5 traitements à partir du 67ème jour après semis

Les résultats sont indiqués dans le tableau 11. Les pourcentages de boutons floraux piqués sont importants durant les quatre premières semaines d'analyse avec un pic à 40,6% et sont nuls par la suite. Les premiers boutons floraux formés n'étaient pas protégés à cause du traitement tardif. Les capsules piquées sont également importantes dans la même période, avec un pic à 41,7% à la première semaine. Les pics des boutons floraux et des capsules percés sont atteints à la première semaine et sont de 33,4% et 50,0% respectivement.

Dans l'ensemble, 25,2% de boutons floraux sont piqués et 15,0% percés. Par contre 6,5% de capsules sont piquées et 12,8% percées.

Tableau 11 : Evolution de l'état sanitaire des organes tombés dans les parcelles C = C1+ C2.

boutons floraux							
Date d'analyse	Total tombé	Piqués	%	Percés	%	Sains	%
7/09	69	28	40,6	23	33,4	18	26,0
14/09	147	52	35,4	28	19,0	67	45,6
21/09	140	35	25,0	16	11,4	89	63,6
*1/10	34	11	32,3	1	3,0	22	64,7
*5/10	37	-	-	5	13,5	32	86,5
12/10	43	-	-	1	2,3	42	97,7
*28/10	16	-	-	1	6,3	15	93,7
2/11	14	-	-	-	-	14	100
TOTAL	500	126	25,2	75	15,0	299	59,8

Capsules							
Date d'analyse	Total tombé	Piquées	%	Percées	%	Saines	%
7/09	12	5	41,7	6	50,0	1	8,3
14/09	42	7	16,7	17	45,5	18	42,8
21/09	97	20	20,6	26	26,8	51	52,6
*1/10	120	14	11,7	25	20,8	81	67,5
*5/10	128	3	2,4	20	15,6	105	82,0
12/10	151	-	-	3	2,0	148	98,0
*28/10	186	-	-	7	3,8	179	96,2
2/11	126	5	4,0	6	4,8	115	91,2
TOTAL	862	56	6,5	110	12,8	696	80,7

Parcelles D : 5 traitements à partir du 53 ème jour après semis

Les résultats sont rassemblés dans le tableau 12. Les pourcentages des dégâts causés aux différents organes sont en général peu importants pendant toute la durée de l'analyse. Les pourcentages les plus élevés ont été enregistrés à la première semaine et sont : 39,1% de boutons floraux piqués et 10,9% percés. Ceci prouve que les dégâts étaient apparus avant le début des traitements. Un deuxième pic de 26,1% dans la dernière semaine indique qu'après arrêt des traitements, il y a de nouvelles attaques massives des boutons floraux par des chenilles. Pour les capsules, les pourcentages obtenus sont relativement faibles durant toute la période des analyses à l'exception des pourcentages des capsules percées durant les deux premières semaines. Mais l'on doit tenir compte du nombre d'organes analysés.

Dans l'ensemble, 6,5% de boutons floraux sont piqués et 6,7% percés. Par contre 3,3% de capsules sont piquées et 10,6% percées.

Tableau 12 : Evolution de l'état sanitaire des organes tombés dans les parcelles D = D1+ D2.

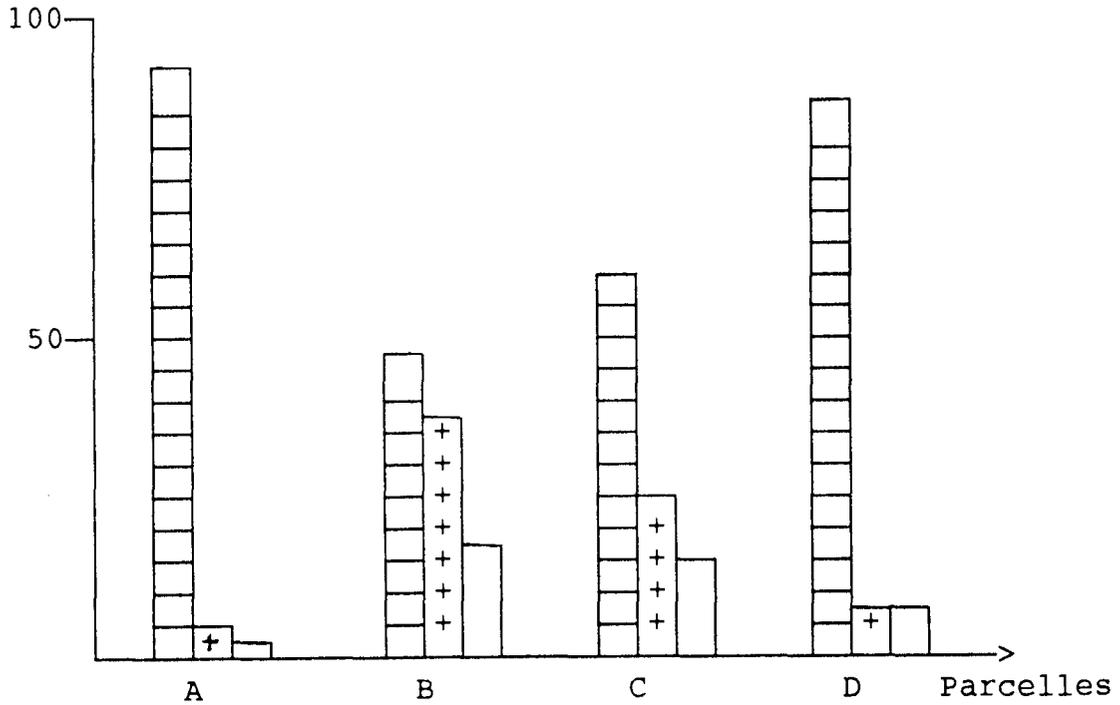
boutons floraux							
Date d'analyse	Total tombé	Piqués	%	Percés	%	Sains	%
7/09	46	18	39,1	5	10,9	23	50,0
14/09	83	8	9,6	9	10,9	66	79,5
21/09	197	1	0,5	5	2,5	191	97,0
*1/10	51	-	-	2	3,9	49	96,1
*5/10	17	-	-	-	-	17	100
12/10	49	1	2,1	3	6,1	45	91,8
*28/10	12	2	16,6	2	16,7	8	66,7
2/11	23	1	4,3	6	26,1	16	69,6
TOTAL	478	31	6,5	32	06,7	415	86,8

Capsules							
Date d'analyse	Total tombé	Piquées	%	Percées	%	Saines	%
7/09	13	1	7,7	7	53,8	5	38,5
14/09	33	2	6,6	13	39,4	18	54,6
21/09	85	5	5,9	8	09,4	72	84,7
*1/10	174	10	5,7	20	11,5	144	82,8
*5/10	205	6	3,0	15	7,3	184	89,7
12/10	179	6	3,3	13	7,3	160	89,4
*28/10	192	2	1,1	16	8,3	174	90,6
2/11	133	1	0,8	16	12,0	116	87,2
TOTAL	1014	33	3,3	108	10,6	873	86,1

La synthèse des résultats est présentée dans le Tableau 13. Les traitements insecticides, commencés un peu plus tôt dans les parcelles A et D par rapport à C, ont permis de réduire considérablement les taux de boutons floraux et de capsules piqués dans ces parcelles. Les traitements un peu tardifs, commencés en C ont pour conséquences, l'augmentation du taux de boutons floraux piqués. Ce retard n'a pas eu un grand effet sur les capsules piquées. De plus l'arrêt des traitements vers la fin du mois d'octobre dans la parcelle D aurait des effets sur les capsules percées dans cette parcelle.

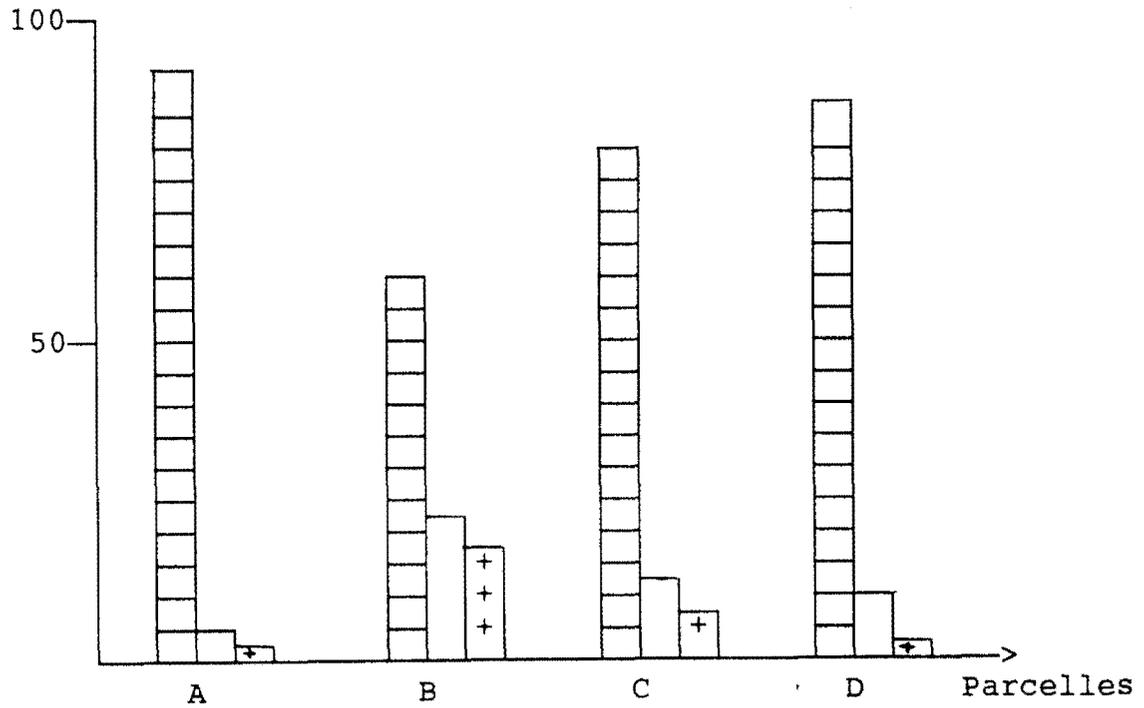
Tableau 13 : Synthèse des résultats de l'état sanitaire des organes tombés dans chaque parcelle.

Parcelles	Nombre boutons floraux	Boutons floraux piqués	%	Boutons floraux percés	%	Boutons floraux sains	%
A	373	22	5,9	9	2,4	342	91,7
B	561	206	36,7	91	16,3	264	47,0
C	500	126	25,2	75	15,0	299	59,8
D	478	31	6,5	32	6,7	415	86,8



Légende :  sains  piqués  percés

Parcelle	Nombre capsules tombées	Nombre capsules piquées	%	Nombre capsules percées	%	Nombre capsules saines	%
A	855	11	1,3	43	5,0	801	93,7
B	1065	207	19,4	216	20,3	642	60,3
C	862	56	6,5	110	12,8	696	80,7
D	1014	33	3,3	108	10,6	873	86,1



Légende  saines  piquées  percées

2 - INFESTATION ARTIFICIELLE DES BOUTONS FLORAUX ET DES CAPSULES

La mortalité des insectes introduits dans les manchons est faible, ce qui montre que le microclimat créé dans ces enceintes ne leur est pas défavorable. Des femelles ont même pondu, des larves ont poursuivi ou achevé leur cycle de développement.

2-1 Infestation artificielle des boutons floraux

L'analyse sanitaire de 63 boutons floraux sur lesquels l'infestation de *Creontiades pallidus*, *Megacoelum apicale* et *Taylorilygus arboreus* a été faite, a révélé des dégâts sur les pièces protectrices et les organes reproducteurs :

- sur les pièces protectrices, il s'agit des pétales sur lesquels des zones de nécroses brunes de dimensions variables, probablement les points de passage des stylets ont été observées. De pareilles zones n'ont pas été observées sur le calice.

- sur les organes reproducteurs, c'est essentiellement la masse staminale qui comporte des zones brunes ou des nécroses des anthères. Une ou plusieurs zones peuvent être observées et quelquefois, toute la masse staminale est détruite. Aucune observation particulière n'a été faite pour rechercher d'éventuels dégâts sur l'ovaire.

Sur les 63 organes étudiés, seuls 31, soit un peu plus de 49%, ont présenté pareils dégâts. Aucune différence n'est observée entre les symptômes causés par chacune des trois espèces de Mirides. Les nécroses observées sont identiques à celles qui sont observées lors de l'analyse des organes tombés. Les dégâts sont plus fréquents sur les petits boutons floraux infestés par *M. apicale* que sur les grands boutons floraux.

2-2 Infestation artificielle des capsules

- *Helopeltis schoutedeni* (larves et adultes) : les piqûres occasionnées par les larves et les adultes de ce ravageur causent des dégâts externes. Les symptômes se présentent sous forme de nécroses en cuvettes. Elles sont plus concentrées au sommet des capsules et surtout au niveau des lignes de

sutures intercarpellaires, ce qui provoque une ouverture prématurée de l'organe piqué.

Ces dégâts sont très visibles dans les cotonniers envahis par le ravageur surtout lorsque les infestations sont importantes.

- *M. apicale*, *T. arboreus*, *C. pallidus* : les dégâts causés par ces trois espèces sont différents de ceux de *H. schoutedeni*. En effet, leurs piqûres laissent la capsule apparemment saine mais l'observation à la loupe binoculaire montre de petites cuvettes dont le centre est occupé par un exudat noir métallique dû probablement à l'écoulement de résine. Ces cuvettes sont plus étendues chez *T. arboreus* et *M. apicale* que chez *C. pallidus*.

Ces cuvettes correspondent, sur la face interne des carpelles, à des formations néoplasmiques ou à des zones colorées. Mais la formation de ces néoplasmes serait fonction de la profondeur de la piqûre; une piqûre superficielle n'entraînerait qu'un simple écoulement de la résine. Dans le cas de *T. arboreus* et de *C. pallidus*, lorsque les piqûres sont nombreuses, des cas de croissance inégale entre les différentes loges ont été constatées.

Des cas de coloration des fibres ont été observés pour les trois espèces de Mirides.

Parmi les quatre espèces de la famille des Pentatomidae concernées par cette étude, seules les piqûres de *Nezara viridula* semblent provoquer des nécroses à la surface des capsules. Les dégâts internes causés par les piqûres des quatre espèces sont les mêmes et semblables à ceux causés par les *Dysdercus* spp. En effet, plusieurs formations néoplasmiques et des zones de passage des stylets sont observées. Dans le cas de *Pseudatelus spinulosa*, des traces de passage des stylets sont observées lorsque les piqûres ont lieu au niveau des lignes de sutures intercarpellaires.

A ces dégâts, observés sur la face interne des carpelles correspondent des colorations de fibre. Au niveau de ces points de coloration, des graines sont piquées et vidées de leur contenu laiteux. De tels dégâts sont facilement observables lorsque les capsules étudiées sont vertes.

3 - ANALYSE SANITAIRE DES ORGANES VERTS OU IMMATURES (A.S.V)

L'analyse de l'état sanitaire des capsules vertes a permis de les regrouper en quatre catégories : capsules piquées, capsules percées ou trouées, capsules saines et autres capsules.

Capsules piquées : certaines sont facilement reconnaissables par la présence de chancres le plus souvent localisés dans le tiers supérieur de la capsule. Quelquefois, on note l'existence de nécroses ou de coulées résineuses visibles sur les capsules vertes. D'autres capsules ne présentent aucun des dégâts extérieurs décrits. Cependant l'examen interne montre des symptômes de piqûres. Au cours de cette analyse, des excroissances ou des formations néoplasmiques ont été observées, mais dans plusieurs cas, seules des zones de piqûres (points de passage des stylets) sont visibles dans des carpelles sans qu'il y ait formation de néoplasmes. Il est facile d'observer à la fois excroissances et zones de piqûres dans une capsule ou dans une même loge. A ces formations ou zones de piqûres sur la face interne de l'endocarpe, correspondent des colorations (pourritures) de la fibre. Dans plusieurs cas, la dissection de graines situées au niveau de la fibre colorée, a montré qu'elles sont vides de leur contenu laiteux. Mais l'observation à la loupe binoculaire n'a montré aucun passage des stylets sur ces graines.

Une capsule peut être attaquée à la fois par une chenille et une punaise. Dans cette étude, de pareilles capsules sont classées dans la catégorie des capsules piquées contrairement à COAKER (1957) qui les classe suivant la sévérité et l'ancienneté du dégât.

Capsules percées ou trouées par diverses chenilles de Lépidoptères : elles sont caractérisées par la présence effective des chenilles à l'intérieur de ces capsules (chenilles carpophages à régime endocarpique). Parfois le trou d'entrée de la chenille est obstrué par une galerie qui est visible de l'extérieur de la capsule (*Cryptophlebia leucotreta*). En fin de saison, certaines capsules percées sont facilement reconnaissables par la présence des orifices de sortie des chenilles qui ont fini leur cycle larvaire et vont se nymphoser dans le sol (*C. leucotreta*). Les autres chenilles comme *Pectinophora gossypiella* se nymphosent directement dans les loges des capsules. Les capsules attaquées par les chenilles carpophages à régime exocarpique (*Helicoverpa* (= *Heliothis*))

armigera, *Earias* spp.) sont caractérisées par la présence de ces chenilles sur les capsules (à l'aisselle des bractées) en train de s'alimenter. Dans ce cas un grand orifice est occupé par la moitié du corps de la chenille. Sont généralement classées dans cette catégorie, les capsules qui présentent des galeries au niveau du péricarpe mais dont la larve est morte dès son plus jeune âge pendant son trajet dans l'endocarpe.

.Capsules saines : elles ne présentent aucun des dégâts décrits ci-dessus décrits. Toutes les parties examinées ne présentent aucun symptôme visible.

.Autres capsules : les capsules de cette catégorie présentent des dégâts qui ne sont pas visiblement liés aux insectes. C'est-à-dire qu'elles ne sont ni piquées, ni percées ou trouées mais présentent une coloration des fibres. Des zones de coloration sont généralement localisées au sommet ou à la base des capsules, au niveau des lignes de sutures intercarpellaires et quelquefois au niveau de l'axe central de la capsule sous forme de taches ou de bandes.

Résultats obtenus après huit semaines d'analyse des capsules vertes dans chaque parcelle :

Parcelles A : 11 traitements à partir du 53ème jour après semis

Les dégâts obtenus dans cette parcelle sont faibles (Tableau 14). A la fin de la saison, 2,3% de capsules piquées ont été enregistrés. Le taux de capsules percées ou trouées par les chenilles est également bas dans cette parcelle soumise à une protection phytosanitaire poussée pendant toute la saison. Les rares capsules "chenillées" et piquées seraient dues aux chenilles et aux Hétéroptères qui auraient échappé à la toxicité du produit ou qui ne seraient pas intoxiqués immédiatement. Ces résultats montrent que dans une parcelle soumise à une telle protection phytosanitaire, l'élimination des dégâts de pourritures liés à des insectes peut être totale (PIERRARD, 1972).

Tableau 14 : Résultats de A.S.V. : Parcelles A

Date des analyses	Nb total capsules	Capsules saines	Capsules percées	%	Capsules piquées	%	**
15/09	121	115	1	0,8	8	4,1	-
22/09	246	236	-	-	8	3,3	2
01/10*	196	183	3	1,5	10	5,1	-
06/10*	170	160	6	3,5	1	0,6	3
13/10	351	325	10	2,9	6	1,7	10
29/10*	219	204	8	3,6	-	-	7
03/11	409	393	6	1,5	7	1,7	3
10/11*	155	142	5	3,2	6	3,9	2
Total	1867	1758	39	2,0	43	2,3	27

* Analyse réalisée une fois dans la semaine.

** Capsules autres = ni piquées ni percées.

Parcelles B : 2 traitements en fin de saison

Les dégâts sont très importants dans cette parcelle (Tableau 15) : plus de 32% de capsules piquées sont enregistrés. Avec deux traitements insecticides en fin de saison, les résultats montrent que c'est au mois d'octobre et au début de novembre que les dégâts sont importants. Durant cette période d'analyse, les pourcentages de capsules piquées enregistrés ont varié de plus de 22% à plus de 40% et ceux des capsules "chenillées", de 1,7% à 55%. Les résultats montrent également que les Hétéroptères arrivent dans les cotonniers et causent des dégâts aux capsules avant les chenilles carpophages. En effet, le 15 septembre les pourcentages de dégâts causés par ces deux groupes de ravageurs sont respectivement de 22,7% et de 1,7%. Mais l'analyse devait se faire un peu plus tôt pour connaître le début approximatif des piqûres. Dans cette parcelle, plus de 60% des dégâts de pourritures sont causés par les Hétéroptères phytophages et les chenilles carpophages. Mais, toutes les capsules piquées ne donnent pas forcément des pourritures.

Tableau 15 : Résultats de A.S.V. : Parcelles B

Date des analyses	Nb total capsules	Capsules saines	Capsules percées	%	Capsules piquées	%	**
15/09	119	90	2	1,7	27	22,7	-
22/09	218	141	5	2,3	68	31,2	4
01/10*	182	52	51	28,0	72	39,6	7
06/10*	190	67	49	25,8	58	30,5	16
13/10	356	48	124	34,8	144	40,4	40
29/10*	229	28	126	55,0	58	25,3	17
03/11	528	142	207	39,2	172	32,6	7
10/11*	221	123	26	11,8	70	31,7	-
Total	2043	691	590	28,9	669	32,7	91

Parcelles C : 5 traitements à partir du 67ème jour après semis

Les résultats obtenus dans cette parcelle (Tableau 16) sont relativement peu satisfaisants au début des analyses. En effet, durant les quatre premières semaines d'analyses, les dégâts sont élevés, atteignant plus de 31% de capsules piquées et plus de 15% de capsules percées. Ceci serait dû probablement au traitement tardif dans ces parcelles. Après le début du mois d'octobre, les pourcentages de piqûres sont restés en dessous de 20% jusqu'à la fin de la période d'analyse des capsules. Ce traitement tardif n'a pas tellement agi sur les capsules "chenillées" puisque les dégâts dans les parcelles B montrent que c'est à partir du mois d'octobre que l'activité des chenilles est importante. Les pourcentages de capsules "chenillées" sont donc restés faibles avec un pic qui est de 15,8%. Mais le taux moyen à la fin de l'analyse est de 8,0%. Un traitement insecticide tardif augmenterait seulement l'activité des piqueurs de capsules.

Tableau 16 : Résultats de A.S.V. : Parcelles C

Date des analyses	Nb total capsules	Capsules saines	Capsules percées	%	Capsules piquées	%	**
15/09	125	100	-	-	25	20,0	-
22/09	232	149	6	2,6	74	31,9	3
01/10*	181	116	19	10,5	39	21,5	7
06/10*	183	129	29	15,8	26	14,2	9
13/10	361	282	25	6,9	37	10,2	17
29/10*	227	149	27	11,9	33	14,5	18
03/11	502	324	39	7,8	77	15,3	13
10/11*	182	134	14	7,7	34	18,7	-
Total	1993	1383	159	08,0	345	17,3	67

Parcelles D : 5 traitements à partir du 53ème jour après semis

Les dégâts causés dans ces parcelles par les chenilles et les Hétéroptères sont faibles pendant les cinq premières semaines d'analyse (Tableau 17). C'est-à-dire pendant la période où ont eu lieu les traitements insecticides commencés un peu plus tôt que dans C. Après l'arrêt des traitements, les résultats montrent une augmentation des pourcentages de capsules piquées ou "chenillées" qui atteignent plus de 19% et plus de 18% respectivement. Ces brusques variations des pourcentages de dégâts indiquent le degré de réinfestation des cotonniers par chaque groupe de ravageurs. Le pourcentage de piqûres obtenu à la fin de l'analyse, soit 9%, serait dû essentiellement aux forts taux de piqûres enregistrés après l'arrêt des traitements (de 13,4% à 19,5%).

Tableau 17 : Résultats de A.S.V. : Parcelles D

Date des analyses	Nb total capsules	Capsules saines	Capsules percées	%	Capsules piquées	%	**
15/09	142	137	-	-	05	3,5	-
22/09	238	222	2	0,8	14	5,9	-
01/10*	180	155	12	6,7	10	5,6	3
06/10*	168	139	13	7,7	12	7,1	4
13/10	362	264	56	15,5	16	4,4	26
29/10*	211	128	35	16,6	24	13,4	24
03/11	381	236	72	18,9	59	15,5	14
10/11*	123	79	17	13,8	24	19,5	3
Total	1805	1360	207	11,5	164	9,0	74

Autres capsules : dans chacune des parcelles étudiées, un nombre non moins important de capsules ni percées, ni piquées mais présentant des pourritures internes a été enregistré. Les traitements insecticides effectués dans chaque parcelle ne semblent pas avoir un effet sur l'apparition de ces pourritures non liées à des insectes. Les résultats des tableaux de chaque parcelle montrent que c'est dans la première moitié du mois d'octobre que le nombre de ces capsules est très élevé.

Tableau 18 : Synthèse des résultats de A.S.V. :

a : en 1991.

PARCELLES	CAPSULES				
	Total	Saines	Piquées	%	autres*
A	191	149	36	19	06
B	154	73	63	41	19
C	216	140	51	24	29
D	157	98	44	28	15

* = Toutes les capsules non piquées mais présentant des pourritures internes.

b : en 1992.

Parcelles	Nombre capsules analysées	Capsules saines	Capsules percées/trouées	%	Capsules piquées	%	**
A	1867	1758	39	2,0	43	2,3	27
B	2043	691	590	28,9	669	32,7	91
C	1993	1383	159	8,0	345	17,3	67
D	1805	1360	207	11,5	164	9,0	74

** = ni piquées ni percées mais présentant des pourritures internes

4- ANALYSE SANITAIRE DES CAPSULES MURES (A.S.M.)

4-1 A.S.M.1 La synthèse des résultats de cette première méthode d'analyse sanitaire est inscrite dans le tableau 19 :

Les résultats montrent un fort taux de capsules piquées (28,82) et de capsules percées (30,22) dans les parcelles B ; un nombre important de capsules pourries et momifiées est aussi observé dans ces parcelles. Dans les parcelles D, l'élévation de ces taux respectivement (10,47) et (22,46) par rapport à C (9,34) et (13,07), prouve qu'après arrêt des traitements, il y a de nouvelles infestations.

Tableau 19 : Synthèse des résultats dans chaque parcelle.

Parcelles	Nb.caps. analysées	Caps. saines	%	Caps. percées	%	Caps. piquées	%
A	1734	1588	91,60	61	3,52	40	2,30
B	1211	122	10,07	366	30,22	349	28,82
C	1499	1066	71,11	196	13,07	140	9,34
D	1643	921	56,06	369	22,46	172	10,47

Capsules	Parcelles			
	A	B	C	D
Pourries /momifiées	7	321	34	93
Capsules autres	38	53	63	88

4-2 A.S.M.2 Les résultats de cette deuxième méthode d'analyse sanitaire sont indiqués dans les tableaux 20 à 25.

Dans le tableau 20, nous avons réparti les capsules en fonction du nombre de loges (1 à 5) qui présentent les piqûres et la coloration de la fibre (coton-jaune). Les résultats montrent que le nombre de capsules piquées est supérieur à celui des capsules qui donnent des "pourritures". En revanche, le nombre de loges qui donnent ces "pourritures" suite aux piqûres, est supérieur au nombre de loges initialement piquées. Ces observations prouvent qu'il y a des capsules piquées qui ne donnent pas forcément des "pourritures". De plus, un agent de "pourritures" présent dans une loge peut, par la suite, envahir une ou plusieurs loges non piquées (voir aussi Tab. 32 et 35 en annexes).

Tableau 20 : Répartition par capsule et par loge des piqûres et des pourritures observées au cours de l'A.S.M.2.

Parcelles	Nombre de capsules	Loges atteintes					Total capsules	Nombre de loges
		1	2	3	4	5		
A	Piquées	14	6	3	-	-	23	35
	avec coton-jaune	9	3	4	1	1	18	36
B	Piquées	58	84	55	14	3	214	462
	avec coton-jaune	35	57	55	47	13	207	567
C	Piquées	55	38	17	4	-	114	198
	avec coton-jaune	36	25	22	11	-	94	196
D	Piquées	53	15	8	4	-	80	123
	avec coton-jaune	26	28	9	8	3	74	156

Nous avons aussi réparti les capsules en fonction du nombre de loges (1 à 5) qui présentent des colorations de la fibre suite aux attaques de chenilles (Tab. 21). Les résultats montrent que ces attaques s'accompagnent toujours de dégâts au niveau de la fibre. L'étendue de ces dégâts dépend de la capacité de la chenille à passer d'une loge à l'autre. Le nombre élevé de capsules "chenillées" dans les parcelles D, soit 246 contre 243 dans B, confirme l'importance des attaques après arrêt des traitements (voir aussi Tab. 33 en Annexes).

Tableau 21 : Répartition par capsule des dégâts de chenilles observées au cours de l'A.S.M. 2

Parcelles	Nombre de capsules	Loges atteintes					Total capsules	Nombre de loges
		1	2	3	4	5		
A	Percées avec coton-jaune	14	14	10	2	1	41	85
B	Percées avec coton-jaune	40	68	67	54	14	243	663
C	Percées avec coton-jaune	43	31	12	5	2	93	171
D	Percées avec coton-jaune	92	85	49	19	1	246	490

Les résultats du tableau 22 montrent que le poids moyen d'une loge pourrie est inférieur à 1 g. En revanche, pour une même capsule, le poids moyen d'une loge restée saine, est supérieur à 1 g. Ces observations indiquent que le processus de "pourritures" d'une loge n'empêche pas le développement normal des autres loges qui restent saines (à comparer avec les résultats du Tab. 23) (voir aussi Tab. 24 en annexes).

Tableau 22 : Résultats de l'analyse des capsules piquées dans chaque parcelle.

Parcelles	Caps. piquées	Nb.de loges	loges piquées	% piquées	loges pourries	% pourritures	P.moy/ loge pourrie (g)	P.moy/ loge saine (g)
A	23	97	35	36,08	36	37,11	0,67	1,07
*B 2	58	235	121	51,49	137	58,30	0,76	1,03
*C 2	55	227	89	39,20	98	43,17	0,73	1,14
D	80	339	123	36,28	156	46,01	0,77	1,08

* = les parcelles B2 et C2 ont été analysées

Légende : P. moy = poids moyen

Tableau 23 : Résultats de l'analyse des capsules saines dans chaque parcelle.

Parcelles	Nb.caps. saines	Nb. loges	Poids total (g)	Poids / caps.(g)	Poids/loges (g)
A	808	3435	4084,2	5,05	1,19
B	72	302	293,1	4,07	0,97
C	503	2060	2443,5	4,86	1,14
D	483	1980	2298,4	4,76	1,16

Les résultats du tableau 24 indiquent aussi que le poids moyen d'une loge pourrie (due aux chenilles) est inférieur à 1 g. Par contre, dans les loges non affectées par ces "pourritures", le poids moyen est supérieur à 1 g (proche des résultats du Tab. 23).

Tableau 24 : Résultats de l'analyse des capsules percées ou trouées dans chaque parcelle.

Parcelles	Nb de caps percées	Nb.de loges	loges pourries	% pourritures	P.moy/ loge pourrie (g)	P.moy /loge saine (g)
A	41	172	85	49,40	0,72	1,10
B2 *	102	437	274	62,70	0,70	0,97
C2 *	51	216	98	45,37	0,72	1,15
D	246	1005	490	48,75	0,76	1,14

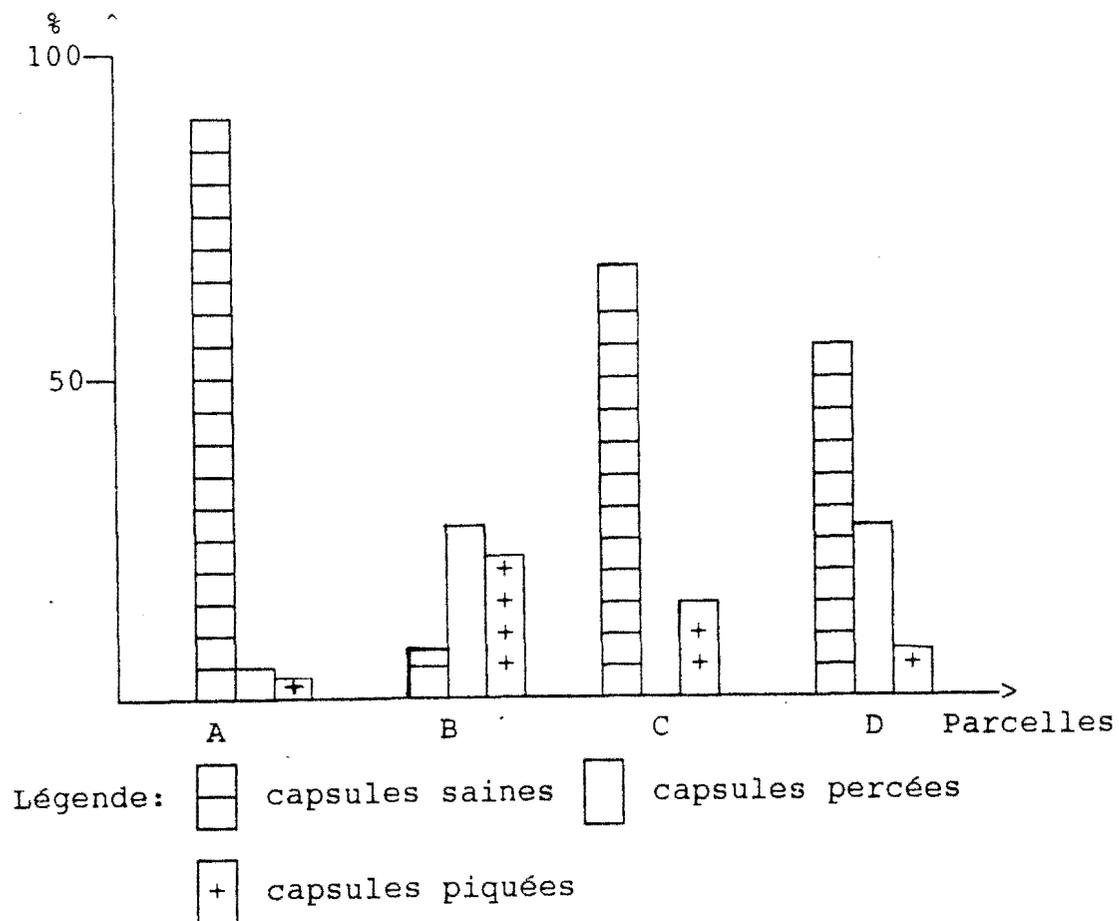
La synthèse des résultats enregistrés au cours de cette deuxième méthode d'analyse, confirme l'importance des dégâts des punaises et des chenilles au moment de la récolte. Le faible taux de capsules saines dans les parcelles D, soit 55,0 % par rapport à celui des parcelles C (66,2 %), justifie aussi l'importance de nouvelles attaques qu'il y a eu après arrêt des traitements.

Tableau 25 : Synthèse des résultats de A.S.M.2 dans chaque parcelle.

Parcelles	Nb.caps. analysées	Caps. saines	%	Caps. percées	%	Caps. piquées	%
A	892	808	90,6	41	04,6	23	2,6
B	938	72	07,7	243	25,9	214	22,8
C	760	503	66,2	93	12,2	114	15,0
D	878	483	55,0	246	28,0	80	09,1

Capsules	Parcelles			
	A	B	C	D
Pourries / momifiées	11	392	27	53
Capsules autres	09	17	23	16

Les résultats (Tab. 19 et 25) obtenus par les deux méthodes d'analyses (A.S.M. 1 et A.S.M. 2) sont assimilables quoiqu'il y ait quelques différences. en effet, l'observation des zones de piqûres dans les capsules dont les carpelles ne sont pas encore secs (A.S.M. 1) est plus aisée que dans le cas de A.S.M. 2. De plus, la récolte progressive effectuées au cours de A.S.M. 1 favorise davantage l'exposition des capsules vertes aux attaques.



CHAPITRE V :

DISCUSSION GENERALE.

1- INVENTAIRE DES ESPECES D'HETEROPTERES.

La rotation culturale mise en place dans cette étude crée un microclimat favorable à la prise alimentaire, à la ponte, au développement des larves de plusieurs espèces phytophages ou prédatrices et favorise aussi les libres mouvements de circulation des espèces entre les cultures.

1-1 HETEROPTERES PHYTOPHAGES

La plupart des espèces identifiées dans cette étude sur le cotonnier, le maïs et le niébé sont signalées dans d'autres pays d'Afrique comme déprédatrices de ces cultures par plusieurs auteurs (PEACOCK, 1913-1914 ; LAMBORN, 1914-1915 ; VAYSSIERE & MIMEUR, 1926 ; MAYNE & GHESQUIERE, 1934 ; RISBEC, 1950 ; DESCAMPS, 1954 ; APPERT, 1957). Mais ces auteurs indiquent rarement le stade du ravageur observé.

1-1-1 Hétéroptères du cotonnier

La culture cotonnière est considérée comme celle qui héberge le plus de déprédateurs variés (HARGREAVES, 1948 ; DIEME, 1980) et nos travaux le prouvent également. C'est pourquoi elle fait l'objet de plusieurs études pour lutter contre ces déprédateurs. Les espèces présentées dans cette étude sont en partie signalées par des chercheurs ayant travaillé dans les zones cotonnières (DIEME, 1980 ; DEEMING, 1981 ; COUILLOUD, 1989 ; LECOEUR & VAISSAYRE, 1991). L'inventaire de l'entomofaune du cotonnier en Côte d'Ivoire effectué par LECOEUR & VAISSAYRE (1991) a permis d'identifier 51 espèces d'Hétéroptères phytophages, nombre voisin de celui relevé au Togo dans cette étude soit 56.

Plusieurs espèces considérées comme déprédatrices du cotonnier en Afrique, ont été observées au cours de cette étude mais pas sur cette espèce végétale ; ces espèces déprédatrices sont indiquées dans le Tableau 30 en

Annexes par un astérisque et les plantes sur lesquelles elles ont été observées sont précisées. Parmi ces déprédateurs figure *Leptoglossus australis* observé sur les cotonniers au Togo par DELATTRE (1983). Cet auteur signale que "les adultes, en train de piquer activement la partie laissée libre par les bractées, s'envolent prestement à l'approche des observateurs et vont se placer en position d'attente sur les hautes andropogonées voisines" (Graminées) ; il est aisément observable qu'à l'endroit exact d'une piqûre toute fraîche, il y a sortie d'une gouttelette de liquide, qui, par la suite, donne un léger voile muqueux à la surface. Mais l'auteur précise également que "les capsules ne semblent être qu'une nourriture de substitution, le cotonnier n'étant pas une plante-hôte véritable pouvant assurer le cycle complet à partir du premier stade larvaire, mais seulement la subsistance momentanée des adultes seulement et à défaut d'autres plantes alimentaires". Si dans cette rotation culturale, *L. australis* n'a pas été observé sur le cotonnier, ce serait donc à cause de la présence de *Cucurbita maxima* ou de *Calopogonium muconoides* aux voisinages immédiats sur lesquels le cycle complet a été accompli.

Sur les 56 espèces identifiées, seules 17 (environ 30%) ont fait leur cycle biologique sur cette culture considérée comme plante-hôte au sens de TAYLOR (1945) et de DELATTRE (1983). Les autres espèces, dont le stade adulte seul est observé, utilisent le cotonnier comme une nourriture de substitution et leur cycle biologique se fait sur d'autres plantes que le cotonnier.

Dans la famille des Miridae, 6 espèces ont fait leur cycle complet et les dégâts occasionnés par cette famille aux différents organes, sont décrits par plusieurs auteurs (LEROY, 1936 ; SOYER, 1942 ; COAKER, 1957 ; TUGWELL *et al.*, 1976 ; MAUNEY & HENNEBERRY, 1979 ; MAUNEY, 1984 ; STAM, 1987 ; LEIGH *et al.*, 1988).

L'arrivée des premiers adultes de *Helopeltis schoutedeni* et leur évolution sur les plants de cotonniers sont décrites par DELATTRE (1947). Selon cet auteur, les adultes migrants semblent s'abattre au hasard dans les cultures où les femelles effectuent des pontes relativement groupées sur un ou deux pieds de cotonnier ; ceux-ci deviennent par la suite, des "foyers d'infection" d'où les larves gagneront des cotonniers voisins à la manière d'une "tache d'huile". Quoique peu mobiles, ces larves arrivent à passer "des foyers d'infection" aux

autres plants. Cette propagation est plus facile si le foyer se trouve au milieu des cotonniers bien développés et que leurs branches s'entremêlent.

Les pontes des Mirides n'ont pas fait l'objet d'une recherche particulière dans cette étude. Néanmoins, les résultats bibliographiques (LEROY, 1936 ; SOYER, 1942) indiquent que les femelles déposent leurs oeufs généralement dans les parties tendres de l'extrémité des rameaux, dans les pétioles ou les nervures des feuilles, au sommet des capsules, dans les sillons hémi-carpellaires et dans les cicatrices laissées par la chute des feuilles. Ces oeufs de couleur blanche, sont munis à leur sommet de deux filaments de longueur inégale.

Dans la famille des Pentatomidae, seules 4 espèces ont utilisé le cotonnier comme un véritable hôte pour assurer leur cycle complet. Les oeufs ou les différents stades larvaires de chaque espèce sont observés dans plusieurs zones cotonnières. Mais le passage de leurs larves, des plantes adventices au cotonnier et inversement, peut signifier qu'elles cherchent de part et d'autre les éléments nutritifs nécessaires à leur développement.

Les études réalisées en France par BOURNOVILLE *et al.* (1992) montrent que les oeufs de *Nezara viridula*, jaune pâle ou blanc crème à la ponte, rosissent puis deviennent orange avant leur éclosion. Selon ces auteurs, c'est sur la face inférieure des feuilles du haut de la végétation des plants de soja que les femelles déposent leurs oeufs ; les premiers stades larvaires, fortement grégaires, ne quittent pas les amas de pontes, les seconds stades, de couleur noire, restent très groupés mais commencent à s'alimenter, les stades ultérieurs, de couleur noire, ponctués de blanc et de rouge, voient cette tendance grégaire diminuer et le cinquième stade, de couleur verte, ponctué aussi de blanc et de rouge se disperse. Signalons que l'observation au Togo des oeufs de *N. viridula* sur la face inférieure des feuilles des cotonniers, ne confirme pas les déclarations de VAYSSIERE & MIMEUR (1926) : « en effet, nous pensons que *N. viridula* ne pond jamais sur le cotonnier, bien que WILLCOCKS signale en Egypte, tous les stades sur cette plante ».

Des trois variétés de *N. viridula* observées et décrites dans cette étude, seule la forme jaune est considérée comme nouvelle et elle est décrite au Sénégal et au Soudan comme variété « *flava* » (APPERT, 1957), au Zaïre

(Congo belge) (MAYNE & GHESQUIERE, 1934) et dans l'île de Sainte-Hélène (SCHMITZ, 1976) comme variété ou forme <<*typica*>>.

Dans le cas des autres familles (Scutelleridae, Coreidae, Lygaeidae, Alydidae et Pyrrhocoridae), très peu d'espèces font leur cycle complet sur cotonnier. Parmi ces espèces figurent : *Dysdercus* spp., et *Oxycarenus* spp. . Des espèces telles que *Clavigralla tomentosicollis*, *Anoplocnemis curvipes*, considérées comme véritables ravageurs du cotonnier (COUILLOUD, 1989) n'ont pas réalisé leur cycle biologique dans cette rotation culturale. Il n'est pas à exclure le fait qu'en raison de la présence de plusieurs cultures, des espèces choisissent leurs véritables hôtes.

1-1-2 Hétéroptères du maïs

Le maïs, comme les autres Graminées cultivées (mil : *Pennisetum* spp., sorgho : *Sorghum vulgare*), est infesté par plusieurs espèces d'Hétéroptères phytophages. Ainsi, au Sénégal et au Soudan français, RISBEC (1950) recense 60 espèces sur maïs, mil et sorgho ; au Cameroun, DESCAMPS (1954) identifie 44 espèces sur mil et maïs ; au Mali, DOUMBIA & BONZI (1989) ont répertorié 16 espèces sur mil et sorgho, et au Nigéria, MACFARLANE (1989) signale 17 espèces sur les panicules du sorgho.

La plupart des 42 espèces inventoriées dans cette étude, ont été mentionnées par ces auteurs ; il ressort de nos observations qu'au Togo seules 11 espèces, soit 26%, utilisent le maïs comme véritable hôte pour assurer leur cycle biologique.

Dans la famille des Miridae, 5 espèces ont fait leur cycle sur les épis mâles du maïs et sur les épis de sorgho. Certaines espèces sont également signalées sur les épis de sorgho au Nord du Nigéria par MACFARLANE (1989) et en Inde par SHARMA & LOPEZ (1990). Selon MACFARLANE (1989) les infestations de *Campylomma subflava* Odhiambo, *C. angustior* Poppius, *Eurystylus rufocunealis*, *Paramixia suturalis* et *Taylorilygus vosseleri* Poppius, sont plus importantes deux semaines après l'épiaison (émergence des épis), les adultes venant surtout de la végétation environnante et des cultures cotonnières ou de niébé. Ces adultes se nourrissent, pondent leurs oeufs dans les boutons floraux, dans les fleurs, dans les grains en formation et quittent les plants ou meurent. SHARMA & LOPEZ (1990) ont étudié la biologie et la

dynamique des populations de certaines espèces sur les épis de sorgho. Selon ces auteurs, les femelles de *Calocoris angustatus* Leth. déposent leurs oeufs dans les glumes avant la formation des anthères, celles de *Creontiades pallidus*, *Eurystylus bellevoeyi* Put. & Reut. et de *Campylomma* sp. insèrent les leurs directement dans les grains au stade laiteux de manière à ce que l'extrémité apicale de chaque oeuf soit visible de l'extérieur. Cette insertion provoque une tache rouge ou noire à ce point.

Les dégâts occasionnés par les larves ou les adultes de punaises au maïs ne se limiteraient pas seulement aux inflorescences mâles. En effet, selon APPERT (1971) des espèces telles que *Agonoscelis pubescens* Thunberg (= *A. versicolor* F.), *Nezara viridula*, *Acrosternum acutum*, *Creontiades pallidus*, *Taylorilygus vosseleri* et *Anoplocnemis curvipes*, causent aussi des dégâts aux feuilles ; ces dégâts se manifestent par des taches décolorées à l'emplacement des piqûres. Les espèces des autres familles recensées pourraient également provoquer les mêmes dégâts par leurs piqûres.

1-1-3 Hétéroptères du niébé

Le niébé, comme les autres plantes cultivées ou spontanées de la même famille, héberge un nombre considérable d'Hétéroptères, une quarantaine dont 40% l'ont utilisé comme véritable hôte. En Afrique, cette plante joue un rôle important dans l'alimentation et de ce fait, est largement cultivée pour ses feuilles et ses grains (MATTESON, 1981). Selon cet auteur et SINGH & ALLEN (1979), les pertes sévères subies à travers le continent par les cultures de niébé et d'autres légumineuses, sont dues essentiellement aux Coreidae et aux Alydidae. Les dégâts occasionnés aux différents organes et décrits par VAYSSIERE & MIMEUR (1926), MAYNE & GHESQUIERE (1934), APPERT (1957), MATTESON (1981) et NONVEILLER (1984), perturbent le développement végétatif et la formation des gousses ainsi que leur maturation. Compte tenu de leur importance économique et alimentaire et de l'importance des dégâts, les cultures de légumineuses font l'objet de plusieurs pratiques culturales pour lutter contre leurs déprédateurs en vue de préserver la qualité des grains et d'obtenir un meilleur rendement à la récolte (ALTIERI *et al.*, 1977 ; ALTIERI *et al.*, 1981 ; GETHI & KHAEMBA, 1991).

Très peu d'auteurs (APPERT, 1957 ; DELVARE, 1984) mentionnent dans

leurs travaux. les espèces Mirides présentes sur le niébé. L'identification de 9 espèces dans cette étude, indique l'importance des dégâts que peuvent causer celles-ci aux différents organes des plants de niébé par leurs piqûres alimentaires ou de pontes.

Plusieurs espèces de la famille des Pentatomidae sont très polyphages. Selon BOURNOVILLE *et al.* (1992), *Nezara viridula* manifeste sa préférence alimentaire pour les organes fructifères en formation des légumineuses. Pour ces auteurs, diverses parties du soja peuvent être attaquées mais ce sont les dégâts occasionnés par les piqûres alimentaires sur les graines en formation qui sont les plus importants ; car suivant leur stade, les graines sont plus ou moins déformées voire vidées, ce qui altère ainsi leur pouvoir germinatif. De pareils dégâts ne sont pas seulement dus à l'action mécanique des piqûres et à l'action spoliatrice des déprédateurs, mais aussi à l'introduction simultanée de microorganismes (bactéries, champignons, virus). Sur *N. viridula*, RAGSDALE *et al.* (1979) ont isolé et identifié des bactéries et champignons responsables des maladies du soja et ont conclu que ce ravageur est un véritable vecteur de ces agents pathogènes. DAUGHERTY (1967) a indiqué que des Pentatomidae sont capables de transmettre *Nematospora coryli* Peglion, agent causal des maladies cryptogamiques du soja.

Les adultes de *Aspavia armigera* F. observés dans cette étude sont considérés par EWETE & OLAGBAJU (1990) comme d'importants ravageurs du niébé et du riz. Au Togo, GRAF *et al.* (1986) ont estimé la perte de rendement occasionnée par cette espèce, de 5 à 30%. Sur le plan qualitatif, la composition des acides gras des graines piquées se trouve modifiée (BOURNOVILLE *et al.* 1992).

Dans la famille des Coreidae et des Alydidae, les principales espèces qui occasionnent d'importants dégâts sont identifiées et nos résultats confirment ceux de SINGH & ALLEN (1979), MATTESON (1981), GETHI & KHAEMBA (1991). Les attaques de *Anoplocnemis curvipes* et de *Clavigralla* spp. sont susceptibles d'entraîner respectivement des pertes de rendement de l'ordre de 30 à 70% et de 90% (SINGH & ALLEN 1979). Ces pertes surviennent après arrêt de croissance des plants et un avortement ou une déformation des grains consécutifs aux piqûres. Les dégâts occasionnés par les espèces des autres familles recensées seraient non négligeables par leurs piqûres sur les

bourgeons végétatifs, les boutons floraux et les gousses.

1-2 HETEROPTERES PREDATEURS

Très peu de travaux sur l'inventaire des prédateurs ont été faits sur le continent africain. Seuls ceux de VILLIERS (1948) consacrés à la biologie, à la morphologie et à la description des Reduviidae d'Afrique sont actuellement disponibles et permettent l'identification des espèces observées.

La famille des Reduviidae constitue la faune prédatrice la plus importante sur le cotonnier (26 espèces) et ceci peut être lié à la présence de nombreuses proies, en particulier les Pyrrhocoridae à certaines périodes de l'année (DIEME, 1980). La plupart des espèces inventoriées dans cette étude ont été signalées par RISBEC (1950), DESCAMPS (1954), COUILLOUD (1989), LECOEUR & VAISSAYRE (1991). Ces auteurs citent rarement les proies attaquées ; au Togo, celles-ci sont constituées par des Coccinellidae, des Pentatomidae, des Pyrrhocoridae et des larves de Lépidoptères.

Dans cette étude, le genre *Rhynocoris* est représenté par 10 espèces mais seules 6 ont été observées sur le cotonnier alors qu'en Côte d'Ivoire, DIEME (1980) en a signalé 5. Selon cet auteur, *R. segmentarius destructus* Gemar est la plus active dans la prédation de la faune du cotonnier, en particulier les *Dysdercus* spp. Ses observations de laboratoire ont montré que l'espèce peut tuer en moyenne 23 individus par jour.

Dans le cas des Pentatomidae-Asopinae, seule l'espèce *Macrorhaphis acuta* a fait l'objet d'études particulières (SWEENEY, 1962 ; ABASA & MATHENGE, 1974). Les proies de cette espèce, recensées en Côte d'Ivoire par DIEME (1980) sur cotonnier, sont en partie observées dans cette étude. Selon l'auteur, le nombre élevé de *M. acuta* au stade fructifère du cotonnier coïncide davantage avec le nombre important de chenilles d'*Helicoverpa* (= *Heliothis*) *armigera* mais la proie est difficile à attaquer du fait de sa localisation à l'intérieur des capsules. Généralement la prédation a lieu lorsque la chenille se localise à l'aiselle des bractées, une partie du corps se trouvant dans la capsule.

1-3 OBSERVATIONS SUR LES TROIS TECHNIQUES UTILISEES

Les trois techniques, observations visuelles, fauchage et battage des plants, ont permis la capture et l'identification de plusieurs punaises sur chacune des trois cultures de la rotation et sur d'autres plantes.

- Au cours des observations visuelles, tous les stades larvaires, notamment le premier stade des Mirides ne sont pas observés. De plus, dans le cas d'une faible secousse d'un plant, les espèces telles que *Creontiades pallidus*, *Megacoelum apicale*, *Taylorilygus arboreus* et d'autres espèces appartenant à d'autres familles s'envolent et échappent à l'observateur. Cette technique demande avant tout une bonne connaissance des espèces et de leurs différents stades de développement.

- Le fauchage est l'une des techniques classiques les plus utilisées par les entomologistes pour la capture des insectes. Mais les insectes capturés sur cotonnier ne concernent que ceux qui vivent aux extrémités des plants. Car la technique devient difficile lorsque les plants ont atteint une certaine taille avec des branches entremêlées les unes aux autres. Sur le niébé, la fragilité des plants qui s'arrachent facilement, la chute des feuilles et des organes floraux ou fructifères, rendent difficile l'utilisation de cette technique surtout dans les champs privés.

- Le battage des plants permet de faire tomber dans la poche du filet fauchoir beaucoup d'insectes se trouvant sur la plante (voir Fig. 12 en Annexes). Mais sur les grands plants de cotonnier, la technique devient difficile. Son utilisation est facile sur les variétés de niébé dont le port végétatif est érigé et est jugée avantageuse car elle permet de recueillir plus d'espèces.

Avec le fauchage et le battage des plants, il est également difficile d'observer puis d'aspirer les premiers stades larvaires tombés dans la poche du filet fauchoir. Les larves de certaines espèces, très frêles et fragiles, se dessèchent rapidement et au laboratoire elles sont difficilement récupérables pour être identifiées.

2- IDENTIFICATION DES OEUFS ET DES LARVES D'HETEROPTERES

2-1 Hétéroptères phytophages

En Afrique, très peu de travaux sont consacrés à l'étude des oeufs et des larves des Hétéroptères ravageurs des cultures. La reconnaissance des différents stades de développement des espèces peut faciliter les opérations d'échantillonnages et l'étude d'un ravageur jugé menaçant dans une culture. Le seul travail disponible actuellement sur les oeufs et les larves des Hétéroptères est celui de GILLON (1972) mais ne concerne que les Pentatomidae d'une savane préforestière de Côte d'Ivoire. Ce travail comporte des clés d'identification des larves et des adultes. Selon cet auteur, une ponte de Pentatomidae comprend en général plusieurs oeufs pondus à la suite et disposés soit en quinconce sur plusieurs rangées, soit sur une ligne ; la disposition des oeufs, l'aspect du chorion qui peut être ou non hérissé d'épines, alvéolé ou réticulé et celui de la couronne des appendices micropylaires permettent de distinguer facilement les pontes d'une espèce à l'autre.

2-2 Hétéroptères prédateurs

La reconnaissance des oeufs et des larves des prédateurs peut avoir une incidence prépondérante dans un programme de lutte biologique et faciliterait leur protection contre les ennemis naturels. La variation de structure des oeufs observés dans cette étude confirme celle qu'a décrite VILLIERS (1948) sur les oeufs des Hémiptères Reduviidae de l'Afrique noire. Une partie des travaux de GILLON (1972) fait aussi état de la variation de forme et de couleur des larves des Pentatomidae-Asopinae.

La ponte des oeufs et l'élevage complet des larves ne sont pas aisés à obtenir. Le matériel d'élevage utilisé crée peut-être un microclimat non favorable aux pontes. Les proies présentées aux stades larvaires ne sont peut-être pas suffisantes "qualitativement" pour permettre le développement complet des espèces prédatrices. Ces essais d'élevage méritent d'être repris avec beaucoup d'améliorations.

3- PLANTES-HOTES SECONDAIRES DES HETEROPTERES RECENSEES SUR COTONNIER, MAIS, NIEBE

3-1 Plantes-hôtes secondaires des espèces phytophages

La famille des Fabaceae, représentée dans cette étude par 10 espèces soit 30% des espèces recensées, héberge plus d'Hétéroptères phytophages que les autres familles botaniques. Ces résultats confirment ceux de SCHAEFER & O'SHEA (1979) sur la préférence des espèces de la famille des Fabaceae par les Hétéroptères en général et les Coreidae en particulier. Toutefois, les Malvaceae, représentées par 5 espèces ont hébergé 10 espèces phytophages qui y ont effectué leur développement. L'observation des colonies de peuplement d'une espèce phytophage sur une plante ne signifie pas automatiquement que cette plante permet son développement biologique. DUVIARD (1981) a indiqué que les plantes-hôtes des *Dysdercus* spp. appartiennent essentiellement aux Malvales et les punaises peuvent se rencontrer sur d'autres plantes que leurs hôtes véritables, mais ne semblent les utiliser que pour l'eau ou comme site d'agrégation et ne peuvent y effectuer leur développement complet.

Plusieurs espèces végétales cultivées ou non, recensées dans cette étude, ont déjà été reconnues comme des plantes hébergeant des Hétéroptères phytophages (GOLDING, 1937 ; TAYLOR, 1945 ; TUGWELL *et al.*, 1976 ; DUODU, 1980 ; MACFARLANE, 1989). Mais très peu d'auteurs indiquent dans leurs travaux les stades des déprédateurs observés. La distinction entre plantes nourricières et plantes-hôtes au sens de TAYLOR (1945) et de DELATTRE (1983) est nécessaire dans le choix et l'emploi des "plantes pièges".

3-2 Espèces végétales et proies des prédateurs

Les cotonniers infestés par plusieurs espèces phytophages attirent un nombre considérable de prédateurs et les résultats obtenus avec les différentes proies dans cette étude, confirment ceux de DESCAMPS (1954) ; SWEENEY (1962) ; COUILLOUD (1989). Actuellement, peu de travaux ont été faits pour indiquer les proies qui, en saison sèche (en dehors des cultures),

permettent le maintien ou la survie des prédateurs.

Les résultats indiqués dans le tableau 6 montrent que les prédateurs ont un rôle non négligeable dans la limitation naturelle des déprédateurs des cultures. Au Kenya, une étude de laboratoire réalisée par ABASA & MATHENGE (1974) sur la biologie et l'alimentation de *Macrorhaphis acuta*, a montré que chaque larve consommait en moyenne 22,8 larves du déprédateur *Ascotis selenaria reciprocaria* (Weatley) (Lepidoptera) au cours de son développement alors que l'adulte en consommait 67,5. Cette proie n'a pas été observée au cours de cette étude.

En Côte d'Ivoire, DIEME (1980) a signalé que dans les semis de juin et d'août, les pics de pullulation des Reduviidae (en particulier le genre *Phonoctonus*) ont toujours coïncidé avec ceux des *Dysdercus* spp. et ce sont surtout les larves du dernier stade qui servent de proies. Cette observation confirme celle de DELATTRE (1950) qui avait déjà noté que moins de la moitié des larves de *Dysdercus* spp. arrivent au stade adulte. Aucune étude n'est faite dans le présent travail pour établir le rapport entre larves et adultes de *Dysdercus* spp. échantillonnés comme proies des *Phonoctonus* spp.

Plusieurs déprédateurs (Hétéroptères et Lépidoptères) sont identifiés comme proies des prédateurs appartenant à diverses familles d'Arthropodes. Des résultats bibliographiques ont permis d'établir le couple prédateur-proie (Tableau 26). Ce tableau laisse voir la diversité des prédateurs et des proies attaquées. Alors qu'aux Etats- Unis, le genre *Lygus*, considéré comme un des plus grands ravageurs des cultures (SCALES & FURR, 1968), est attaqué par divers ennemis naturels, en Afrique, ce sont les Pentatomidae-Asopinae et les Reduviidae qui sont plus connues comme prédateurs. Dans cette étude, aucun prédateur des espèces de Mirides recensées n'a été observé.

Malgré le caractère polyphage et l'action prédatrice des larves et des adultes observés lors des études, les points de vue des auteurs divergent sur le rôle réel des prédateurs dans la réduction naturelle des populations des déprédateurs. En effet, COUILLOUD, (1989), en se basant sur les travaux de laboratoire de POMEROY & GOLDING en 1923 et d'EVANS en 1962, a indiqué que "l'ensemble des auteurs s'accorde pour convenir du rôle très effacé des *Phonoctonus* spp. dans les cotonniers et tout à fait secondaire par rapport à

celui essentiel des conditions climatiques sur la dynamique des populations des *Dysdercus* spp.". Beaucoup d'études restent donc à faire aux champs pour mieux dégager le rôle effectif de cette faune prédatrice.

Tableau 26 : Ennemis naturels (prédateurs) des Hétéroptères phytophages ou d'autres ravageurs. Légende : * = Résultats de laboratoire, W = oeufs, L = larves, A = adulte.

Prédateurs	Familles	Proies	Références bibliographiques
<i>Stagmomantis carolina</i> (Joh.) (L,A)	MANTIDAE	<i>Lygus lineolaris</i> (A) -	Young, 1989
* <i>Geocoris punctipes</i> (Say) (A)	LYGAEIDAE	<i>L. lineolaris</i> (L) <i>Lygus</i> sp (W,L)	Leigh & Gonzalez, 1976
<i>G. pallens</i> (A)		"	Clancy & Pierce, 1966
<i>Geocoris</i> sp (A)		"	Dième, 1980
<i>G. liolestes</i> Hesse (A)		petits Lygaeidae	
<i>Nabis alternatus</i> (A)	NABIDAE	<i>L. hesperus</i> (L,A)	Perkins & Watson, 1972
<i>N. americanoferus</i> Carayon (A)		<i>Lygus</i> sp (W,L)	Leigh & Gonzalez, 1976
<i>Phorticus flavus</i> Stein (A)		<i>L. hesperus</i> (L,A)	Clancy & Pierce, 1966
<i>Prostemma falkensteini</i> Stein		Lygaeidae	Descamps, 1954
		"	"
* <i>Phymata pennsylvanica</i> Hand. (A)	PHYMATIDAE	<i>L. lineolaris</i> (A)	Young, 1989
* <i>Argiope aurantia</i> Lucas (A)	ARANEIDAE	"	"
* <i>Neoscona domiciliorum</i> (Hentz) A		"	"
<i>Oxiopus salticus</i> (Hentz) (L,A)	OXIOPIDAE	<i>L. lineolaris</i> (L,A)	"
<i>Pisaurina mira</i> (Walck.) (L)	PISAUROIDAE	<i>L. lineolaris</i> (A)	"
<i>Macrorhaphis acuta</i> Dallas (A)	PENTATOMIDAE	<i>Prodenia littura</i> (L) <i>Earias</i> sp (L) <i>S. derogata</i> (L) <i>H. armigera</i> (L) <i>Diparopsis castanea</i> (L)	Sweeney, 1962 Dième, 1980
		<i>Ascotis selena reciprocaria</i> (L)	Abasa & Mathenge, 1974
		<i>Epicampoptera andersoni glauca</i>	Le Pelley, 1959
		<i>Niphadolepis alianta</i>	Smee, 1939
* <i>Pidius maculiventris</i> (Say) (A)	"	<i>L. lineolaris</i> (L)	Young 1989
<i>Stiretrus anchorago</i> (F.) (A)		"	"
<i>Coranus lateritius</i> Stål (A)	REDUVIIDAE	Lygaeidae (A)	Descamps, 1954
<i>Coranopsis vittatus</i> (How.) (A)		"	"

Prédateurs	Familles	Proies	Références bibliographiques
<i>Platymeris rufipes</i> Jeannel (A)		<i>Dysdercus</i> spp	Descamps, 1954 ¹
<i>P. biguttata</i> Signoret (A)		"	"
<i>Sinea diadema</i> (F.) (A)		<i>L. lineolaris</i> (L)	Young, 1989
<i>Zelus cervicalis</i> (A)			
<i>Cosmolestes pictus</i> Klug (A)		Pentatomidae	Descamps, 1954
<i>Pirates nitidicollis</i> Reuter (A)		Lygaeidae	"
<i>Vitumnus scenicus</i> Stål (A)		Pyrrhocoridae	"
<i>Rhynocoris violentus</i> (A)		Pentatomidae	"
<i>R. albopilosus</i> (A)		<i>Lygaeus</i> sp	"
		<i>Graptostethus</i>	"
<i>Phonoctonus fasciatus</i> var. <i>subimpictus</i> (A)		<i>Dysdercus</i> spp	Galichet, 1956
<i>P. fasciatus</i> (A)		<i>Leptoglossus</i> sp.	
<i>P. subimpictus</i> (A)		<i>Dysdercus</i> spp	Stride, 1954, 1956
		"	Parker, 1972
<i>Phonoctonus</i> spp (L,A)		Pyrrhocoridae (L,A)	Dième, 1980
<i>P. lutescens</i> (A)		<i>Dysdercus</i> spp (L,A)	Descamps, 1954
<i>Pseudophonoctonus formosus</i> Distant (A)		"	"
<i>R. segmentarius</i> (A)			Dième, 1980
		<i>Aspavia</i> sp (A)	Descamps, 1954
		<i>Agonosceli</i> sp	
		<i>Carbula</i> sp (A)	
		<i>Durmia</i> sp "	
		<i>H. armigera</i> (L)	Sweeney, 1962
		<i>Cosmophila flava</i> (L)	
<i>R. segmentarius destructus</i>		<i>Dysdercus</i> spp (L,A)	Dième, 1980
* <i>Misumenops asparatus</i> (Hentz) (L,A)	THOMISIDAE	<i>L. lineolaris</i> (L,A)	Young, 1989
<i>Misumenoides formocipes</i> (Wal.) (L)		"	"
<i>Metaphidippus galathea</i> (Wal.) (A)	SALTICIDAE	"	Young, 1989
<i>Phidippus audax</i> Hentz (A)		"	"
<i>P. clarus</i> Keys (A)		"	"
<i>Thiodina puerpera</i> (Hentz)(A)		"	"

4- OBSERVATIONS DE QUELQUES PARASITOIDES OOPHAGES RENCONTRES SUR HETEROPTERES AU TOGO

Aucun travail antérieur sur les parasitoïdes oophages des Hétéroptères n'existe actuellement pour le Togo. Les résultats de cette étude obtenus pour la première fois, confirment ceux qui ont été déjà rapportés dans d'autres pays du continent africain.

Depuis longtemps, plusieurs auteurs ont plus expérimenté et diffusé une seule forme de protection des cultures pour éviter les dégâts causés par divers

ravageurs : il s'agit de l'emploi des insecticides. Actuellement, l'accroissement de ces traitements chimiques a atteint un certain seuil susceptible de créer d'autres problèmes tels que la contamination des cultures, la résistance de plusieurs insectes à ces produits chimiques, la pollution générale de l'environnement (STERN, 1969 ; NEWSOM & HERZOG, 1976). De plus, le coût très élevé des traitements ne permet pas aux petits planteurs de dégager un revenu suffisant. Il en résulte des pratiques particulières dont les répercussions sur l'environnement sont peu connues.

Si l'on est arrivé à cette situation, c'est que chercheurs et entomologistes auraient sous-estimé l'impact que pouvaient avoir certains insectes sur d'autres. Actuellement la lutte chimique au moyen d'insecticides de synthèse n'est généralement pas pratiquée contre les punaises présentes sur cultures annuelles en Afrique tropicale, bien que certaines espèces puissent être hautement préjudiciables à certaines cultures, notamment au niébé.

L'utilisation des insectes dits "utiles" pour éliminer les ravageurs des cultures peut être envisagée dans le cas des Hétéroptères. Plusieurs études ont en effet montré que diverses espèces d'Hyménoptères étaient des parasitoïdes oophages de punaises (RISBEC, 1950 ; ROTSCCHILD, 1970 ; EGWUATU, 1975 ; TAYLOR, 1975 ; MATTESON, 1981 ; JONES, 1988 ; VOLKOFF *et al.*, 1992). Les modalités du parasitisme sont variables suivant les espèces. Dans le cas de *Ooencyrtus utetheisae*, plusieurs parasitoïdes peuvent se développer à l'intérieur d'un seul oeuf-hôte. Ceci confirme les travaux de MATTESON (1981) qui ont fait apparaître que dans chaque oeuf-hôte, les nymphes sont séparées les unes des autres par une dure membrane transparente ; selon ses rapports, 76% des 139 oeufs étudiés ont donné plus d'un adulte et tous les parasitoïdes ont émergé par un seul orifice.

Cette capacité que possède une femelle de parasitoïde à déposer plusieurs oeufs dans un seul oeuf-hôte a été également observée chez d'autres parasitoïdes, notamment *Ooencyrtus polyphagus* sur les oeufs de *Boerias ventralis*. Mais dans les deux cas signalés, l'action d'une femelle est limitatrice dans la destruction des oeufs d'une ou plusieurs pontes ; dans d'autres cas, bien que plusieurs femelles soient nécessaires autour d'une ponte, la totalité des oeufs de celle-ci n'est pas parasitée. Dans le cas de *Rhynocoris albopilosus* dont la destruction des oeufs n'est pas bénéfique, une défense est assurée par un mâle, ce qui confirme les observations de VILLIERS (1948). Par ailleurs,

la structure des ooplaques et les modalités d'éclosion des parasitoïdes adultes, revêtent également une importance capitale dans la mortalité de ces adultes liée à l'éclosion.

L'affluence des femelles parasitoïdes autour d'une ponte n'entraînerait aucun comportement d'antagonisme ou d'agressivité et ne permettrait pas un superparasitisme puisqu'un mécanisme efficace permet à certaines espèces (*Gryon fulviventre* (= *gnidus*)) d'identifier les oeufs antérieurement parasités (TAYLOR, 1975). Toute fois cette étude reste à mener pour ce qui concerne les parasitoïdes que nous avons observés au Togo.

La mise au point d'une première liste du complexe parasitoïde oophage des punaises peut avoir une incidence prépondérante dans un programme de lutte biologique. Car des espèces comme *P. striaticeps* dont une femelle peut détruire plus de cent oeufs par ponte, à condition que ceux-ci soient à un stade physiologique favorable au développement de la descendance, peuvent constituer des agents efficaces en lutte biologique. Mais le taux de prévalence de cette espèce est inférieur à 50 % sur les oeufs de *A. acutum* et de *S. annulus*. Les résultats obtenus montrent que ces espèces ont un rôle important dans la limitation des oeufs des ravageurs. Au contraire, certaines espèces comme celles du genre *Ooencyrtus*, parasitent une partie des ooplaques et une fraction des pontes est laissée intacte.

Beaucoup de travaux doivent être entrepris sur la faune auxiliaire au Togo, car les taux de prévalences que nous avons calculés, sont toujours élevés. Ceci confirme l'importance de son rôle dans la limitation naturelle des oeufs des Hétéroptères déprédateurs des cultures. Plusieurs espèces d'Hyménoptères utilisent ces oeufs pour effectuer leur cycle biologique. Ainsi, les 5 espèces parasitoïdes identifiées ne constituent qu'une première liste pour le Togo. Les données bibliographiques du tableau 27 donnent des renseignements supplémentaires sur les espèces de parasitoïdes Hyménoptères, les oeufs d'Hétéroptères-hôtes ainsi que les régions du monde dans lesquelles des identifications ont été réalisées. Les résultats sont très variés d'un continent à l'autre. Aux États-Unis, la famille des Mymaridae est la plus couramment observée sur les oeufs de *Lygus* spp. En Afrique et dans le reste du monde, parasitoïdes et Hétéroptères-hôtes sont plus variés et certains parasitoïdes identifiés dans cette étude, ont été signalés sur les mêmes hôtes.

Tableau 27 : Hyménoptères parasitoïdes des oeufs d'Hétéroptères phytophages

Famille	Parasitoïdes	Oeufs-hôtes	Localité ou pays	Références bibliographiques
EUELMIDAE	<i>Anastatus hemipterae</i> Risbec	<i>M. Jaculus</i>	Sénégal et Soudan	Risbec, 1950
	<i>Anastatus (=Vignalia) halyomorphae</i>	<i>M. Jaculus</i>	Sénégal et Soudan	Risbec, 1950
	<i>Anastatus (=Polymoria) halyomorphae</i> Risbec	<i>M. Jaculus</i>	Sénégal et Soudan	Risbec, 1950
	<i>Anastatus apantelesi</i> var. <i>nezarae</i> Risbec	<i>Nezara prunasis (=Acrosternum prunasis)</i> <i>Homoeocerus pallens</i>	Sénégal et Soudan	Risbec, 1950
MYMARIDAE	<i>Anaphes ovijentatus</i> (Crosby & Leonard)	<i>L. lineolaris</i>	Arizona New York Mississippi Delta Inde	Jackson & Graham, 1983 Crosby & Leonard, 1914 Scales, 1973 Sillings & Broersma, 1974
		<i>L. hesperus</i>	Californie Arizona	Romney & Cassidy, 1945 Clancy & Pierce, 1966 Stoner & Surber, 1969 Jackson & Graham, 1983
		<i>L. deserticus</i>	Arizona	Jackson & Graham, 1983
		<i>Polymerus basalis</i>	"	"
		<i>Taedia marmoratus</i>	"	"
	<i>Polynema pratensiphagum</i> Walley	<i>L. lineolaris (pratensis)</i>	Ontario	Painter, 1929
ENCYRTIDAE	<i>Ooencyrtus homoeoceri</i> (Risbec)	<i>H. pallens</i>	Sénégal et Soudan	Risbec, 1950
	<i>Ooencyrtus ute-theisae</i> (Risbec)	<i>Clavigralla tomentosicollis</i>	Nigéria, Tanzanie	Matteson, 1981

Famille	Parasitoïdes	Oeufs-hôtes	Localité ou pays	Références bibliographiques
ENCYRTIDAE	<i>O. nezaraelshii</i>	<i>N. viridula</i>	Asie Est	Hokyo & Kiritani, 1966
	<i>O. submetallicus</i> (Howard)	"	Inde, Amérique	Lee, 1979
SCELIONIDAE	<i>Telenomus</i> sp	<i>Aphanus sordidus</i> <i>A. apicalis</i> <i>Dieuches armipes</i> <i>D. patruelis</i>	Sénégal et Soudan	Risbec, 1950
	<i>T. sechellensis</i> Kieffer	<i>N. viridula</i> <i>Nezara</i> spp. <i>A. versicolor</i> Kieffer	Afrique de l'Est Cap, Tanganyika, Afrique, Ceylan, Seychelle	Nixon, 1935 La Croix & Thindwa, 1986 Nixon, 1936 Risbec, 1950
	<i>Psix striaticeps</i> (Dodd)	<i>N. viridula</i> <i>A. versicolor</i> <i>Nezara prunasis</i> (= <i>Acrosternum prunasis</i>) <i>Halyomorpha annulicornis</i>	Afrique, Inde Soudan Sénégal/ Soudan "	Fouts, 1934 " Risbec, 1950 "
	<i>P. lacunatus</i> Johnson & Masner	<i>N. viridula</i>	Asie, Australie	Johnson & Masner, 1985
	<i>Protelenomus anoplocnemidis</i> Ghesquière	<i>Anoplocnemis curvipes</i>	Sénégal, Soudan	Risbec, 1950
	<i>Gryon fulviventre</i> (Crawford) (= <i>Hadronotus antestiae</i> Dodd)	<i>Mirperus jaculus</i> <i>Agonoscelis versicolor</i>	"	" Whitfield & Cameron, 1932
	<i>Telenomus basalis</i> Wollaston (<i>megacephalus</i> Ashmead)	<i>N. viridula</i>	Egypte	Kamal, 1937
	<i>Trissolcus aloysii-sabaudiae</i> (Fouts)	" <i>A. versicolor</i> <i>N. prunasis</i> (= <i>A. prunasis</i>) <i>N. viridula</i>	Afrique de l'Est Soudan Sénégal/ Soudan	Fouts, 1930 Nixon, 1936 Risbec, 1950 Miller, 1928 Kamal, 1937
	<i>T. lepelleyi</i> (Nixon)	<i>N. viridula</i>	Afrique centrale	Nixon, 1966 Le Pelley, 1979
	<i>Trissolcus</i> (= <i>microphanurus</i>). <i>maro</i> Nixon	"	Afrique du sud	Nixon, 1935 La Croix & Thindwa, 1986
	<i>T. sipius</i> (Nixon)	"	Afrique de l'Est	Nixon, 1936
	<i>T. larides</i> Nixon	<i>N. prunasis</i> (= <i>A. prunasis</i>)	Sénégal/ Soudan	Risbec, 1950
	<i>Gryon</i> (= <i>Hadronotus</i>) <i>naevius</i> (Nixon)	"	"	"

Famille	Parasitoïdes	Oeufs-hôtes	Localité ou pays	Références bibliographiques
SCELIONIDAE	<i>G. (=H.) charon</i> (Nixon)	<i>A. curvipes</i> <i>H. pallens</i>	"	"
	<i>G. (=H.) mirperusi</i> (Risbec)	<i>M. jaculus</i> <i>N. prunasis</i> (= <i>A. prunasis</i>)	"	"
	<i>G. fulviventre</i> (Crawford) (= <i>H. gnidus</i> Nixon)	<i>H. annulicomis</i> <i>M. jaculus</i> <i>C. tomentosicollis</i>	Sénégal/ Soudan " Nigéria Nigéria & Tanzanie	" " Taylor, 1975 Egwuatu, 1975 Egwuatu & Taylor, 1977 Matteson, 1981
	<i>G. fulviventre</i> (Crawford)	<i>R. dentipes</i> <i>C. tomentosicollis</i>	Nigéria & Tanzanie	Matteson, 1981

Parallèlement aux oeufs qui sont attaqués par des Hyménoptères, des Diptères utilisent aussi les larves et les adultes des Hétéroptères phytophages pour réaliser leur cycle biologique. Les adultes parasités sont parfois reconnaissables par la présence d'oeufs du Diptère collés à leur tégument ou aux appendices ; après l'éclosion des oeufs, les larves pénètrent dans le corps de l'hôte, y muent avant de ressortir pour se transformer en pupes dans le sol (GALICHET, 1956 ; Mc PHERSON *et al.*, 1982). De semblables observations ont été faites dans cette étude sur les adultes de *Nezara viridula*, de *Acrosternum acutum* et de *Boerias ventralis*. Mais les pupes obtenues n'ont pas donné d'adultes en dépit des élevages menés selon les instructions données par GALICHET (1956). Les données de la littérature donnant la gamme des espèces de Tachinidae et de Braconidae identifiées dans certaines localités ou pays du monde sont présentées dans le Tableau 28. De ces données, il ressort que très peu de travaux ont été faits en Afrique. Ils ne concernent que l'Ethiopie, l'Ouganda et la Côte d'Ivoire.

Tableau 28 : Diptères parasitoïdes des larves et des adultes d'Hétéroptères
phytophages.

Famille	Parasitoïdes	Hétéroptères- hôtes	Localité ou pays	Références bibliographiques
TACHINIDAE	<i>Alophorella aeneo- ventris</i> (Williston)	<i>Cosmopepla bimaculata</i>	New York	Clancy & Pierce, 1966
		<i>Philaenus spumarius</i>	Pensylvanie	"
		<i>L. lineolaris</i>	Wisconsin New Jersey	Medler, 1961 Clancy & Pierce, 1966
		<i>L. hesperus</i>	Californie	Clancy & Pierce, 1966
	<i>A. opaca</i> (Coquillet)	<i>L. lineolaris</i> (= <i>hesperus</i>)	Ontario	Painter, 1929
	<i>A. obesa</i> (F.)	<i>L. pratensis</i> <i>L. rugulipennis</i>	France "	Clancy & Pierce, 1966
	<i>A. fumosa</i> (Coquillet)	<i>L. caryae</i>	New York	Brooks, 1945
	<i>A. pulverea</i> (Coquillet)	<i>Holcostethus limbolaris</i>	Ohio	Clancy & Pierce, 1966
	<i>Gymnosoma cla- vata</i> (Rohdendorf)	<i>N. viridula</i>	Israël	Herting, 1960
	<i>G. fuliginosum</i> Robineau Devoidy	<i>Euschistus servus</i>	Louisiane	Mc Pherson <i>et al.</i> , 1982
	<i>Bogusia antinorii</i> Rondani	<i>N. viridula</i> <i>Antestiopsis</i> spp.	Ethiopie "	Barraclough, 1985 Greathead, 1966
	<i>Trichopoda pennipes</i> (F.)	<i>N. viridula</i>	Louisiane	Todd & Lewis, 1976
		<i>Euschistus servus</i> <i>Acrosternum hilare</i>	Hawaï "	Buschman & Whitcomb, 1980 Mc Pherson <i>et al.</i> , 1982
	<i>T. pilipes</i> (F.)	<i>N. viridula</i>	Inde, Hawaï	Nischida, 1966 Davis, 1967
	<i>Cylindromyia euchenor</i> (Walker)	<i>E. servus</i> <i>E. tristigmus</i> <i>E. ictericus</i> <i>E. obscurus</i> <i>E. quadrator</i> <i>Podisus maculiventris</i>	Louisiane	Mc Pherson <i>et al.</i> , 1982
	<i>C. rufifemur</i> Paramonov	<i>N. viridula</i>	Australie	Cantrell, 1984
<i>Euthera tentatrix</i> Loev	<i>E. servus</i> <i>E. tristigmus</i> <i>E. obscurus</i> <i>E. quadrator</i> <i>P. maculiventris</i> <i>Hymenarcys nervosa</i>	Louisiane	Mc Pherson <i>et al.</i> , 1982	

Famille	Parasitoïdes	Hétéroptères-hôtes	Localité ou pays	Références bibliographiques
TACHINIDAE	<i>Hemyda aurata</i> Robineau-Desvoidy <i>Gymnoclytia immaculata</i> (Macquart)	<i>E. tristigmus</i> <i>A. hilare</i> <i>P. maculiventris</i> <i>E. quadrator</i>	Louisiane Louisiane	Mc Pherson, <i>et al.</i> , 1982 Mc Pherson, <i>et al.</i> , 1982
	<i>G. occidua</i> (Walker)	<i>E. servus</i> <i>E. tristigmus</i>	"	"
	<i>Epineura helva</i> Wied	<i>Dysdercus supersticiosus</i> <i>D. melanoderes</i> <i>D. voëkeri</i>	Côte d'Ivoire	Galichet, 1956 Duviard, 1981
	<i>Alophora</i> sp	<i>Dysdercus</i> spp	Inde	Badahur, 1965
BRACONIDAE	<i>Leiophron uniformis</i> Graham	<i>L. lineolaris</i> (= <i>pratensis</i>)	New York New Jersey	Muesebeck <i>et al.</i> , 1951 Clancy & Pierce, 1966
		<i>L. elisus</i>	Californie	Clancy & Pierce, 1966
		<i>L. hesperus</i>	Arizona	"
		<i>L. elisus</i>	Mexique Arizona	Krombein <i>et al.</i> , 1979 Debolt, 1981
		<i>L. hesperus</i>	Arizona	Debolt, 1981
		<i>L. lineolaris</i>	"	"
	<i>Peristenus stygicus</i> Laon	<i>Polymerus basalis</i>	Texas	Condit & Cate, 1982
		<i>Labopidicola geminata</i>	Texas	"
		<i>Dichrooscytus</i> sp	"	"
		<i>Pseudatomoscelis seriatus</i>		
		<i>L. lineolaris</i>	"	"
		<i>L. hesperus</i>	Californie Amérique du Nord	Van Steenwyk & Stern 1977 ; Van Steenwyk, 1976 Drea <i>et al.</i> 1973; Butler & Wardecker, 1974
	<i>Leiophron pallipes</i> Curtis	"	New Jersey Ontario	Clancy & Pierce, 1966 Loan, 1965 Painter, 1929
		<i>L. hesperus</i> * <i>L. elisus</i>	Californie	Clancy & Pierce, 1966
		<i>L. pratensis</i>	France, Allemagne	"
		<i>Lygus</i> sp	Idaho, Utah (USA)	"

Famille	Parasitoïdes	Hétéroptères-hôtes	Localité ou pays	Références bibliographiques
BRACONIDAE	<i>L. praetor</i> (Nixon)	<i>L. apicalis</i>	Ouganda	Taylor, 1945 Nixon, 1946
	<i>L. accinctus</i> Haliday	<i>Lygus</i> sp	Grande Bretagne	Brindley, 1939
	<i>L. ariomedes</i> (Nixon)	<i>L. apicalis</i>	Ouganda	Taylor, 1945 Nixon, 1946
	<i>L. meriones</i> (Nixon)	<i>L. chagweensis</i>	"	"
	<i>L. nigricarpus</i> (Szepliget)	<i>L. apicalis</i>	"	"

Les espèces prédatrices considérées comme faune "utile" dans l'élimination des ravageurs des cultures, n'échappent malheureusement pas au parasitisme des Hyménoptères et des Diptères. En effet, ces deux ordres renferment des espèces qui parasitent les oeufs et les adultes des prédateurs. Dans cette étude, un seul parasitoïde oophage de l'espèce de *Rhynocoris albopilosus* a été recensé, mais les données bibliographiques du tableau 29 indiquent la liste des parasitoïdes responsables de la destruction des cette faune. En Afrique, peu de travaux sont consacrés à la recherche de pareils parasitoïdes et les seuls identifiés au Sénégal et au Soudan français résultent des travaux de RISBEC (1950). L'espèce *Gryon fulviventre* (= *H. antestiae* Dodd), signalée par l'auteur sur les oeufs de *Mirperus jaculus*, *Agonoscelis versicolor* (phytophages), *Rhynocoris segmentarius*, *R. violentus* (prédateurs) est identifiée dans cette étude sur les oeufs de *Clavigralla tomentosicollis*. Ceci montre la non spécificité de certains parasitoïdes vis- à- vis des oeufs des prédateurs et des phytophages. Ces parasitoïdes ne peuvent pas être utilisés comme des agents potentiels en lutte biologique.

Tableau 29 : Hyménoptères parasitoïdes des oeufs et Diptères parasites des adultes d'Hétéroptères prédateurs.

Famille	Parasitoïdes	Hétéroptères-hôtes	Localité ou pays	Références bibliographiques
TACHINIDAE	<i>Hyalomya aldrichü</i> Townsend	<i>Geocoris punctipes</i>	Californie	Clancy & Pierce, 1966
		<i>G. bullatus</i> <i>G. uliginosus</i> var. <i>speculator</i> <i>Nabis alternatus</i>	Arizona	Stoner <i>et al.</i> , 1975

Famille	Parasitoïdes	Hétéroptères-hôtes	Localité ou pays	Références bibliographiques
TACHINIDAE	<i>H. aldrichii</i>	<i>N. americanoferus</i>	Arizona	Stoner <i>et al.</i> , 1975
	<i>Leucostoma simplex</i> (Fallen)	<i>N. alternatus</i> <i>N. americanoferus</i>	Californie	" Clancy & Pierce, 1966
BRACONIDAE	<i>Wesmaelia pendula</i> Foerster	<i>N. alternatus</i> <i>N. americanoferus</i>	Arizona	Stoner, 1973
		<i>Nabis</i> sp	" New Jersey	" Muesebeck, 1963
MYMARIDAE	<i>Anaphes ovijentatus</i> (Crosby & Leonard)	<i>Deraeocoris brevis</i>	Arizona	Jackson & Graham, 1983
		<i>N. alternatus</i>	"	" Stoner & Surber, 1969
		<i>N. americanoferus</i>		
EUPELMIDAE	<i>Tetrastichus rhynocoris</i> Risbec	<i>Rhynocoris violentus</i>	Sénégal/ Soudan	Risbec, 1950
	<i>Anastatus</i> Risbec	<i>Vitumnus scenicus</i>	Sénégal/ Soudan	Risbec, 1950
SCELIONIDAE	<i>Telenomus</i> sp (= ? <i>opacus</i> Howard)	<i>Geocoris</i> spp	Californie	Clancy & Pierce, 1966
	<i>Gryon rhynocori</i> (Risbec)	<i>Rhynocoris violentus</i>	Sénégal/ Soudan	Risbec, 1950
	<i>Gryon elongatus</i> (Risbec)	<i>Vitumnus scenicus</i>	"	"
	<i>Gryon fulviventre</i> (Crawford)	<i>Rhynocoris segmentarius</i> <i>R. violentus</i>	"	"
	<i>Trissolcus basalis</i> (Wollaston)	<i>Macrorhaphis acuta</i>	Afrique, Hawaï	Lever, 1941 Buschman & Whitcomb, 1980

Vu la rareté des travaux sur la faune auxiliaire en Afrique, les études entamées au Togo dans ce domaine méritent d'être poursuivies pour dresser une liste du complexe parasitaire et pouvoir identifier les paramètres qui déterminent l'évolution des taux de prévalence de chaque espèce.

5- ANALYSE SANITAIRE DES BOUTONS FLORAUX ET DES CAPSULES TOMBES.

La dissection des organes (boutons floraux et capsules) qui tombent est indispensable pour apprécier leur état sanitaire car elle permet de révéler les symptômes internes des dégâts responsables de leur chute (MAUNEY & HENNEBERRY, 1979 ; MAUNEY, 1984 ; LEIGH *et al.*, 1988).

Plusieurs auteurs (EWING, 1929 ; LEROY, 1936 ; SOYER, 1942 ; COAKER, 1957 ; STAM, 1987) ont établi une corrélation entre le nombre de Mirides dans les champs et la chute des organes floraux et fructifères des cotonniers. Dans la province de Deir-ez-Zor à Safira (Syrie), STAM (1983) a indiqué que l'apparition de *Creontiades pallidus* a coïncidé en 1979 avec la chute remarquable des boutons floraux, des fleurs et de petites capsules.

COAKER (1957) a observé que la chute d'organes provoquée par un Hétéroptère, est caractérisée par une marque de piqûre sur le calice ou les pétales (cas des boutons floraux) et une marque de piqûre sur la surface externe des carpelles ou par une prolifération des cellules à l'intérieur de leur surface interne (cas des capsules).

Par contre, PACK & TUGWELL (1976) ont décrit les symptômes internes causés aux boutons floraux par l'alimentation des Mirides *Lygus lineolaris* (Palisot de Beauvois) et *Neurocoplus nubilus* (Say) : ces symptômes sont ceux observés dans cette étude sur les anthères des boutons floraux. Des espèces comme *L. hesperus* Knight, *Pseudatomoscelis seriatus* (Reuter) et *Spanogonicus albofasciatus* (Reuter) provoquent les mêmes dégâts aux Etats-Unis que les larves et les femelles de *Lygus* sp. Les adultes de *P. seriatus* font un peu plus de dégâts que les mâles de *Lygus* sp. (MAUNEY & HENNEBERRY, 1979). Selon tous ces auteurs, les insectes étudiés préfèrent les boutons floraux de moins de 3 mm aux plus âgés et ont de larges régions de nécroses sur la colonne staminale qui peut aussi être complètement détruite ; cependant, aucune différence n'est faite par ces auteurs dans les types de dégâts associés avec chacune des espèces étudiées.

Des Mirides tels que *Creontiades pallidus* sont considérés en Côte d'Ivoire, au Congo belge, au Soudan (SOYER, 1942 ; PEARSON & DARLING, 1958) et en Syrie (STAM, 1987) comme "shedder bug" c'est-à-dire punaises

responsables de l'abscission (chute des organes floraux et fructifères).

Seules les observations de TUGWELL *et al.* (1976) ont montré qu'un bouton floral piqué par un Miride, peut "supporter" le dégât occasionné et s'ouvrir par la suite, exposer ses anthères qui, au lieu d'être blanches, sont brunes ou noires. STAM (1987) a indiqué que, pour s'alimenter, *C. pallidus* paraît sélectionner les anthères en développement qui sont piquées et deviennent alors rétrécies, jaunes et brun-noir au lieu d'être turgescentes et crème transparentes.

Les dégâts observés au Togo confirment ceux que MAUNEY & HENNEBERRY (1979), MAUNEY (1984), LEIGH *et al.* (1988) ont décrit, mais les Mirides responsables de ces dégâts ne sont pas les mêmes ; au Togo *C. pallidus*, *Taylorilygus arboreus* et surtout *Megacoelum apicale* et une espèce non identifiée seraient les responsables potentiels des dégâts. Selon ces auteurs, les Thysanoptères peuvent aussi provoquer des dégâts semblables à ceux des Mirides, mais ils précisent qu'un Thysanoptère pénètre dans un jeune bouton floral ou un bouton floral plus âgé par un petit trou visible à la loupe binoculaire et que dans la majorité des cas, le développement du calice et des pétales empêche cette pénétration. Dans notre étude, tout organe présentant un trou est considéré comme percé ou troué par une chenille. La destruction totale des étamines des jeunes boutons floraux est plus manifeste sur ceux qui ont 0,7 à 1,5 mm de largeur (MAUNEY & HENNEBERRY, 1979). Aucune mesure de dimensions n'est prise dans cette étude. Ces auteurs signalent que peu de dégâts se produisent sur les bractées, le calice ou les pétales des jeunes boutons floraux dont les étamines sont détruites et même quelquefois l'ovule en développement (LEIGH *et al.*, 1988).

Les résultats obtenus montrent que les chenilles des Lépidoptères et les punaises, notamment les Mirides ont une grande responsabilité dans la chute des organes fructifères à côté de l'abscission d'origine "physiologique". Dans la parcelle B qui n'a reçu que 2 traitements en fin de cycle, 53% de l'abscission des boutons floraux et près de 40% des capsules, sont dus aux deux groupes de ravageurs. Dans les parcelles étudiées, les pourcentages de boutons floraux piqués sont plus élevés que les percés et inversement, les pourcentages de capsules percées sont plus élevés que ceux des capsules piquées, ce qui montre bien que les Mirides jouent un rôle plus important dans

la chute des boutons floraux que dans celle des capsules.

Aux U. S. A, MAUNEY (1984) a indiqué que les causes de la chute des boutons floraux changent au fur et à mesure que la saison progresse : les Thysanoptères et les *Lygus* spp. sont les insectes les plus responsables en juin et début juillet alors que la chute due à *Heliopsis* sp. et au stress physiologique est plus importante en juillet et début août. Nos résultats ne permettent pas de dégager une telle conclusion.

Le traitement insecticide effectué dans chaque parcelle a un effet positif sur la baisse des pourcentages des organes piqués. Ainsi le maximum de piqûres est enregistré dans la parcelle B où 36,7% de boutons floraux et 19,4% de capsules sont piqués à cause du manque des traitements.

Dans la parcelle C qui a été protégée à partir du 67ème jour après semis, l'élévation du pourcentage de boutons floraux piqués (25,2%) par rapport à ce qui est enregistré dans la parcelle D (traitement à partir du 53ème jour), soit 6,5%, pourrait être due au traitement tardif dans cette parcelle. Les résultats montrent également que les taux de piqûres sont élevés dès la première semaine d'analyse. Il serait donc souhaitable que les traitements insecticides commencent un peu plus tôt (40 à 45 jours après semis).

Si les traitements insecticides ont permis de baisser les taux d'organes piqués et percés, on note cependant une abscission importante des organes (surtout les capsules) dans toutes les parcelles. Pendant toute la durée de l'analyse, des taux élevés d'organes tombés mais sains sont observés et confirment les travaux de COAKER (1957). Les causes de cette perte peuvent être attribuées aux facteurs autres que les insectes responsables (MAUNEY & HENNEBERRY, 1979). Mais, PACK & TUGWELL (1976) ont indiqué que les boutons floraux dont les anthères sont partiellement détruites, peuvent devenir capsules avant de tomber à cause d'une mauvaise pollinisation. Selon ces auteurs, lorsque 30%, 60%, et 90% des anthères des boutons floraux sont détruites, jusqu'à 13%, 35%, et 73% respectivement vont tomber lorsque ces organes atteindront le stade capsule. Ces résultats ont été confirmés par TUGWELL *et al.* (1976).

Au cours de ces analyses, s'il est plus fréquent d'observer les dégâts sur jeunes boutons floraux que sur boutons floraux plus âgés, c'est peut-être parce

que ces boutons plus âgés "supportent" mieux les dégâts occasionnés et ne tombent pas. Il faut signaler que les travaux de laboratoire de PACK & TUGWELL (1976) ont aussi montré qu'en présence de jeunes boutons floraux, boutons floraux plus âgés et capsules, les Mirides préfèrent se nourrir sur les jeunes boutons. Cette attraction qu'exercent les jeunes boutons floraux sur les Mirides, pourrait également expliquer la fréquence des dégâts observés au niveau de leurs étamines.

6- INFESTATION ARTIFICIELLE DES BOUTONS FLORAUX ET DES CAPSULES.

La technique d'infestation artificielle des organes floraux et fructifères utilisée dans cette étude a permis d'avoir une idée sur les symptômes causés par certains ravageurs des cultures. Et si peu d'organes ont présenté des dégâts, il n'est pas à exclure le fait que dans les manchons utilisés, les Mirides puissent ne pas s'alimenter. Mais ce qui est important, c'est d'avoir un signe indicateur sur la nature des symptômes causés par des ravageurs couramment rencontrés dans les cultures cotonnières. Pareils symptômes observés sur les boutons floraux permettent de dire que les Mirides étudiés ont une part de responsabilité dans l'abscission de plusieurs organes enregistrés chaque année. Car ces symptômes sont identiques à ceux observés lors de l'analyse sanitaire des organes tombés. Les nécroses observées dans cette étude sur les pièces protectrices et sur l'appareil reproducteur mâle ont été déjà décrites par EWING (1929), SOYER (1942), COAKER (1957), TUGWELL *et al.* (1976), MAUNEY & HENNEBERRY (1979), MAUNEY (1984), STAM (1987), LEIGH *et al.* (1988).

Les dégâts engendrés par les larves et les adultes de *Helopeltis schoutedeni* sur les capsules et appelés chancres, ont été décrits par LEROY (1936). Selon l'auteur, les larves causent plus de dégâts que les adultes.

Les piqûres des autres Mirides sont responsables de l'écoulement de la

résine sur les capsules et caractérisé par un exudat noir métallique. Selon SOYER (1942), PEARSON & DARLING (1958) *Creontiades pallidus* paraît rechercher les cellules glandulaires, ce qui entraîne après piqûre, l'exudation d'une fine gouttelette brune résineuse des cellules abîmées marquant ainsi une auréole sombre sur 2 à 3 mm de diamètre ; ces taches sont disséminées sur toute la capsule mais quelquefois un ou deux carpelles seulement sont concernés.

La formation des excroissances ou néoplasmes sur la face interne des carpelles, consécutive aux piqûres des Hétéroptères a déjà fait l'objet de plusieurs études (PEARSON, 1934 ; PEARSON, 1948 ; RAINEY, 1948 ; COGNEE & FRINKING, 1966, CAUQUIL, 1973). Selon ces auteurs, les néoplasmes observés sont une réaction tissulaire à la salive des Hémiptères ou à un agent de pourriture introduit mais cette réaction ne peut se faire que dans les capsules âgées de moins de quatre semaines. Les cas de coloration ou de pourritures des fibres observés sont aussi dus à l'introduction ou à la pénétration d'un agent de pourritures et à sa capacité de s'y développer.

7- ANALYSES SANITAIRES DES ORGANES VERTS ET MÛRS

Les résultats obtenus en 1991 et 1992 montrent qu'une capsule peut être piquée dans une ou plusieurs loges à des moments différents de son développement. Ces capsules sont caractérisées par la présence à la fois de formations néoplasmiques et de zones de piqûres (passage des stylets) n'ayant pas occasionné la formation de ces néoplasmes (PIERRARD, 1972). Selon RAINEY (1948) il y a une relation entre le développement des proliférations internes (excroissances) et la période de croissance des parois capsulaires qui cesse vers la quatrième semaine. Toutes les loges piquées d'une capsule peuvent réagir et donner des excroissances ou néoplasmes si les piqûres ont lieu dans les quatre semaines qui suivent la mise en place de la capsule (PEARSON, 1934). Selon COGNEE & FRINKING (1966), des bactéries telles que *Aerobacter aerogenes*, se développant lentement à

l'intérieur des capsules, ont la particularité de provoquer des proliférations mésocarpiques. Selon ces auteurs, ces formations néoplasmiques ne sont pas uniquement liées à une piqûre naturelle ou expérimentale mais peuvent être aussi bien la réaction tissulaire à la présence d'une bactérie ou d'un champignon. Ceci indiquerait donc que les excroissances observées au cours des analyses sanitaires des organes ne sont pas toutes imputables aux seules piqûres d'Hétéroptères. Les observations faites pendant ces analyses sanitaires permettent de dire que les capsules dans lesquelles les piqûres sont localisées dans trois loges au plus prédominant. Mais toutes les capsules piquées ne donnent pas systématiquement de "coton pourri". Ces résultats confirment ceux de PIERRARD (1972). En effet, il existe des capsules piquées qui ne pourrissent pas et le nombre de capsules piquées reste nettement supérieur au nombre de capsules piquées avec coton jaune (Tableau 20).

La pourriture interne d'une capsule piquée est due soit à l'introduction directe des agents de pourritures à l'intérieur de la capsule par le piqueur lors de sa prise alimentaire, soit à la pénétration de ces agents à la faveur des points de piqûres (CAUQUIL & VINCENS, 1982).

Les agents de pourritures, une fois introduits dans une capsule, envahissent une ou plusieurs loges. Car le milieu intérieur des capsules est particulièrement favorable et offre des conditions de développement remarquables pour les agents fongiques ou bactériens (MILDNER, 1966). Les résultats de l'analyse des capsules mures montrent que le nombre de loges des capsules piquées qui donnent du "coton pourri", est supérieur au nombre de loges initialement piquées. L'infestation des loges supplémentaires non piquées est due au pouvoir de développement de l'agent de pourritures et à sa capacité de passer d'une loge à l'autre par l'intermédiaire des cloisons interlocaires et de l'axe central. Ces observations confirment les travaux de CAUQUIL (1973) sur les infestations artificielles par piqûres pour tester l'aptitude d'un champignon à pénétrer dans une capsule à la faveur d'une blessure et pour estimer son aptitude à décomposer le milieu interne une fois qu'il y a été introduit. Selon cet auteur, l'agent introduit se développe à l'intérieur des locules et décompose plus ou moins totalement les loges non seulement celle qui a été inoculée mais aussi les voisines.

Au cours de l'analyse sanitaire des organes, les capsules mures dans

lesquelles les chenilles se sont développées normalement, peuvent être facilement reconnues par la présence de l'insecte lui-même ou de ses excréments, de la galerie de pénétration de la larve ou le trou de sa sortie (PIERRARD, 1972). Dans cette étude, en plus de ces éléments, le nombre de loges envahies par une chenille, peut facilement être déterminé par la présence des trous de migration de la larve d'une loge à l'autre au niveau des cloisons interlocaires.

Toutes les capsules percées ou trouées donnent des pourritures internes. Mais le nombre de loges pourries dans chaque capsule dépend de la capacité de la chenille à migrer d'une loge à l'autre.

Le poids moyen d'une capsule saine varie de quatre à cinq grammes et celui d'une loge est supérieur à un gramme. Le coton pourri issu des capsules piquées ou percées pèse moins et le poids moyen d'une loge pourrie est nettement inférieur à un gramme. Le principal élément qui intervient dans le poids du coton-graine est la graine et son contenu. Au cours de leurs piqûres alimentaires, les Hétéroptères et certaines chenilles (*Pectinophora gossypiella*) recherchent les graines qu'ils vident de leur contenu (stade laiteux) ou dont ils absorbent une partie des réserves (stade mature). L'avortement des graines et la diminution d'une partie des réserves accumulées sont en partie responsables de la baisse du poids moyen du contenu d'une loge pourrie (Tableaux 22, 23 et 24).

Les résultats de l'analyse montrent également que dans une capsule piquée ou percée, les loges qui ne sont pas affectées par les pourritures, restent quantitativement et qualitativement saines. Le poids moyen de chaque loge est supérieur à un gramme. Ceci montre que le processus de pourritures d'une loge ne bloque pas forcément le développement intégral d'une loge voisine qui reste indemne (Tableaux 22 et 24).

Les tableaux 19 et 25 montrent qu'avec un traitement insecticide poussé on peut réduire les activités des chenilles et des Hétéroptères. Les rares capsules percées ou piquées enregistrées dans les parcelles A sont dues aux chenilles ou aux punaises qui survivraient aux applications insecticides ou qui auraient causé des dégâts avant d'être intoxiquées (PIERRARD, 1972).

Dans les parcelles B, le faible pourcentage de capsules saines montre

qu'en l'absence de tout traitement pendant une bonne partie de la saison, les deux groupes de ravageurs sont capables de causer un taux important de dégâts aux capsules. Il faut également signaler que plusieurs capsules pourries ou momifiées obtenues dans ces parcelles seraient essentiellement dues aux deux groupes de ravageurs. Car les capsules pourries ou momifiées sont en partie celles qui sont attaquées dès leur jeune âge ce qui provoque un arrêt de leur développement et leur noircissement.

Dans les parcelles C et D, les résultats obtenus sont intermédiaires. Ceci est conforme aux traitements insecticides intermédiaires appliqués dans chaque parcelle. Les résultats obtenus suggèrent l'idée de la nécessité d'un traitement insecticide précoce pour mieux contrôler les dégâts causés aux premiers organes floraux et fructifères.

8- INTERET PRATIQUE DES OBSERVATIONS

8-1 Plantes-hôtes des espèces phytophages

Le nombre élevé des espèces phytophages liées à la rotation culturale maïs-cotonnier-niébé, prouve que l'entomofaune de l'agroécosystème tropical qui comprend plusieurs cultures pratiquées suivant des modèles polycultureaux variés (GETHI & KHAEMBA, 1991), est très riche et diversifiée. Dans cette étude, le système cultural est une rotation de trois cultures et l'écosystème est considéré dans son ensemble en incluant des plantes-hôtes secondaires. Certains ravageurs sont sporadiques dans la nature mais plusieurs autres se rencontrent toute l'année soit sur des plantes cultivées, soit sur des herbes-hautes (IITA, 1983). Ainsi, les niveaux de population de ces ravageurs à certaines périodes de l'année justifient généralement l'emploi des insecticides comme forme de protection des cultures si des pertes élevées sont à éviter (JACKAI, 1983). L'acroissement de ces traitements chimiques jusqu'à un niveau crée d'autres problèmes tels que l'intoxication humaine et autres animaux, la réponse appropriée de certains insectes aux produits chimiques, la pollution générale de l'environnement et le coût élevé de la production des produits (STERN, 1969 ; NEWSOM & HERZOG, 1977). Selon ces auteurs, l'objectif principal des recherches sur le contrôle des ravageurs passe par une connaissance fondamentale de l'écologie et du comportement des espèces étudiées pour développer des systèmes de gestion qui exigent un minimum d'usage des insecticides.

L'étude des espèces végétales qui attirent davantage les ravageurs ou qui assurent leur cycle complet peut jouer un rôle important dans un schéma de lutte intégrée ou biologique :

- une élimination par arrachage systématique de plantes telles que *Boerhavia* spp., *Ageratum conyzoides*, *Euphorbia* spp., *Tephrosia elegans*, *Cynodon dactylon* peut être envisagée dans les champs et en bordure. Ce sont des plantes adventices qui poussent dans les champs dès les premières pluies. Cet arrachage peut être envisagé dans le but d'empêcher les pontes et le développement des premiers et seconds stades larvaires. Leur maturité étant précoce, ces plantes adventices se dessèchent rapidement ce qui favorise une migration des stades larvaires âgés et de quelques adultes vers

les plantes cultivées. Après les récoltes, les espèces comme *Crotalaria retusa*, *Indigofera hirsuta*, *Cloeme viscosa*, *Vernonia galamensis*, attirent davantage de phytophages et assurent leur maintien pendant la saison sèche. Leur arrachage pourrait être moyen d'élimination des foyers d'infestation.

- La conservation des plantes-hôtes est une autre méthode de lutte contre les infestations des cultures par les phytophages. Cette méthode ne peut se faire qu'en saison des pluies. Car plusieurs ravageurs se développent à la fois sur les cultures et les plantes non cultivées (voir figures 3 à 11 en Annexes). Il convient de conserver ces dernières, car leur élimination au voisinage des cultures peut entraîner de fortes infestations des champs (PEARSON, 1958). Selon cet auteur, les plantes- hôtes de *Helopeltis schoutedeni* constituent à elles seules une nourriture suffisante pour éviter les fortes infestations des cultures cotonnières. De la même façon, la présence de mauvaises herbes dans les champs de soja est accompagnée de faibles densités de *Empoasca fabae* (Harris) sur cette culture (KRETZSCHMAR, 1948).

L'utilisation de ces deux méthodes par ALTIERI *et al.* (1981) dans les champs de soja, a permis d'établir une relation entre les populations de punaises (*Nezara viridula*) et les périodes d'arrachage ou de sarclage de mauvaises herbes. Selon ces auteurs, les faibles densités de punaises (1,3 adulte sur 20 coups de filet) ont été observées dans les parcelles où les mauvaises herbes sont restées toute la saison et les plus fortes (2,6 adultes sur 20 coups de filet), dans les parcelles maintenues propres toute la saison ; les densités intermédiaires (1,8 et 2,2) sont obtenues respectivement dans les parcelles maintenues propres deux semaines et quatre semaines après la levée du soja. Le choix de la méthode et la durée de son application doivent faire l'objet d'une analyse approfondie pour espérer obtenir des résultats satisfaisants.

- Des associations culturales ou plantes pièges : l'historique des plantes pièges est long bien qu'actuellement leur utilisation comme méthode de contrôle des ravageurs soit limitée. Elles sont les moins citées parmi les techniques culturales recommandées, sans doute à cause du manque de compréhension et d'évaluation adéquate des méthodes de contrôle (JACKAI, 1983). Les travaux de GETHI & KHAEMBA (1991) ont montré cependant que des associations culturales, telles que niébé-maïs pratiquées par les petits

exploitants Kényans ne sont pas recommandables car le maïs crée des conditions favorables aux attaques de punaises sur le niébé.

Traditionnellement, la culture piège est définie comme la plantation, sur une petite aire, de plantes-hôtes préférées, qui attirent ou dévient le ravageur qui ne provoque plus de dégâts économiques importants à la culture principale (HILL & MAYO, 1974). Les recherches durant ces dernières décennies ont montré que le principe des cultures pièges peut être utilisé effectivement pour le contrôle des ravageurs (NEWSOM & HERZOG, 1977).

Les plantes-hôtes secondaires recensées au Togo (voir aussi les figures 3 à 11 en Annexes), pourraient être utilisées comme des plantes-pièges pour tenter de supprimer les populations de punaises, (*Crotalaria* sp. a servi comme plante-piège pour *Nezara viridula*, un des ravageurs des citronniers en Floride (WATSON, 1942)), ou d'autres ravageurs (HILL & MAYO, 1974 ; RUST, 1977). TUGWELL *et al.* (1976) ont fait remarquer que les champs de cotonniers à faibles infestations de punaises sont bordés de *Erigeron* sp. sur lequel de fortes infestations de punaises sont observées. Même le cotonnier qui attire plusieurs punaises et chenilles peut être utilisé comme plante-piège en effectuant des semis précoces de cotonniers sur des parcelles pièges avant la date normale de semis (SCOTT *et al.*, 1974).

Le choix d'une plante-piège doit répondre aux critères définis par STRIDE (1968, 1969) : plante préférée, non vivrière, attractive à tous les stades de développement et à l'un des deux modèles proposés par JACKAI (1983) sur les capacités attractives de la plante-piège et de la culture principale vis-à-vis des ravageurs cibles et sur la durée de leur cycle pour choisir les dates de semis. Les deux cultures doivent se faire de manière à synchroniser ou non leur maturité ou la production des organes alimentaires spécifiques du ravageur pour éviter sa migration vers la culture principale (PEARSON, 1958 ; STERN, 1969).

Une des questions posée dans ces systèmes d'associations culturales est le traitement insecticide ou non, lorsque les ravageurs sont "piégés". STRIDE (1969) a estimé que l'utilisation de plantes-pièges comme le sorgho suivie de traitements insecticides semble indésirable puisqu'il est probable qu'il soit consommé avec tous les risques d'intoxication que cette pratique représente. Il

parît donc plus logique d'utiliser des plantes non vivrières.

Le principe de plantes-pièges suivi de traitements insecticides a donné des résultats satisfaisants dans la lutte contre certains ravageurs (STRIDE, 1969 ; SCOTT *et al.* 1974 ; HILL & MAYO, 1974 ; RUST, 1977). Mais GETHI & KHAEMBA (1991) pensent que dans l'association maïs-niébé les punaises ne sont pas immédiatement affectées par l'insecticide puisqu'elles se déplacent sur les feuilles de maïs non traité, échappant de ce fait à l'action du produit. Elles reviendront sur le niébé pour continuer les attaques dont les conséquences sont entre autres le dessèchement des gousses.

Compte tenu également du coût élevé des traitements chimiques il serait souhaitable d'utiliser des systèmes de cultures pièges sans applications d'insecticides (JACKAI, 1983). Ainsi, les ravageurs piégés seront tués par des lâchers de parasitoïdes (STEVENS *et al.*, 1975 ; RUST, 1977 ; COCHEREAU, 1982 ; JACKAI, 1983). L'identification au Togo de six espèces parasitoïdes des oeufs d'Hétéroptères, l'étude de leur biologie et de leur comportement pourraient servir dans un éventuel programme de lutte biologique.

8-2 Plantes hébergeant les proies des espèces prédatrices

Au plan pratique, il est souhaitable de laisser dans les champs, des plantes qui abritent les pontes et les proies des prédateurs ou celles qui les attirent. En saison sèche, *Cleome viscosa*, *Sesbania sp.*, *Blumea aurita*, *Ipomoea sp.* pourraient être protégées contre les feux de brousse car elles assurent le maintien de la faune auxiliaire en hébergeant leurs proies.

Certaines pratiques culturales sont à recommander dans le cadre de la lutte biologique. Ainsi, les études de ALTIERI (1981) ont montré que l'efficacité de la lutte biologique peut être augmentée dans les champs par la présence de certaines espèces d'herbes. ALTIERI *et al.* (1981) ont également indiqué que dans les parcelles de soja envahies par les mauvaises herbes toute la saison, les prédateurs sont plus abondants que dans les parcelles maintenues propres.

Connaissant les plantes-hôtes des ennemis naturels, des associations

culturelles peuvent être réalisées avec ces plantes pour renforcer l'activité de ces ennemis naturels. Ainsi, dans l'association culturale sorgho-cotonnier, les pucerons attaquant le sorgho constituent les proies d'un grand nombre de prédateurs des ravageurs du cotonnier (FYE, 1971). Selon cet auteur, cette association est bénéfique car les pucerons n'attaquent pas le cotonnier, et la population de *Lygus* spp. sur le sorgho est négligeable. Mais PEARSON (1958) a indiqué que la prévalence de *Creontiades pallidus* semble liée au sorgho en association avec le cotonnier. L'auteur insiste sur le fait que le sorgho sera récolté pendant qu'il se développe une forte population du phytophage qui va migrer vers le cotonnier en pleine floraison. A ce propos, FYE (1972) a souligné qu'en cette période de maturation du sorgho, lorsque les populations de punaises baisseront, les prédateurs et les parasitoïdes vont circuler dans le cotonnier au moment où il commence sa fructification et est vulnérable aux attaques de *Heliothis zea* (BODDIE).

Dans pareilles associations culturelles, le choix de la plante-piège est déterminant pour réhausser l'activité des ennemis naturels. En Côte d'Ivoire, COCHEREAU (1982) a rapporté que *Eldana saccharina*, un Lépidoptère ravageur des céréales (maïs) et de la canne à sucre, préfère pondre sur le maïs où les parasitoïdes *Telenomus* sp. et *Trichogrammatoïdea eldanae* augmentent rapidement à cause de la concentration des oeufs du ravageur. En revanche GETHI & KHAEMBA (1991) ont indiqué que dans une association maïs-niébé, lorsque les punaises sont inquiétées, elles se réfugient pendant longtemps sur les feuilles de maïs et y sont moins disponibles aux ennemis naturels que dans une culture pure.

Enfin il est important, dans la perspective d'une gestion efficace de la faune auxiliaire, de connaître le spectre d'hôtes des différents parasitoïdes. Au Togo, l'ensemble des relations Plantes-Hétéroptères-Parasitoïdes est en voie d'être connu (POUTOULI, 1992). On pourra ainsi mettre à profit ces connaissances pour utiliser certaines plantes-hôtes comme plantes-pièges servant à capter ou retenir les Hétéroptères d'intérêt économique. Si les oeufs de ces punaises sont par ailleurs parasités par des oophages trouvés également sur d'autres ravageurs, leurs populations pourront servir de réservoir à ces mêmes oophages et permettre le développement de la faune auxiliaire.

CONCLUSION GENERALE

L'entomofaune de la succession culturale maïs-cotonnier-niébé est très diversifiée avec 85 espèces phytophages et 32 espèces prédatrices. Les résultats de son inventaire laissent apparaître que le cotonnier héberge plus d'espèces que les deux autres cultures.

Sur 56 espèces phytophages identifiées sur le cotonnier, seules 17 y accomplissent leur cycle biologique. Sur le niébé, 40 espèces phytophages ont été inventoriées et seules 16 y font leur cycle. Le maïs héberge 42 espèces phytophages dont 11 seulement l'utilisent comme une véritable plante-hôte. Ces espèces appartiennent à plusieurs familles d'Hétéroptères et les grandes lignes de leur cycle biologique, la chronologie de leur présence dans chacune des cultures suivies, ont été exposées. A côté des trois cultures qui sont des plantes nourricières pour certains ravageurs et des plantes-hôtes pour d'autres, il existe bien d'autres plantes cultivées ou sauvages, sur lesquelles se déroule le cycle biologique de plusieurs espèces de punaises. Plusieurs plantes ont été inventoriées et le stade du ravageur observé est mentionné. Certaines de ces espèces végétales hébergent les oeufs et les premiers stades larvaires, d'autres hébergent seulement les stades larvaires avancés et enfin d'autres hébergent tous les stades de développement (de l'oeuf à l'adulte).

Plusieurs espèces prédatrices, appartenant essentiellement aux familles des Reduviidae et des Pentatomidae-Asopinae, ont été identifiées avec des proies variées. Les couples prédateur-proies sont établis partiellement.

Les caractéristiques principales des oeufs et/ou des larves de certaines espèces phytophages et prédatrices ont été exposées pour servir de guide pour leur reconnaissance éventuelle.

L'établissement des couples prédateur-proies relevés directement au champ, donne une idée sur le rôle non négligeable que jouerait cette faune dans la prédation et l'élimination naturelle de certains ravageurs des cultures. Cependant ces prédateurs ne constituent pas les seuls ennemis naturels. Une première étude effectuée sur les parasitoïdes oophages des Hétéroptères observés au Togo révèle que plusieurs espèces d'Hyménoptères jouent également un rôle important dans l'élimination naturelle des oeufs. Une espèce

parasitoïde (*Psix striaticeps*) peut détruire les oeufs de plusieurs espèces d'Hétéroptères (*Acrosternum acutum*, *Nezara viridula* et *Sphaerocoris annulus*) et la quasi-totalité des oeufs d'une même ooplaque. Les espèces *Ooencyrthus polyphagus* et *O. utetheisae* sont des parasitoïdes grégaires, respectivement sur les oeufs de *Boerias ventralis* et de *Clavigralla tomentosicollis*.

D'autres parasitoïdes tels que *Gryon* (gr. *fulviventre*) sp. sur les oeufs de *Clavigralla curvipes* et *Gryon fulviventre* sur ceux de *C. tomentosicollis*, ont été également observés dans cette étude.

L'espèce prédatrice, *Rhynocoris albopilosus* (Reduviidae) a aussi ses oeufs détruits par *Gryon* sp. n. Le comportement du mâle prédateur vis-à-vis des femelles parasitoïdes a été observé et décrit.

L'étude des taux de prévalence montre que le rôle joué par chaque parasitoïde est considérable.

Au cours de cette étude consacrée aux parasitoïdes oophages des Hétéroptères, une brève description a été faite sur les oeufs sains et les oeufs parasités ainsi que les méthodes de leur éclosion suivant la nature du parasitoïde.

L'analyse sanitaire des organes qui tombent tous les ans dans les cotonniers montre que leurs causes ne sont pas seulement d'origine "physiologique", mais aussi que les Hétéroptères et les diverses chenilles de Lépidoptères, par leurs dégâts, provoquent cette chute (abscission) importante des organes floraux et fructifères des cotonniers. Dans les parcelles ayant reçu deux traitements insecticides en fin de saison, les taux d'abscission dus aux trois facteurs, (physiologiques, Hétéroptères, chenilles) sont respectivement de 47%, 36,7%, et 16, 3% pour les boutons floraux et de 60,3%, 19,4% et 20,3% pour les jeunes capsules.

Dans l'ensemble, les Hétéroptères causent plus de dégâts aux boutons floraux qu'aux jeunes capsules, l'inverse étant attribuable aux chenilles. Les résultats obtenus après infestation artificielle des capsules et des boutons floraux par plusieurs espèces permettent d'indiquer que les Mirides *Megacoelum apicale*, *Creontiades pallidus*, *Taylorilygus arboreus* sont les principaux insectes responsables de cette abscission des boutons floraux. Car

l'analyse sanitaire des organes artificiellement infestés a révélé les mêmes dégâts que ceux observés sur les organes tombés : des nécroses sur les pétales (probablement dues au passage des stylets), des anthères totalement nécrosées ou partiellement détruites. Plus de 49% des boutons floraux infestés ont présentés pareils dégâts mais aucune différence n'est faite entre les symptômes causés par chaque espèce de Mirides étudiées.

Sur les jeunes capsules infestées artificiellement, les résultats des analyses ont montré que l'essentiel des dégâts causés par les larves et les adultes de *Helopeltis schoutedeni* sont externes et se présentent sous forme de nécroses en cuvettes ou chancres. Les piqûres de *Megacoelum apicale*, *Taylorilygus arboreus* et de *Creontiades pallidus* sur les jeunes capsules, se traduisent par un écoulement résineux extérieur et une formation d'excroissances sur la face interne des carpelles. Ces excroissances sont également observées dans les jeunes capsules infestées par *Nezara viridula*, *Boerias ventralis* et *Pseudatelus spinulosa*.

Les suivis effectués dans les différentes parcelles soumises à des calendriers de protection variée, montrent que les traitements insecticides ont une action positive dans la limitation des dégâts de l'abscission; aussi convient-il de les commencer un peu plus tôt en raison de l'apparition précoce des Mirides dans les cotonniers surtout au début de la formation des boutons floraux.

L'état sanitaire des capsules immatures et mures est variable d'une parcelle à une autre suivant le calendrier de traitements qu'elle a reçu. Les analyses effectuées ont permis de reconnaître et de décrire les capsules percées ou trouées, les capsules piquées, les capsules saines et les capsules ni percées ni piquées mais qui présentent des pourritures internes. Le mélange de produits utilisé a permis d'éliminer les ravageurs responsables des dégâts des pourritures. Mais l'observation des cas de pourritures dans les capsules ni piquées ni percées ou trouées, prouve que la suppression des déprédateurs entomologiques n'éliminerait pas les pourritures non liées aux insectes. Les résultats obtenus sont satisfaisants dans les parcelles soumises à une protection phytosanitaire poussée car les taux de pourritures sont globalement inférieurs à 5%.

Les résultats des analyses sanitaires montrent par ailleurs que dans toutes les capsules percées ou trouées par une chenille se développent des pourritures. Ainsi une capsule attaquée subit des dégâts dans une ou plusieurs loges. L'étendue des pourritures internes dépend de la capacité de la chenille ou de l'agent de pourritures à passer d'une loge à l'autre.

En revanche, dans le cas des capsules piquées par les Hétéroptères, on n'observe pas forcément du coton jaune (pourri). On peut observer des capsules avec des zones de piqûres ou des cals bien formés mais aucune pourriture n'est notée. Ainsi, le nombre de capsules piquées est supérieur au nombre de capsules donnant du coton jaune (pourri). Cependant le nombre de loges abritant du coton pourri est plus élevé que le nombre de loges initialement piquées. C'est-à-dire qu'une capsule piquée par exemple dans trois loges, peut donner du coton pourri dans quatre ou cinq loges; ceci dépend d'abord de l'introduction ou de la pénétration de l'agent de pourritures, ensuite de son pouvoir de développement dans la capsule et enfin de sa capacité de passer d'une loge à l'autre par l'intermédiaire des cloisons interloculaires. Les différents résultats obtenus montrent que dans une capsule, les phénomènes de pourritures dans certaines loges n'ont pas d'effet sur le développement intégral des autres loges qui demeurent saines sur les plans quantitatif et qualitatif.

Les Hétéroptères causent autant de dégâts aux capsules âgées que les chenilles. Or l'on remarque malheureusement que seules les capsules percées ou trouées font l'objet de la majeure partie des analyses sanitaires dans les instituts de recherches cotonnières (voir IRCT, Rapports annuels). De nouvelles méthodologies d'analyse sanitaire doivent être définies à l'image de celles qui ont été entreprises au cours de cette étude. L'objectif principal des analyses sanitaires devrait être orienté vers un aspect quantitatif des dégâts. Les résultats de notre étude montrent donc qu'à côté de la coloration de la fibre, le poids moyen d'une loge dont la pourriture est due soit aux piqûres d'Hétéroptères soit aux chenilles, est inférieur au poids moyen d'une loge saine. Ceci s'explique par le fait que les piqueurs et certaines chenilles, au cours de leur prise alimentaire, recherchent les graines qu'ils vident de leur contenu (stade laiteux) ou dont ils absorbent une partie des réserves accumulées (stade mûr).

L'inventaire des Hétéroptères du maïs, du cotonnier et du niébé, est une étude à renouveler chaque année et à étendre à d'autres cultures en vue d'établir une liste des ravageurs de chaque plante cultivée. Les plantes sauvages sur lesquelles s'accomplissent les cycles biologiques des espèces d'Hétéroptères sont des sujets sur lesquels les recherches ultérieures doivent s'orienter. Dans les nouveaux programmes d'études, il serait logique de considérer les écosystèmes dans leur ensemble pour étudier les relations cultures-environnement. Du fait que plusieurs ravageurs, prédateurs et parasitoïdes soient polyphages, ces programmes permettront une meilleure compréhension des interactions des espèces.

Dans le cas des ennemis naturels, des études particulières réalisées au champ, permettront d'inventorier plus de couples prédateurs-proies et d'identifier les parasitoïdes des différents stades de développement des punaises (oeufs, larves, adultes).

Des essais avec des plantes-pièges sont à entreprendre dans les cotonniers ou dans d'autres cultures pour évaluer les méthodes de contrôle de chaque plante choisie.

Les méthodes d'analyse sanitaire des organes qui tombent, boutons floraux, jeunes capsules, et des autres capsules (immatures ou mûres), entamées dans cette étude, devront être poursuivies pour évaluer les dégâts des différents ravageurs. La méthode d'infestation artificielle des boutons floraux et des capsules que nous avons initiée mérite d'être reprise plusieurs fois pour décrire davantage les dégâts de chaque ravageur. Mais il faut souligner que ces différentes analyses nécessitent du matériel approprié, beaucoup de temps, une main d'oeuvre importante et une bonne connaissance des dégâts recherchés.

ANNEXES

Hétéroptères phytophages recensés à la lumière

* Espèces observées sur cultures

PENTATOMIDAE

Acrosternum millierei Mulsant & Rey
Adelolcus sp.
Aethemenes chloris (Dallas)*
Aethus sp.
Aspavia armigera (F.)*
A. brunnea Signoret
A. hastator F.
Atelocera armata Laporte
Boerias ventralis (Dallas)*
Carbula sp.
Dalsira striata Linnavuori
Diploxys (Ancyrocoris) cordofana Mayr*
D. (Diploxys) arkheana Linnavuori
D. (D.) floweri Distant*
D. (D.) senegalenis Audinet-Serville*
Durmia feai spp. *blackae* (Villiers)
Euryaspis iphigeneia Linnavuori
Halyomorpha bimaculata Bergroth
H. picoides Linnavuori
Halys maculipennis Stål
Macrina juvenca Burmeister*
Menida spp.*
Myrochea sp.
Piezodorus pallescens Gemar*
Scotinophara acutangula Linnavuori
Scotinophara sp.
cf. *Tantia* sp. (les larves ont été observées sur *Annona senegalenis* pendant le jour et élevées au laboratoire)

COREIDAE

Clavigralla curvipes Stål*
Clavigralla horrida Gemar*
Cletus ochraceus Herrich-Schaeffer*
Homoeocerus sp.*

PYRRHOCORIDAE

Dysdercus fasciatus (Signoret)*
D. superstitiosus (F.)*
D. voelkeri Schmidt*
Physopelta festiva F.
P. melanoptera Distant
Probergrothius sexpunctata Laporte*

LYGAEIDAE

Dieuches abundans Eyles*
Dieuches sp.
Elasmolomus sordidus F.
Graptostethus apicalis Dallas
Lethaeus africanus Dallas
Lethaeus longirostris Reuter
Lethaeus sp.
Nysius sp.*

ALYDIDAE

Daclera punctata Signoret

RHOPALIDAE

Leptocoris sp.*

MIRIDAE

Proboscidoecoris fuliginosus Reuter*

BELOSTOMATIDAE

Diplonychus nepoides (F.)

Hétéroptères prédateurs recensés à la lumière

REDUVIIDAE-PEIRATINAE

Androclus sp.
Ectomocoris cruciger F.
Ectomocoris ornatellus Schouteden

REDUVIIDAE-STENOPODINAE

Oncocephalus subspinosus Amyot et Audinet-Serville

REDUVIIDAE-TRIBELOCEPHALINAE

Tribelocephala dahomeyensis Villiers
T. tristis Breddin

REDUVIIDAE-SALYAVATINAE

Lisarda vandenplasi Schouteden

REDUVIIDAE-CETHERINAE

Cethera musiva (Germar)

REDUVIIDAE-REDUVIINAE

Platymeris biguttata L.
Polididus bequaerti Schouteden
Rhynocoris tropicus H.S.

NABIDAE-PROSTEMMATINAE

Prostemma falkenstein Stein

PENTATOMIDAE-ASOPINAE

Glypsus sp.

Hétéroptères phytophages recensés dans des jachères

PENTATOMIDAE

Acrosternum miliaris (K.)
Aeliomorpha griseoflava Stål
Aspavia acuminata Montandon
A. armigera (F.)
Carbula decorata pungens Linnavuori
Diploxys (A.) *cordofana* Mayr
Cf. *D.* (D.) *arkheana* Linnavuori
D. (D.) *bipunctata* Amyot et Audinet-Serville
D. (D.) *floweri* Distant
D. (D.) *senegalenis* Audinet-Serville
Eysarcoris inconspicuus (Herrich-Schaeffer)
Macrina juvenca Burmeister
Menida sp.
Nezara viridula <<*smaragdula*>> (L.)

SCUTELLERIDAE

Hotea subfasciata (Westwood)
Sphaerocoris testudogrisea (De Geer)
Steganocerus multipunctatus (Thunberg)

COREIDAE

Acanthoris collarti Schouteden
Clavigralla curvipes Stål
Anoplocnemis curvipes (F.)
Cletus ochraceus H.S.
Cletus sp.
Homoeocerus sp.
Mevanidea granulifera Reuter

ALYDIDAE

Mirperus jaculus (Thunberg)
Sjostdtina sp.
Stenocoris (*Erbula*) *elegans* Blöte
Tenosius proletarius Schaum

PYRRHOCORIDAE

Dysdercus voelkeri Schmidt
Scantius forsteri F.

LYGAEIDAE

Aspilocoryphus fasciativentis Stål
Chauliops ruterfordi Distant
Dieuches abundans Eyles
D. humilis Reuter
Elasmolomus transversus Signoret
Graptostethus servus G.
Opistholeptus sp.
Oxycarenum hyalinipennis Costa
Paromius paraclypeatus Scudder
Pseudopachybrachius sp.

MIRIDAE

Halticus tibialis Reuter

PLATASPIDAE

Coptosoma sp.

DICRANOCEPHALIDAE

Dicranocephalus sp.

Fig. 3 : Périodes de présence de *Clavigralla tomentosicollis* (Coreidae) sur les différentes plantes en même temps que sur maïs, coton, niébé.

Plantes	AOUT				SEPT				OCT				NOV				DEC				JANV			
	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4
Coton												*	*	*	*	*	*	*						
Sorghum													*	*	*	*								
Maïs													*	*	*	*	*							
Niébé									*	*	*	*	*	*	*	*								
<i>G. max</i>													*	*	*	*	*	*						
<i>V. mungo</i>									*	*	*	*	*	*	*	*	*							
<i>C. cajan</i>									*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
<i>Mangifera</i>																	*	*	*					
<i>U. lobata</i>																	*	*						
"Jachère"				*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*								

Fig. 4 : Périodes de présence de *Dysdercus* ssp. (Pyrrhocoridae) sur les différentes plantes en même temps que sur maïs, coton, niébé.

Plantes	AOUT				SEPT				OCT				NOV				DEC				JANV			
	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4
Coton							*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
Hibiscus			*	*	*	*	*	*	*	*	*	*												
Sorghum										*	*	*	*	*	*	*								
Maïs											*	*	*	*	*	*	*							
Niébé									*	*	*	*	*	*	*	*								
<i>G. max</i>																					*	*	*	*
<i>Cassia</i>														*	*									
<i>Sesbania</i>													*	*	*						*	*	*	*
<i>Corchorus</i>													*	*	*	*								
<i>Vernonia</i>																					*	*	*	*
<i>Bombax</i>																	*	*	*	*	*	*	*	*
<i>U. lobata</i>										*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*

Fig. 5 : Périodes de présence de *Piezodorus* ssp (Pentatomidae) sur les différentes plantes en même temps que sur maïs, coton, niébé.

Plantes	OCT				NOV				DEC				JANV			
	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4
Coton								*	*							
Maïs							*	*	*							
Niébé		*	*	*	*											
<i>Vernonia</i> sp.						*	*	*	*	*	*	*	*	*		
<i>Sorghum</i> sp.						*	*	*	*							
<i>Glycine max</i>					*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
<i>Cassia</i> sp.								*	*							
<i>Vigna mungo</i>					*	*	*	*								
<i>Tephrosia</i> sp.													*	*		
<i>Sesbania</i> sp.													*	*	*	*

Fig. 6 : Périodes de présence de *Aspavia armigera* (Pentatomidae) sur les différentes plantes en même temps que sur maïs, coton, niébé.

Plantes	AOUT				SEPT				OCT				NOV				DEC				JANV			
	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4
Coton			*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*						
Hibiscus				*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*										
Sorghum				*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*									
Maïs								*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*						
Niébé										*	*	*	*	*	*									
G.max													*	*	*	*								
Cassia														*	*	*	*							
Sida sp															*	*	*	*						
C.cajan															*	*	*	*						
C.retusa																						*	*	*
U.lobata														*	*	*								
"Jachère "			*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*									

Fig. 7 : Périodes de présence de *Riptortus dentipes* (Alydidae) sur les différentes plantes en même temps que sur maïs, coton, niébé.

Plantes	OCT				NOV				DEC				JANV				
	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4	
Coton			*	*	*	*	*	*	*	*	*						
Maïs				*	*	*	*	*	*	*							
Niébé		*	*	*	*	*	*	*	*	*							
G.max					*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
Indigofera sp				*	*	*											
Vigna mungo								*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
Cajanus cajan								*	*	*	*			*	*	*	*
Crotalaria sp								*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
Sesbania sp													*	*	*	*	*

Fig. 8 : Périodes de présence de *Mirperus jaculus* (Alydidae) sur les différentes plantes en même temps que sur maïs, coton, niébé.

Plantes	OCT				NOV				DEC				JANV				
	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4	
Coton			*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
Maïs				*	*	*	*	*	*	*							
Niébé		*	*	*	*	*	*	*	*	*							
Indigofera sp					*	*	*	*	*								
G. max					*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
Sorghum					*	*	*	*									
Sesbania						*	*	*					*	*	*	*	*
Vigna mungo					*	*	*	*									
Cassia sp						*	*	*									
Calopoqonium sp					*	*	*										
Cleome viscsa						*	*										
Urena lobata						*	*										
Crotalaria sp								*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
Hibiscus sp									*	*	*	*					

Fig. 9 : Périodes de présence de *Anoplocnemis curvipes* (Coreidae) sur les différentes plantes en même temps que sur maïs, coton, niébé.

Plantes	OCT				NOV				DEC				JANV			
	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4
Coton			*	*	*	*	*	*	*							
Maïs							*	*	*							
Niébé		*	*	*	*	*	*	*	*	*						
<i>Sesbania</i> sp			*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
<i>Mimosa</i> sp			*	*	*	*										
<i>Crotalaria</i> sp			*	*	*											
<i>Delonix regia</i>			*	*												
<i>Cassia</i> sp				*	*	*	*	*	*	*						
<i>Vigna mungo</i>					*	*	*	*								

Fig. 10 : Périodes de présence de *Nezara viridula* (Pentatomidae) sur les différentes plantes en même temps que sur maïs, coton, niébé.

Plantes	OCT				NOV				DEC				JANV			
	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4
Coton				*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
Maïs								*	*	*	*	*	*			
Niébé				*	*	*	*									
<i>Indigofera</i> sp.					*	*	*									
<i>Cassia</i> sp.					*	*	*	*	*							
<i>Glycine max</i>					*	*	*	*	*	*			*	*		
<i>Vigna mungo</i>								*	*	*						
<i>Urena lobata</i>							*	*	*	*						
<i>Cleome viscosa</i>								*	*	*	*	*	*	*	*	*
<i>Crotalaria</i> sp.								*	*	*	*	*	*	*	*	*
<i>Hibiscus</i> sp.									*	*	*	*				
<i>Sesbania</i> sp.													*	*	*	*

Fig. 11 : Présence mensuelle de quelques Hétéroptères phytophages.
Légende : + Adulte, ++ Pontes ou larves

	JAN	FEV	MAR	AVR	MAI	JUI	JUIL	AOU	SEP	OCT	NOV	DEC
<i>Nezara</i> sp	++	++	+	+	+	+			+	++	++	++
<i>A. acutum</i>	+	+				+	+	+	+	++	++	++
<i>B. ventralis</i>	+	+	+				+	++	++	++	++	++
<i>A. curvipes</i>	++	++					+	+	+	++	++	++
<i>Oxycarenus</i> spp.	++	++	+				+	+	+	++	++	++
<i>Clavigralla</i> spp.	++	++	++				+	+	+	++	++	++
<i>C. pallidus</i>	++	++	+					+	+	++	++	++
<i>M. apicale</i>	+	+						++	++	++	++	+
<i>Helopeltis</i> sp.						+	+	++	++	++	++	+
<i>M. jaculus</i>	++	+	+				+	+	+	++	++	++
<i>R. dentipes</i>	++	+	+					+	++	++	++	++
<i>T. arboreus</i>									+	++	++	+
<i>Dysdercus</i>	++	++	++					+	+	++	++	++
<i>Campylomma</i> spp	++	++							+	++	++	++

Figure 12 : Exemple de la quantité des Mirides obtenus par la technique de battage de 40 plants dans la Parcelle B = B1+B2. Légende : A = adulte, L = larves (le chiffre indique le stade larvaire obtenu).

Espèces de Mirides	Dates des opérations et résultats					
	03/09	10/09	17/09	23/09	07/10	15/10
<i>Megacoelum apicale</i>	5A	3A	5A	6A	1A	2A
	6L4	3L5	3L4	3L3	1L5	9L4
	11L1L2	4L4	4L3	5L1L2	2L4	7L3
		8L3	6L1L2		9L1L2	3L1L2
<i>Taylorilygus arboreus</i>	9A	6A	3A	5A		
<i>Creontiades pallidus</i>				3A	1A	7A
			4A	2L3	3L5	4L3
				3L1L2	5L3	5L1L2
				8L1L2		
SP4 indéterminée	7A	9A	5A	6A	8A	7A
<i>Campylomma</i> spp				3A	2L3	

Tableau 30 : Hétéroptères phytophages de la rotation culturale maïs-cotonnier-niébé et d'autres cultures au Togo. Légende : ++ Insecte adulte observé sur la plante, +++ Pontes ou larves, cycle complet effectué, * Espèces signalées comme déprédatrices du cotonnier en Afrique et à Madagascar, (P.V) Espèces signalées par le service de la Protection des Végétaux de Lomé mais non observées dans cette étude, B = Bourgeons, Fe = Feuilles, Fl = Fleurs, Fr = Fruits, G = Gousses, E = Epis, T = Tiges, Jt = Jeunes tiges, Jc = Jeunes capsules, Bf = Boutons floraux, Gr = Grains, P = Pétioles, I = Inflorescences, O.A = organe attaqué (Source : POUTOULI & MALDES, sous presse)

FAMILLES et Espèces	CULTURES			O.A	Autres plantes	O.A	
	Coton	Mais	Niébé				
PENTATOMIDAE							
<i>Acoloba lanceolata</i> (F.)		++		E	<i>O. sativa</i> L.	E	++
<i>Acrosternum acutum</i> (Dallas)	+++	++	+++	C	<i>C. cajan</i> (L.) Mill.	G	++
				E	<i>C. muconoides</i> Desv.	Fe	+++
				G	<i>Coffea</i> sp (P.V.)	Fr	++
					<i>G. max</i> Merr.	G	+++
					<i>I. hirsuta</i> L.	G.	+++
					<i>Mangifera</i> sp	Fl	++
					<i>Pennisetum</i> sp	E	++
	<i>S. vulgare</i> Pers.	E	+++				
<i>A. pallidoconspersum</i> (Stål)	++		+++	C	<i>Hibiscus cannabinus</i> (L.) Moench	Fr	++
* <i>Aethemenes chloris</i> (Dallas)		++		Fe	<i>Rottboellia exalta</i> L.	Fr	++
* <i>Agonoscelis haroldi</i> Bergroth					<i>Pennisetum</i> sp	Fr	++
<i>A. versicolor</i> (F.)	++			C	<i>O. sativa</i> <i>S. vulgare</i>	Fr E	++ ++
<i>Aspavia acuminata</i> Montandon	++	++		E C	<i>A. esculentus</i> L. <i>G. max</i> Merr. <i>S. vulgare</i>	Fr G E	++ ++ ++

FAMILLES et Espèces	CULTURES			O.A	Autres plantes	O.A	
	Coton	Maïs	Niébé				
<i>A.albidomaculata</i> Stål (P.V) *			++	G			
<i>A.armigera</i> (F.)	++	++	++	C E G	<i>O.sativa</i> <i>Arachis hypogaea</i> L. <i>C.cajan</i> <i>C.muconoides</i> <i>Cassia obtusifolia</i> (<i>C.tora</i> L.) <i>Coffea</i> sp (P.V) <i>G.max</i> <i>A.esculentus</i> <i>Sida Stipulata</i> <i>S.vulgare</i> <i>Urena lobata</i> L. <i>O.sativa</i>	E Fe Fr G Fe Fr G Fr Fr E Fr E	++ ++ ++ ++ ++ ++ ++ ++ ++ ++ ++ ++
<i>Antestiopsis intricata</i> Ghesquière (PV)							
<i>Boerhavia ventralis</i> (Dallas)	+++	+++	+++	C E G	<i>C.muconoides</i> <i>C.obtusifolia</i> <i>Corchorus</i> spp <i>G.max</i> <i>Pennisetum</i> sp <i>S.vulgare</i> <i>Vigna mungo</i> (L.)	Fe G Fr G E E G	+++ ++ ++ +++ ++ +++ +++
<i>Carbula</i> sp	++			C Fe	<i>Justicia nigerica</i> <i>S. Moore</i>	/	++
<i>Caura pugillator</i> (F.)*					<i>Coffea</i> sp (P.V) <i>J.nigerica</i>	Fr /	++ +++
<i>Diploxys bipunctata</i> Amyot et Serville		++		E			
<i>D.(Ancyroris) cordofana</i> Mayr	++			C	<i>Sporobolus pyramidalis</i> P.Beauv.	/	++
<i>D.floweri</i> Distant	++	++		C E	<i>Ipomoea</i> sp	Fe	++
<i>Eudryadocoris goniodes</i> (Dallas)	++			C	<i>Vernonia gallamensis</i> (Cass)Les	/	++
<i>Lerida punctata</i> P.De Beauvois			++	G			
<i>Macrina juvenca</i> Burmeister		++			<i>S.vulgare</i> <i>R.exaltata</i>	E E	++ ++
<i>Menida distanti</i> Horwath					<i>O.sativa</i> <i>S.vulgare</i>	E E	++ ++
<i>Nezara viridula</i> L. <<Smaragdula>>	+++	++	+++	C E G	<i>A.esculentus</i> <i>C.obtusifolia</i> <i>Cleome viscosa</i> L <i>Crotalaria retus</i> <i>G.max</i> <i>I.hirsuta</i> <i>Pennisetum</i> sp <i>S.vulgare</i> <i>U.lobata</i>	Fr G Fr G,T G G E E Fr	++ ++ ++ ++ +++ ++ ++ ++ +++

FAMILLES et Espèces	CULTURES			O.A	Autres plantes	O.A	
	Coton	Maïs	Niébé				
<i>Piezodorus pallens</i> (Germar)	+	+	++	C E G	<i>Anacardium occidentale</i> L. <i>C. obtusifolia</i> <i>G. max</i> <i>Pennisetum</i> sp	Fe G G E	++ ++ +++ ++
<i>P. rubrofasciatus</i> F.	++	++	++	C E G			
<i>P. teretipes</i> Stål	++	++	++	C E G	<i>S. vulgare</i> <i>V. galamensis</i> <i>V. mungo</i>	E I G	+++ ++ +++
<i>Pseudatelus spinulosa</i> (P. De Beauvois)	+++			C	<i>A. esculentus</i> <i>Psidium guayava</i> L.	Fr Fe	+++ +++
SCUTELLERIDAE							
<i>Calidea dregei</i> Germar	++			C			
<i>C. nana</i> Hahn & HerichSchaeffer	++			C	<i>Phyllanthus amarus</i> Sch. & Th.	Fe Fr	+++
<i>Calidea</i> sp	++			C			
<i>Hotea subfasciata</i> (Westwood)	+++			C	<i>C. muconoides</i> <i>Sida stipulata</i> <i>Urena lobata</i>	Fe Fr Fr	++ +++ +++
<i>Sphaerocoris annulis</i> F.	++		++	C G	<i>C. obtusifolia</i> <i>A. esculentus</i> <i>V. galamensis</i>	G B I	++ ++ +++
<i>S. ocellatus</i> Klug	++		++	C G	<i>C. obtusifolia</i> <i>A. esculentus</i> <i>V. galamensis</i>	G B I	++ ++ +++
<i>S. testudogrisea</i> (De Geer)	++			C	<i>C. obtusifolia</i> <i>A. esculentus</i> <i>Tridax procumbens</i> L.	G B I	++ ++ ++
COREIDAE							
<i>Acanthocoris collarti</i> Schouteden	++	+++		Fe E	<i>Capsicum</i> sp	Fe	+++
<i>Clavigralla curvipes</i> Stål	++			C	<i>Alysicarpus ovalifolius</i> (Sch. & Tsh.)	G	+++
<i>C. horrida</i> (Germar)	++	++	+++	C E G	<i>C. cajan</i> <i>Citrus</i> spp (P.V.) <i>G. max</i> <i>U. lobata</i> <i>V. galamensis</i> <i>V. mungo</i>	G Fr G Fr I G	++ ++ ++ ++ ++ ++
<i>C. tomentosicollis</i> (Stål)	++	++	+++	C E G	<i>C. cajan</i> <i>G. max</i> <i>M. indica</i> <i>S. vulgare</i> <i>U. lobata</i> <i>V. mungo</i>	G G Fl E Fr G	+++ +++ ++ ++ ++ +++
<i>Anoplocnemis curvipes</i> (F.)	++	++	+++	C E G	<i>C. obtusifolia</i> <i>C. retusa</i> <i>Delonix regia</i> <i>A. esculentus</i> <i>Mimosa</i> spp	G,T G,T Jt Fr Jt	+++ ++ ++ +++ +++

FAMILLES et Espèces	CULTURES			O.A	Autres plantes	O.A		
	Coton	Maïs	Niébé					
<i>Cletus fuscescens</i> Walker (PV) <i>C. ochraceus</i> H-Sch <i>Cletus</i> sp					<i>Sesbania</i> spp	T,G	+++	
					<i>V.mungo</i>	G	+++	
					<i>Abutilon</i> sp	Jt	+++	
					<i>Amaranthus</i> spp	I	++	
		++			C	<i>C. viscosa</i>	Fr	++
		++	++	++	C	<i>C. cajan</i>	G	++
					E	<i>Citrus</i> spp	Fl	++
					G	<i>C. viscosa</i>	Fr	++
						<i>G. max</i>	G	++
						<i>M. indica</i>	Fl	++
						<i>Solanum</i> spp	Fe	++
						<i>U. lobata</i>	Fr	++
	<i>Homoeocerus</i> sp1		++		E			
	<i>Homoeocerus</i> sp2		++		E			
	<i>Homoeocerus</i> sp3	++			C			
<i>Homoeocerus</i> sp4					<i>Parkia biglobosa</i> (Jacq.) Benth.	Jt	+++	
<i>Leptoglossus australis</i> (F.)*			++	G	<i>A. esculentus</i>	Fr	++	
					<i>J. nigerica</i>	I	++	
					<i>C. muconoides</i>	Fe	+++	
					<i>Cucurbita maxima</i> Duchesne	T	+++	
<i>Mevanidea granulifera</i> Reuter	++			C				
<i>Pseudotharpus</i> <i>devastans</i> Distans(PV)					<i>Manihot esculenta</i> Grantz	Fe	++	
<i>Petalocnemis</i> sp	++			C	<i>P. guayava</i>	Fl	++	
					<i>C. retusa</i>	G	+++	
					<i>J. nigerica</i>	I	++	
					<i>V. galamensis</i>	I	++	
LYGAEIDAE								
<i>Aspilocoryphus</i> <i>fasciiventris</i> Stål	++			C				
					<i>A. esculentus</i>	Fr	++	
<i>Dieuches abundans</i> Eyles					Plante indéterminée	Fr	+++	
						Fe		
<i>Geocoris amabilis</i> Stål	++			C,B				
<i>Geocoris</i> sp	++		+++	C,B	<i>G. max</i>	G	+++	
				G,T	<i>V. galamensis</i>	I	++	
<i>Graptostethus servus</i> F.	++	++		C	<i>C. muconoides</i>	Fe	++	
				E	<i>Corchorus</i> spp	Fr	++	
					<i>G. max</i>	G	++	
					<i>Sesbania</i> sp	G,T	++	
<i>Lygaeus fuscatus</i> F	++			C				
<i>Oxycareus</i> <i>hyalinipennis</i> (Costa)	+++	++		C	<i>A. esculentus</i>	Fr	+++	
				E	<i>S. stipulata</i>	Fr	+++	
					<i>U. lobata</i>	Fr	+++	

FAMILLES et Espèces	CULTURES			O.A	Autres plantes	O.A	
	Coton	Maïs	Niébé				
<i>O. fieberi</i> Stål	+++	++		C E	<i>A. esculentus</i> <i>S. stipulata</i> <i>U. lobata</i>	Fr Fr Fr	+++ +++ +++
<i>O. dudgeoni</i> Distant	+++	++		C E G			
<i>Spilostethus elegans</i> Wolf			++	G			
<i>S. festivus</i> Thomson			++	G			
<i>S. rivularis</i> (Germar) (= <i>Lygaeus rivularis</i>) Germar	++	++	++	C E G	<i>Corchorus</i> spp <i>C. retusa</i> <i>G. max</i> <i>Pennisetum</i> sp <i>S. vulgare</i> <i>Vernonia cinerea</i> (L.) Less.	Fr G G E E I	++ ++ ++ ++ ++ ++
ALYDIDAE							
<i>Mirperus jaculus</i> (Thunberg)	++	++	+++	C E G	<i>C. muconoides</i> <i>C. obtusifolia</i> <i>C. viscosa</i> <i>Corchorus</i> spp <i>C. retusa</i> <i>G. max</i> <i>A. esculentus</i> <i>I. hirsuta</i> <i>O. sativa</i> (P.V.) <i>Pennisetum</i> sp (PV) <i>Sesbania</i> sp <i>S. vulgare</i> <i>U. lobata</i> <i>V. galamensis</i> <i>V. mungo</i>	Fe G,T Fr Fr G G Fr G E E G,T E T I G	+++ ++ ++ ++ +++ +++ ++ ++ +++ ++ ++ +++ ++ ++ ++ ++
<i>M. torridus</i> (Westwood)			++	G	<i>Solanum melongenas</i> L.	Fe Fr	++ ++
<i>Riptortus dentipes</i> (F.)	++	++	+++	C E G	<i>C. cajan</i> <i>C. retusa</i> <i>G. max</i> <i>A. esculenta</i> <i>I. hirsuta</i> <i>M. indica</i> <i>O. sativa</i> <i>V. mungo</i>	G G G Fr G Fl E G	+++ +++ +++ ++ +++ ++ ++ +++
RHOPALIDAE							
<i>Leptocoris flavus</i> Bergroth (P.V.)					<i>Pennisetum</i> sp <i>S. vulgare</i>	Gr Gr	++ ++
<i>Leptocoris</i> (= <i>Serinetha</i> sp)		++		E			
PYRRHOCORIDAE							
<i>Dysdercus cardinalis</i> (Gerst.) (P.V.)		++		E			
<i>D. fasciatus</i> (Signoret)	+++	+++	++	C E G	<i>A. esculentus</i> <i>S. vulgare</i> <i>U. lobata</i>	Fr E Fr	+++ +++ +++

FAMILLES et Espèces	CULTURES			O.A	Autres plantes	O.A	
	Coton	Maïs	Niébé				
<i>D.superstitiosus</i> (F.)	+++	+++	++	C E G	<i>C.obtusifolia</i> <i>Sesbania spp</i>	G G,T	++ ++
<i>D.voelkeri</i> Schmidt	+++	+++	++	C E G	<i>C.obtusifolia</i> <i>Corchorus spp</i> <i>A.esculentus</i> <i>M.indica</i> <i>Sesbania spp</i> <i>S.vulgare</i> <i>U.lobata</i>	G,T Fr Fr FI G,T E Fr	++ ++ +++ ++ ++ +++ +++
MIRIDAE							
<i>Campylomma unicolor</i>				Jt			
Poppius	++	++	++	Jc E G			
<i>C.subflava</i> Odhiambo	++	++	++	Jt Jc E G			
<i>Chamopsis tuberculatus</i> (Distant) (PV)					<i>P.guayava</i>	FI	++
<i>Creontiades pallidus</i> (Rambur)	+++	+++	+++	C Bf E G	<i>C.cajan</i> <i>C.retusa</i> <i>G.max</i> <i>M.indica</i> <i>S.vulgare</i> <i>V.mungo</i>	G G G FI E G	++ +++ +++ ++ +++ +++
<i>Megacoelum apicale</i> Reuter	+++	+++	+++	C Bf E G	<i>G.max</i> <i>S.vulgare</i> <i>V.mungo</i>	G E E	+++ +++ +++
<i>Halticus tibialis</i> Reuter	+++	++	+++	Fe	<i>C.muconoides</i> <i>Cucurbita maxima</i> <i>G.max</i> <i>Solanum melongena</i>	Fe Fe Fe Fe	++ ++ ++ ++
<i>Helopeltis schoutedeni</i> Reuter	+++	+++	+++	C,T P E,G Fe	<i>G.max</i> <i>I.hirsuta</i> <i>V.mungo</i>	Fe G G	+++ +++ +++
<i>Lycidocoris mimeticus</i> (Reuter)(P.V.)					<i>Coffea spp</i>	Fr	++
<i>Taylorilygus arboreus</i> (Taylor)	+++	+++	+++	B Jc Bf E	<i>C.cajan</i> <i>C.retusa</i> <i>S.vulgare</i>	G G E	++ ++ +++
<i>Deraeocoris oculatus</i> Reuter	+++	+++	+++	G B E G			
<i>Proboscidoecoris fuliginosus</i> Reuter	++		++	Fe	<i>C.maxima</i> <i>A.esculentus</i>	FI FI	++ ++ ++

FAMILLES et Espèces	CULTURES			O.A	Autres plantes	O.A	
	Coton	Maïs	Niébé				
<i>Sahlbergella singularis</i> Haglund (P.V.) <i>Stenotus transvaalensi</i> Dist. Espèce Sp4					<i>J.nigerica</i>	I	++
					<i>Tridax procumbens</i>	I	++
					<i>V.galamensis</i>	I	++
					<i>Theobroma cacao</i>	Fr	++
					<i>Cola sp</i>	Fr	++
		+++		E			
	++	++		Bf E			
PLATASPIDAE							
<i>Brachyplatys</i> <i>testudonigra</i> De Geer <i>Coptosoma pygmaeum</i> Montandon (P.V.) <i>Coptosoma spp</i>			++	G	<i>G.max</i>	G T	++
					<i>A.occidentale</i>	Fr	++
					<i>C.cajan</i>	G	++
					<i>G.max</i>	G,T	++
			++	G	<i>V.mungo</i>	G,T	++

Tableau 31 : Hétéroptères prédateurs de la rotation culturale maïs-cotonnier-niébé au Togo. Légende : + adultes seuls, ++ adultes et larves
S.O, stade observé (Source : POUTOULI & MALDES, sous presse)

FAMILLES et Espèces	Plantes sur lesquelles l'insecte a été observé	S.O
NABIDAE		
Sp1 (? <i>Tropiconabis</i>)	Coton	+
	Niébé	+
Sp2	Niébé	+
PENTATOMIDAE (ASOPINAE)		
<i>Afrius purpureus</i> (Westwood)	Coton	++
	Maïs	+
	Niébé	++
<i>Macrorhaphis acuta</i> Walker	Coton	+
	Niébé	+
	<i>Sesbania sp</i>	++
<i>Dorycoris pavoninus</i> Westwood	Niébé	++
	<i>Corchorus sp</i>	++
<i>Platynopus septemdecimmaculatus</i> P.Beauv. (= <i>P.rostratus</i> Drury)	Coton	+
REDUVIIDAE (HARPACTORINAE)		
<i>Coranus lateritius</i> Stål	Coton	+
	Maïs	+
<i>C.pallidus</i> Reuter	Coton	+
	Maïs	+
	Niébé	+
<i>C.varipes</i> Stål	Maïs	+
	Coton	+
<i>Cosmolestes pictus</i> Klug	Maïs	+
	Niébé	+

FAMILLES et Espèces	Plantes sur lesquelles l'insecte a été observé	S.O
	<i>Cleome viscosa</i>	+
<i>Endochus binotatus</i> Bergroth	Coton	+
	Maïs	+
<i>Nagusta praecatoria</i> F.	Coton	+
	Maïs	+
	<i>A.esculentus</i>	+
<i>Haematochares obscuripennis</i> Stål	Coton	+
<i>Hediocoris fasciatus</i> Reuter	Coton	+
	Maïs	+
	<i>A.esculentus</i>	+
<i>Phonoctonus fasciatus</i> P.Beauv.	Coton	+
	Maïs	+
	<i>A.esculentus</i>	+
<i>P.lutescens</i> Guerin-Meneville et Porcheron	Coton	+
	Maïs	+
	<i>A.esculentus</i>	+
<i>Phonoctonus</i> sp	Coton	+
	Maïs	+
<i>Platymeris biguttata</i> L.	Jachère	+
<i>Polididus bequaerti</i> Schouteden	Coton	+
<i>Rhynocoris albopilosus</i> (Signoret)	Coton	++
	Maïs	++
	<i>A.esculentus</i>	+
	<i>C.viscosa</i>	++
<i>R.bicolor</i> F.	<i>Justicia nigerica</i>	+
<i>R.carmelita</i> Stål	Coton	+
	<i>C.viscosa</i>	+
<i>R.hutsebauti</i> Schouteden	<i>C.viscosa</i>	+
<i>R.rapax</i> Stål	Coton	+
	Maïs	+
	<i>C.viscosa</i>	+
<i>R.rufigenu</i> Fallou	<i>C.viscosa</i>	+
<i>R.segmentarius</i> (Germar)	Coton	+
	Maïs	+
	<i>A.esculentus</i>	+
	<i>C.viscosa</i>	+
	<i>J.nigerica</i>	+
<i>R.squamulosus</i> Villiers	Jachère	+
<i>R.tropicus</i> Herrich-Schäffer	Coton	+
	Maïs	+
	<i>A.esculentus</i>	+
	<i>C.viscosa</i>	+
	<i>J.nigerica</i>	+
<i>R.violentus</i> Germar	Coton	+
<i>Sphedanolestes picturellus</i> Schouteden	Coton	+
<i>Vitumnus oculatus</i> Stål	Maïs	+
<i>V.rodhaini</i> Schouteden	<i>A.esculentus</i>	+

Tableau 32 : Répartition par capsule et par loge des piqûres et des pourritures enregistrées pendant la première A.S.M.

Parcelles	Nombre de capsules	Loges atteintes					Total capsules	Nombre de loges
		1	2	3	4	5		
A	Piquées	31	4	2	3	0	40	57
	avec coton-jaune	16	9	2	3	0	30	52
B	Piquées	118	122	71	35	3	349	730
	avec coton-jaune	76	64	83	75	17	315	838
C	Piquées	84	31	17	7	1	140	230
	avec coton-jaune	57	20	19	11	2	109	208
D	Piquées	102	42	20	7	1	172	279
	avec coton-jaune	60	34	23	22	3	142	300

Tableau 33 : Répartition par capsule et par loge des pourritures dues aux chenilles enregistrées pendant la première A.S.M.

Parcelles	Nombre de capsules	Loges atteintes					Total capsules	Nombre de loges
		1	2	3	4	5		
A	Percées avec coton-jaune	29	18	9	4	1	61	113
B	Percées avec coton-jaune	51	98	84	107	26	366	1057
C	Percées avec coton-jaune	88	64	26	16	2	196	342
D	Percées avec coton-jaune	115	114	80	49	11	369	834

Tableau 34 : Synthèse des résultats de A.S.M. dans chaque parcelle en 1991.

Parcelles	Caps.saines		Caps.piquées		Caps.percées		Caps.autres	
	Nbre loges	Poids coton blanc (g)	Nbre loges	Poids coton jaune(g)	Nbre loges	Poids coton jaune (g)	Nbre loges	Poids coton jaune (g)
A	8212	9039	293	129	250	122	37	23
P.moyen/ loge	1,10		0,44		0,48		0,62	
B	666	768	972	800	190	87,1	231	192
P.moyen/ loge	1,15		0,82		0,45		0,83	
C	4198	4990	822	502	840	633	86	70
P.moyen/ loge	1,18		0,61		0,75		0,81	
D	2607	3937	1636	900	993	781	466	558
P.moyen/ loge	1,51		0,55		0,78		1,19	

Tableau 35 : Répartition par capsule et par loge des piqûres et des pourritures en 1991.

Parcelles	Nombre de capsules	Loges atteintes					Total capsules	Nombre de loges
		1	2	3	4	5		
A	Piquées	141	29	23	09	-	202	304
	avec coton-jaune	110	49	15	10	-	184	293
B	Piquées	223	98	61	53	01	446	829
	coton-jaune	112	119	94	80	04	409	972
C	Piquées	254	106	55	20	-	435	711
	avec coton-jaune	174	146	60	44	-	424	822
D	Piquées	332	188	97	37	03	654	1162
	avec coton-jaune	150	180	172	135	14	651	1636

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- ABASA, R. O. & MATHENGE, W. M., 1974. Laboratory studies of the biology and food requirements of *Macrorhaphis acuta* Walker (Hemiptera : Pentatomidae). *Entomophaga*, **19**, 213-218.
- ALTIERI, M. A., 1981. Weeds may augment biological control of insects. *Calif. Agric.*, **35**, 22-24.
- ALTIERI, M. A. TODD, J.W., HAUSSER, E.W., PATTERSON, M., BUCHANAN, G.A. & WALKER, R.H., 1981. Some effects of weed management and row spacing on insect abundance in soybean fields. *Protection Ecology*, **3**, 339-343.
- ALTIERI, M. A., VAN SCHOONHOVEN, A. & DOLL, J., 1977. The ecological role of sweets in insect pest management systems : a review illustrated by beans (*Phaseolus vulgaris*) cropping systems . *P. A. N. S.*, **23**, 195-205.
- ANNECKE, D. P. & MORAN, V. C., 1982. Insects and Mites of cultivated plants in South Africa. *Butterworths* (Durban/Pretoria) 383pp.
- APPERT, J., 1957. Les parasites animaux des plantes cultivées au Sénégal et au Soudan. Centre de Recherches Agronomiques de Bambey. Doc. C. I. D. A. R. C. Bibliothèque (non publié) 272 pp.
- APPERT, J., 1971. Les insectes nuisibles au maïs en Afrique et à Madagascar. *L'Agronomie Tropicale*, **26**, 476-499.
- BADAHUR, J., 1965. Parasitization of *Dysdercus* by *Alophora* (Diptera) and its effects on reproduction. *Indian J. Ent.*, **27**, 243-245.
- BARRACLOUGH, D. A., 1985. The afrotropical genus *Bogosia* Rondani, (Diptera : Tachinidae). *Ann. Natal Mus.*, **26**, 339-376.
- BOURNOVILLE, R., BADENHAUSSER, I., CANTOT, P., 1992. La punaise verte, un ravageur du soja en France. *Phytoma- La défense des végétaux*, **442**, 23-24.
- BRINDLEY, M. D., 1939. Observations of the life history of *Euphorus pallipes* (Curtis) (Hym. : Braconidae), a parasite of Hemiptera : Heteroptera. *Proc. Entomol. Soc. London (A)*, **14**, 91-96.
- BROOKS, A. R., 1945. A revision of the north american species of the *Phasia* complex (Diptera : Tachinidae). *Sci. Agr.*, **25**, 647-679.
- BUSCHMAN, L. L. & WHITCOMB, W. H., 1980. Parasites of *Nezara viridula* (Hemiptera : Pentatomidae) and other Hemiptera in Florida. *Fla. Entomol.*, **63**, 154-162.
- BUTLER, G. D. & WARDECKER, A. L., 1974. Development of *Peristenus stygicus*, a parasite of *Lygus hesperus*, in relation to temperature. *J. Econ. Entomol.*, **67**, 132-133.

- CADOU, J., 1994. Les Miridae du cotonnier en Afrique et à Madagascar. Les déprédateurs du cotonnier, N°8, C. I. R. A. D. -C A (Montpellier) 74pp.
- CAUQUIL, J., 1973. La pourriture des capsules du cotonnier : Essai de mise en place d'une méthode de lutte. Thèse de Docteur-Ingénieur- Doc. IRCT, 80 pp.
- CAUQUIL, J. & VINCENS, P., 1982. Maladies et ravageurs du cotonnier en Centrafrique : Expression des dégâts et moyens de lutte. *Supplément à Coton et Fibres tropicales, série Documents, études et synthèse- N°1*, 32 pp.
- CANTRELL, B. K., 1984. Synopsis of the Australian Phasiinae, including revisions of *Gerocyptera* Townsend and the Australian species of *Cylindromyia* Meigen (Diptera : Tachinidae). *Aust. J. Zool. Suppl. Ser.*, **102**.
- CLANCY, D. W. & PIERCE, H. D., 1966. Natural enemies of some *Lygus* bugs. *J. Econ. Entomol.*, **59**, 853-858.
- COAKER, T. H., 1957. Studies of crop loss following insect attack on cotton in east Africa. II. Further experiments in Uganda. *Bull. Ent. Res.*, **48**, 851-866.
- COCHEREAU, P., 1982. Observations on the borer *Eldana saccharina* Walker (Lepidoptera : Pyralidae) in maize and sugarcane in Ivory Coast. In : *South Afr. Sugar Technol. Assoc.*, 1-3.
- CONDIT, B. P. & CATE, J. R., 1982. Determination of host range in relation to systematics for *Peristenus stygicus* (Hym. : Braconidae), a parasitoid of Miridae. *Entomophaga*, **27**, 203-210.
- COGNEE, M. & FRINKING, H. D., 1966. Rôle de quelques bactéries dans le développement des pourritures secondaires des capsules de cotonnier. *Cot. Fib. trop.*, **21**, 249-261.
- COUILLOUD, R., 1989. Hétéroptères déprédateurs du cotonnier en Afrique et à Madagascar (Pyrrhocoridae, Pentatomidae, Coreidae, Alydidae, Rhopalidae, Lygaeidae). *Cot. Fib. trop.*, **54**, 185-225.
- CROSBY, C. R. & LEONARD, M. D., 1914. An egg parasite of the tarnished plant-bug *Lygus pratensis* L. *Can. Ent.*, **46**, 181.
- CROIX, E. A. S. (La) & THINDWA, H. Z., 1986. Macadamia pests in Malawi. III. The major pests. The biology of bugs and borers. *Trop. Pest. Manag.*, **32**, 11-20.
- DAUGHERTY, D. M., 1967. Pentatomidae as vectors of yeast-spot disease of soybeans. *J. Econ. Entomol.*, **60**, 147-152.
- DAVIS, C. J., 1967. Progress in the biological control of the southern green stink bug, *Nezara viridula* variety <<smaragdula>> (F.) in Hawaii (Heteroptera : Pentatomidae). *Mushi*, **3**, 9-16 (Suppl.).

- DEBOLT, J. W., 1981. Laboratory biology and rearing of *Leiophron uniformis* (Graham) (Hym. : Braconidae), a parasite of *Lygus* spp. (Hemipt. : Miridae). *Ann. Entomol. Soc. Am.*, **74**, 334-337.
- DEEMING, J. C., 1981. The Hemipterous fauna of a Northern Nigerian cotton plot. *Samaru J. Agric. Res.*, **1**, 211-222.
- DELATTRE, R., 1947. Insectes du cotonnier nouveaux ou peu connus en Côte d'Ivoire. *Cot. Fib. trop.*, **2**, 28-33.
- DELATTRE, R., 1950. A propos des *Dysdercus* du cotonnier (Hem. Pyrrhocoridae). *Cot. Fib. trop.*, **5**, 93-94.
- DELATTRE, R., 1983. Note technique sur la bactériose capsulaire, les pourritures de capsules et *Leptoglossus australis* (Coreidae, Hemiptères). Division phytosanitaire, I. R. C. T. (Doc. non publié).
- DELVARE, G., 1984. Rapport de Mission au Cameroun (12 Septembre au 18 Octobre 1984). Doc. C. I. R. A. D. /G. E. R. D. A. T. Laboratoire de Faunistique.
- DESCAMPS, M., 1954. Insectes nuisibles aux cultures et insectes prédateurs récemment observés dans le Nord Cameroun. *L'Agronomie Tropicale*, **9**, 174-182.
- DIEME, E., 1980. Effets de traitements insecticides sur les fluctuations du peuplement entomologique des cotonniers en Côte d'Ivoire centrale. Thèse de 3^e cycle, Doc. ORSTOM., Paris.
- DOUMBIA, Y. O. & BONZI, S. M., 1989. Inventaire et distribution des insectes du mil et du sorgho au Mali. *L'Agronomie Tropicale*, **44**, 185-196.
- DREA, J. J. JR., DURESEAU, L. & RIVET, E., 1973. Biology of *Peristenus stygicus* from Turkey, a potential natural enemy of *Lygus* bug in North America. *Environ. Entomol.*, **2**, 278-280.
- DUODU, Y. A., 1980. Investigations into the insect pests of bast fibres in Ghana. I. Pests of *Hibiscus cannabinus*, *H. sabdariffa* and *Urena lobata*. *African Journal of Plant Protection*, **1**, 63-76.
- DUVIARD, D., 1981. Les *Dysdercus* du cotonnier en Afrique Occidentale : Ecologie et Migrations. *Travaux et Documents de l'ORSTOM.*, **135**, 172pp.
- EGWUATU, R. I., 1975. Studies on the bionomics of *Clavigralla* (= *Acanthomia*) *tomentosicollis* (Stål) (Hemiptera, Coreidae) and its egg-parasite, *Gryon fulviventre* [= *gnidus* (Nixon)] (Hymenoptera, Scelionidae). Ph. D. Thesis, Univ. Ibadan, Nigeria.
- EGWUATU, R. I. & TAYLOR, T. A., 1977. Development of *Gryon fulviventre* [= *gnidus* (Nixon)] (Hymenoptera : Scelionidae) in eggs of *Clavigralla* (= *Acanthomia*) *tomentosicollis* (Stål) (Hemiptera : Coreidae) killed either by gamma irradiation or by freezing. *Bull. Ent. Res.*, **67**, 31-33.

- EWETE, F. K. & OLAGBAJU, R. A., 1990. The development of *Aspavia armigera* F. (Hemiptera, Pentatomidae) and its status as a pest of cowpea and rice. *Insect Sci. Applic.*, **11**, 171-177.
- EWING, K. P., 1929. Effects on the cotton plant of the feeding of certain Hemiptera of the family Miridae. *J. Econ. Entomol.*, **22**, 761-765.
- FOUTS, R., 1930. A new species of *Trissolcus* (= *Microphanurus*) from Italian Somaliland (Hym. Scelionidae). *Boll. Soc. Entomol. Ital.*, **62**, 118-120.
- FOUTS, R., 1934. Report on a small collection of parasitic Hymenoptera from Italian Somaliland. *Mem. Soc. Entomol. Ital.*, **13**, 98-109.
- FYE, R. E., 1971. Grain sorghum, a source of insect predators for insects on cotton. *Progrve Agric. Ariz.*, **23**, 12-13.
- FYE, R. E., 1972. The interchange of insect parasites and predators between crops. *P. A. N. S.*, **18**, 143-146.
- GALICHET, P. F., 1956. Quelques facteurs de réduction naturelle dans une population de *Dysdercus supersticiosus* F. (Hemiptera, Pyrrhocoridae). *Revue de Pathologie végétale et d' Entomologie agricole de France*, **35**, 27-49.
- GETHI, M. & KHAEMBA, B. M., 1991. Damage by pod-sucking bugs on cowpea when intercropped with maize. *Tropical Pest Management*, **37**, 236-239.
- GILLON, D., 1972. Les Hémiptères Pentatomidae d'une savane préforestière de Côte d'Ivoire. *Ann. Univ. Abidjan, série E (Ecologie)*, **5**, 266-371.
- GOLDING, F. D., 1937. Further notes on the food-plants of Nigerian insects IV. *Bull. Entomol. Res.*, **28**, 5-9.
- GRAF, P., SCHMUTTERER, H. & AGOUNKE, D., 1986. Liste des ravageurs des plantes cultivées au Togo. In : *Recherches sur les maladies des végétaux au Togo*, Ed. KRANA, J., PALTU, J., 9-59.
- GREATHEAD, D. J., 1966. The parasites of *Antestiopsis* spp. (Hem. : Pentatomidae) in East Africa, and discussion of the possibilities of biological control. *Commonw. Inst. Biol. Control Tech. Bull.*, **7**, 113-137.
- HARGREAVES, E. 1937. Some Insects and their food-plants in Sierra-Leone. *Bull. Entomol. Res.*, **28**, 505-523.
- HARGREAVES, E., 1948. List of recorded cotton insects of the world. Commonwealth Institute of Entomology, 41, Queen's Gate, London, S. W. 7.
- HERTING, B., 1960. Biologie der west paläarktischen Raupen-fliegen Dipt., Tachinidae. Monogr. Angew. Entomol., Beihefte zeitich. *Angew Entomol.* N°16, Paul Parey, Hamburg.
- HILL, R. E. & MAYO, Z. B., 1974. Trap-corn to control corn rootworms. *J. Econ. Entomol.*, **67**, 748-750.

- HOKYO, N. & KIRITANI, K., 1966b. Comparative biology of two Scelionid egg parasites of *Nezara viridula* L. (Hem. : Pentatomidae). *Appl. Entomol. Zool.*, **1**, 94-102.
- INSTITUT DE RECHERCHES DU COTON ET DES TEXTILES exotiques (I. R. C. T.), 1980-1992. Rapports annuels -Section Entomologie. Station Anié-Mono (Togo).
- INTERNATIONAL INSTITUTE OF TROPICAL AGRICULTURE (I. I. T. A.), 1983. Annual Report for 1982. Ibadan, Nigeria.
- JACKAI, L. E. N., 1983. Using trap plants in the control of insect pests of tropical legumes. Proceedings International workshop on Integrated Pest Control Grain Legumes, 101-112.
- JACKSON, C. G. & GRAHAM, H. M., 1983. Parasitism of four species of *Lygus* (Hemiptera : Miridae) by *Anaphes ovijentatus* (Hymenopt. : Mymaridae) and an evaluation of other possible hosts. *Ann. Entomol. Soc. Am.*, **76**, 772-775.
- JOHNSON, N. F. & MASNER, L., 1985. Revision of the genus *Psix* Kozlov & Lê (Hymenoptera : Scelionidae). *Syst. Entomol.*, **10**, 33-58.
- JONES, W. A., 1988. World review of the parasitoids of the Southern Green Stink Bug, *Nezara viridula* (L.) (Heteroptera : Pentatomidae). *Ann. Entomol. Soc. Am.*, **81**, 262-273.
- KAMAL, M., 1937. The cotton green bug, *Nezara viridula* (L.) and its important egg parasite, *Teleomus basalis* [= *Microphanurus megacephalus* (Ashmead)]. *Bull. Soc. Entomol. Egypte*, **21**, 175-207.
- KRETZSCHMAR, G. P., 1948. Soybean insects in Minnesota with special reference to sampling techniques. *J. Econ. Entomol.*, **41**, 586-591.
- KROMBEIN, K. V., HURD, P. D., SMITH, D. R. JR., & BURKS, B. D., 1979. Catalog of Hymenoptera in America North of Mexico, vol. I. Smithsonian Institution Press Washington, D. C. 1198 pp.
- LAMBORN, W. B. M. B., 1914-1915. The Agriculture pests of the Southern provinces Nigeria. *Bull. Entomol. Res.*, **5**, 197-214.
- LECOEUR, E. & VAISSAYRE, M., 1991. Inventaire de l'entomofaune du cotonnier en Côte d'Ivoire. Communication présentée à la réunion des Entomologistes de l'I. R. C. T. du 26 au 29 Mars à Montpellier.
- LEE, S. C., 1979. Evaluation of *Ooencyrtus submetallicus* (Howard) and *Trissolcus basalis* (Wollaston) as egg-parasite of *N. viridula* (L.). Ph. D. dissertation, Louisiana State Univ., Baton Rouge.
- LEIGH, T. F. & GONZALEZ, D., 1976. Field cage evaluation of predators for control of *Lygus hesperus* Knight on cotton. *Environ. Entomol.*, **5**, 948-952.

- LEIGH, T. F., KERBY, T. A. & WYNHOLDS, P. F., 1988. Cotton square damage by the plant bug, *Lygus hesperus* (Hemiptera : Heteroptera : Miridae), and abscission rates. *J. Econ. Entomol.*, **88**, 1328-1337.
- LE PELLEY, R. H., 1959. Agricultural insects of East Africa. E. Afr. High Commission, Nairobi, 307 pp.
- LE PELLEY, R. H., 1979. Some Scelionid egg-parasite reared from coffee bug and from some unusual Pentatomid hosts. *Entomophaga*, **24**, 355-358.
- LEROY, J. V., 1936. Observations relatives à quelques Hémiptères du cotonnier. *Institut National pour l'Etude Agronomique du Congo belge, (I.N.E.A.C.)*, série **10**, 3-20.
- LEVER, R. J. A. W., 1941. Entomological notes. I. Egg-parasites of the green vegetable bug. *Agric. J. Dep. Agric. Fiji Isl.*, **12**, 45-46.
- LINNAVUORI, R. E., 1970. Studies on african Heteroptera. *Ann. Ent. Fenn.*, **36**, 195-204.
- LINNAVUORI, R. E., 1971. On the family Coreidae. *Ann. Ent. Fenn.*, **37**, 163-178.
- LINNAVUORI, R. E., 1972a. Studies on Palearctic and african Heteroptera. *ACTA Ent. Fenn.*, **30**, 1-36.
- LINNAVUORI, R. E., 1972b. Studies on african Pentatomidae. *Arquivos Do Museu Bocage*, **3**, 395-434.
- LINNAVUORI, R. E., 1973. Studies on african Heteroptera. *Arquivos Do Museu Bocage*, **4**, 29-69.
- LINNAVUORI, R. E., 1974. Hemipterological studies. *Ann. Natur. histor. Mus. Wien.*, **78**, 393-413.
- LINNAVUORI, R. E., 1978. Hemiptera of the Soudan, with remarks on some species of the Adjacent countries 6. Aradidae, Meziridae, Aneuridae, Pyrrhocoridae, Stenocephalidae, Coreidae, Alydidae, Rhopalidae, Lygaeidae. *ACTA Zoologica Fennica*, **153**, 1-101.
- LINNAVUORI, R. E., 1982. Pentatomidae and Acanthosomidae of Nigeria and Ivory-Coast, with remarks on species of the Adjacent countries in West and Central Africa. *ACTA Zoologica Fennica*, **163**, 1-176.
- LOAN, C. C., 1965. Life and development of *Leiophron pallipes* (Curtis) (Hym. : Euphorinae) in five mirid hosts in the Bellville district. *Proc. Entomol. Soc. Ontario*, **95**, 115-121.
- MACFARLANE, J., 1989. The Hemipterous insects and spiders of sorghum panicles in Northern Nigeria. *Insect Sci. Applic.*, **10**, 277-284.
- MATTESON, P. C., 1981. Egg-parasitoids of Hemipteran pests of cowpeas in Nigeria and Tanzania, with special reference to *Ooencyrtus patriciae* Subba Rao (Hym. : Encyrtidae) attacking *Clavigralla tomentosicollis* Stål (Hem. : Coreidae) *Bull. Entomol. Res.*, **71**, 547-554.

- MAUNEY, J. R., 1984. Cotton square shedding : why they fall; what it means to yields. *Crops and Soils Magazine*, 20-22.
- MAUNEY, J. R. & HENNEBERRY, T. J., 1979. Identification of damage symptoms and patterns of feeding of plant bugs in cotton. *J. Econ. Entomol.*, **72**, 496-501.
- MAYNE, R. & GHESQUIERE, J., 1934. Hémiptères nuisibles aux végétaux du Congo belge. *Ann. Gembloux*, **41**, 41 pp.
- McPHERSON, R. M., PITTS, J. R., NEWSOM, L. D., CHAPIN, J. B. & HERZOG, D. C., 1982. Incidence of Tachinid parasitism of several stink bug (Heteroptera : Pentatomidae) species associated with soybean. *J. Econ. Entomol.*, **75**, 783-786.
- MEDLER, J. T., 1961. A new record of parasitism of *Lygus lineolaris* (P. De B.) (Hemiptera) by Tachinidae (Diptera). *Proc. Entomol. Soc. Washington*, **63**, 101-102.
- MILDNER, P., 1966. Etude sur le rôle de la bactériose (*Xanthomonas malvacearum*) dans les pourritures des capsules du cotonnier en Centrafrique. *Cot. Fib. trop.*, **21**, 347-356.
- MILLER, R. L., 1928. *Telenomus* (sis) *Megacephalus* Ashmead, an egg parasite of the green pumpkin bug, *Nezara viridula* (L.) in Florida. *Fla. Entomol.*, **12**, 17-20.
- MUESEBECK, C. F. W., 1963. Host relationships of the Euphorini. *Proc. Entomol. Soc. Washington*, **65**, 306.
- MUESEBECK, C. F. W., KROMBEIN, K. V. & TOWNES, H. K., 1951. Hymenoptera of American North of Mexico. *Synoptic catalog USDA, Agr. Monogr.*, **2**, 1420 pp.
- NEWSOM, L. D. & HERZOG, D. C., 1977. Trap crops for control of soybean pest. *La. Agric.*, **20**, 14-15.
- NISHIDA, T., 1966. Behavior and mortality of the southern green stink bug, *Nezara viridula* in Hawaiï. *Res. Popul. Ecol.*, **8**, 78-88.
- NIXON, G. E. J., 1935. A revision of the African Telenominae (Proctotrupoidea : Scelionidae). *Trans. R. Entomol. Soc. Lond.*, **83**, 73-103.
- NIXON, G. E. J., 1936. Three new species of Telenominae (Hym. : Proctotrupoidea : Scelionidae). *Proc. R. Entomol. Soc. Lond. (B)*, **5**, 131-134.
- NIXON, G. E. J., 1946. Euphorinae parasites of capsid and Lygaeid bugs in Uganda (Hym. : Braconidae). *Bull. Ent. Res.*, **37**, 113-129.
- NIXON G. E. J., 1966. New Hymenopterous egg-parasites of Hemiptera on coffee (Proctotrupoidea : Scelionidae). *Ann. Mag. Nat. Hist.*, **13**, 535-538.
- NONVEILLER, G., 1984. Catalogue des insectes du Cameroun d'intérêt agricole. Institut pour la Protection des plantes, Beograd, 210 pp.

- OCHIENG, R. S., 1977. Studies on the bionomics of two major pests of cowpea (*Vigna unguiculata*), *Ootheca mutabilis* and *Anoplocnemis curvipes* Ph. D. Thesis, Univ. Ibadan, Nigeria.
- PACK, T. M. & TUGWELL, P., 1976. Clouded and tarnished plant bugs on cotton : a comparison of injury symptoms and damage on fruit parts. *Ark. Agr. Expt. Sta. Rpt., séries 226*.
- PAINTER, R. H., 1929. The tarnished plant bug, *Lygus pratensis* L. : A progress report. *60th Ann. Rep. Entomol. Soc. Ontario*, 102-107.
- PARKER, A. H., 1972. The predatory and sexual behaviour of *Phonoctonus fasciatus* (P. De B.) and *P. subimpictus* Stål (Hem. : Reduviidae). *Bull. Ent. Res.*, **62**, 139-150.
- PEACOCK, A. D., B. Sc., 1913-1914. Entomological pests and problems of Southern Nigeria. *Bull. Entomol. Res.*, **4**, 191-220.
- PEARSON, E. O., 1934. Preliminary observations of cotton stainers and internal boll disease of cotton in South Africa. *Bull. Entomol. Res.*, **25**, 383-414.
- PEARSON, E. O., 1948. The development of internal boll disease of cotton in relation to time of infection. *Ann. Appl. Biol.*, **34**, 527-545.
- PEARSON, E. O., 1958. The insect pests of cotton in Tropical Africa. Empire Cotton Growing Corporation and Commonwealth Institute of Entomology. Easter Press, London, 356 pp.
- PEARSON, E. O. & DARLING, M. R. C., 1958. The insect pests of cotton in Tropical Africa. London, Commonwealth Institute of Entomology, 355 pp.
- PERKINS, P. V. & WATSON, J. F., 1972. *Nabis alternatus* as a predator of *Lygus hesperus*. *Ann. Entomol. Soc. Am.*, **65**, 625-629.
- PIERRARD, G., 1972. Le contrôle de *Dysdercus voelkeri* Schmidt défini par l'acquisition de connaissances de la biologie de l'insecte et de ses dégâts. Thèse de Docteur en Sciences Agronomiques Doc. I. R. C. T., 136 pp.
- POUTOULI, W., 1992. Plantes-hôtes secondaires des Hétéroptères recensés sur coton, maïs, niébé au Togo. *Med. Fac. Landboww. Univ. Gent*, 57/3a, 627-636.
- POUTOULI, W. Observations de quelques parasitoïdes oophages rencontrés sur Hétéroptères. (*Sous presse*).
- POUTOULI, W. & MALDES, J. -M. Hétéroptères phytophages et prédateurs liés à la rotation culturale maïs-cotonnier-niébé au Togo. (*Sous presse*).
- PRINSLOO, G. L., 1987. A revision of the genus *Ooencyrtus* Ashmead (Hymenoptera : Encyrtidae) in sub-Saharan Africa. *Entomology Memoir Dep. Agric. Wat. Supply, Repub. S. Afr.*, **67**, 9-45.

- RAGSDALE, D. W., LARSON, A. D. & NEWSOM, L. D., 1979. Microorganisms associated with feeding and from various organs of *Nezara viridula*. *J. Econ. Entomol.*, **72**, 725-727.
- RAINEY, R. C., 1948. Observations on the development of the cotton boll, with particular reference to change in susceptibility to pests and diseases. *Ann. Appl. Biol.*, **36**, 64-83.
- RAYMOND, G., 1988. Evolution de la production cotonnière au Togo. I. R. C. T. / C. I. R. A. D., (Doc. non publié) 15 pp..
- RISBEC, J., 1950. La faune entomologique des cultures au Sénégal et au Soudan français. Travaux du laboratoire d'entomologie du secteur soudanais de Recherches Agronomiques. Gouvernement Général de l'Afrique Occidentale française, 15-485.
- ROMNEY, V. E. & CASSIDY, T. P., 1945. *Anaphes ovijentatus*, an egg-parasite of *Lygus hesperus*. *J. Econ. Entomol.*, **38**, 497-498.
- ROTSCHILD, G. H. L., 1970. *Gryon flavipes* (Ashmead) (Hymenoptera : Scelionidae), an egg-parasite of the rice earbug *Leptocorisa oratorius* (F.), (Hem. : Alydidae). *Entomophaga*, **15**, 15-20.
- RUST, R. W., 1977. Evaluation of trap crop procedures for control of Mexican bean beetle in soybeans and lima beans. *J. Econ. Entomol.*, **70**, 630-632.
- SCALES, A. L., 1973. Parasites of the tarnished plant bug in the Mississippi Delta. *Environ. Entomol.*, **2**, 304-306.
- SCALES, A. L. & FURR, R. E., 1968. Relationship between the tarnished plant bug and deformed cotton plants. *J. Econ. Entomol.*, **61**, 114-118.
- SCHAEFER, C. W. & AHMAD, I., 1987. Parasites and predators of Pyrrhocoroidea (Hemiptera) and possible control of cotton stainers by *Phonoctonus* spp. (Hemiptera, Reduviidae). *Entomophaga*, **32**, 269-275.
- SCHAEFER, C. W. & O'SHEA, R., 1979. Host plants of three Coreine tribes (Hemiptera : Heteroptera : Coreidae). *Ann. Entomol. Soc. Am.*, **72**, 519-523.
- SCHMITZ, G., 1976. La faune terrestre de l'île de Sainte-Hélène. *Mus. Roy. de l'Af. Cent. Annales Séries IN-8°-Sciences Zoologiques*, **215**, 375-386.
- SCOTT, W. P., LLOYD, E. P., BRYSON, J. O. & DAVICH, T. B., 1974. Trap plots for suppression of low density overwintered populations of boll weevils. *J. Econ. Entomol.*, **67**, 281-283.
- SHARMA, H. C. & LOPEZ, V. H., 1990. Biology and population dynamics of sorghum head bugs (Hemiptera : Miridae). *Crop Protection*, **9**, 164-173.
- SILLINGS, J. O. & BROERSMA, D. B., 1974. The parasites of tarnished plant bug *Lygus lineolaris* in Indiana. *Proc. North Cent. Branch Entomol. Soc. Am.*, **29**, 120-125.

- SINGH, S. R. & ALLEN, D. J., 1979. Les insectes nuisibles et les maladies du niébé. Traduit de l'anglais par CAMBIER, G. Manuel N°2 de l'Institut International d'Agriculture Tropicale. Ibadan, Nigeria, 113 pp.
- SMEE, C., 1939. Gelatine grub on tea in Nyassaland. *E. Afr. Agric. J.*, **5**, 134-142.
- SOYER, D., 1942. Miride du cotonnier : *Creontiades pallidus* (Rambur) : Capsidae (Miridae). *Institut National pour l'Etude Agronomique du Congo belge (I. N. E. A. C.)*, Série **29**, 1-14.
- STAM, P. A., 1983. Cotton pest management in the Syrian Arab Republic. Technical Report, F. A. O. /U. N. E. P. /0108/76/03, F. A. O., Rome, Italy, 135 pp.
- STAM, P. A., 1987. *Creontiades pallidus* (Rambur) (Miridae : Heteroptera), a pest on cotton along the Euphrates river and its effect on yield and control action threshold in Syrian Arab Republic. *Tropical Pest Management*, **33**, 273-276.
- STERN, V. M., 1969. Interplanting alfalfa in cotton to control *Lygus* bugs and other insect pests. *Proc. Tall Timbers Conf. Ecol. Anim. Control Habitat Management*, **1**, 55-69.
- STEVENS, L. M., STEINHAUER, A. L. & COULSON, J. R., 1975. Suppression of Mexican bean beetle on soybeans with annual inoculative releases of *Pediobius foveolatus*. *Environ. Entomol.*, **4**, 947-952.
- STONER, A., 1973. Incidence of *Wesmaelia pendula* (Hym. : Braconidae) a parasite of male *Nabis* spp. in Arizona. *Ann. Entomol. Soc. Am.*, **66**, 471-473.
- STONER, A., METCALFE, A. M. & WEEKS, R. E., 1975. Seasonal distribution, reproductive diapause, and parasitization of three *Nabis* spp in southern Arizona. *Environ. Entomol.*, **4**, 211-214.
- STONER, A. & SURBER, D. E., 1969. Notes on the biology and rearing of *Anaphes ovijentatus*, a new parasite of *Lygus hesperus* in Arizona. *J. Econ. Entomol.*, **62**, 501-502.
- STRIDE, G. O., 1954. On the specific status of *Phonoctonus subimpictus* Stål. *Rev. Zool. Bot. Afr.*, **50**, 13-16.
- STRIDE, G. O., 1956. On the mimetic association between certain species of *Phonoctonus* (Hem. : Reduviidae) and the Pyrrhocoridae. *J. Ent. Soc. Sth. Afr.*, **19**, 12-28.
- STRIDE, G. O., 1968. On the biology and ecology of *Lygus vosseleri* (Heteroptera : Miridae) with special reference to its host plant relationships. *J. Econ. Soc. Sth. Afr.*, **31**, 17-59.
- STRIDE, G. O., 1969. Investigations into the use of trap to protect cotton from attack by *Lygus vosseleri* (Heteroptera : Miridae). *J. Ent. Soc. Sth. Afr.*, **32**, 469-477.

- SWEENEY, R. C. H., 1962. Insect pests of cotton in Nyassaland. III. Lepidoptera (Butter-flies and Moths). *Government Entomologist Department of Agriculture*, **20**, 14-38.
- TAYLOR, T. H. C., 1945. *Lygus simonyi* Reuter, as a cotton pest in Uganda. *Bull. Ent. Res.*, **36**, 121-148.
- TAYLOR, T. A., 1975. *Gryon filviventre* (=gnidus), a Scelionid egg-parasite of *Clavigralla* (=Acanthomia) *tomentosicollis* (Hem. : Coreidae) in Nigeria. *Entomophaga*, **20**, 129-134.
- TAYLOR, T. A. & OMONIYI, O., 1970. Variation in number of micropyles in eggs of *Clavigralla* (=Acanthomia) *tomentosicollis* Stål (Hem. : Coreidae). *Niger. Entomol. Manag.*, **2**, 70-73.
- TODD, J. W. & LEWIS, W. J., 1976. Incidence and oviposition patterns of *Trichopoda pennipes* (F.), a parasite of the southern green stink bug, *Nezara viridula* (L.). *J. Ga. Entomol. Soc.*, **11**, 50-54.
- TUGWELL, P. YOUNG, S.C., DUMAS, B.A. & PHILLIPS, J.R., 1976. Plant bugs in cotton : Importance of infestation time, types of cotton injury and signification of wild hosts near cotton. *Arkansas Experiment Station, Report series*, **227**, 2-24.
- VAN STEENWYK, R. A., 1976. The biology of *Peristenus stygicus* (Hym. : Braconidae) a newly imported parasite of *Lygus* bugs. *Environ. Entomol.*, **5**, 931-934.
- VAN STEENWYK, R. A., STERN, V. M., 1977. Propagation, release, and evaluation of *Peristenus stygicus*, a newly imported parasite of *Lygus* bugs. *J. Econ. Entomol.*, **70**, 66-69.
- VAYSSIERE, P. & MIMEUR, J., 1926. Les insectes nuisibles au cotonnier en Afrique Occidentale Française. Agronomie Coloniale, Ministère des Colonies, Institut National d'Agronomie Coloniale, 176 pp.
- VILLIERS, A., 1948. IX-Hémiptères Réduviides de l'Afrique noire. Faune de l'Empire français. Doc. O. R. S. T. O. M., Paris, 489 pp.
- VILLIERS, A., 1952. Hémiptères de l'Afrique Noire (Punaises et Cigales). I. F. A. N (Dakar), Initiations Africaines IX, 256pp.
- VOEGELE, J., 1962. Reconnaissance des espèces *Asolcus tumidus* Mayr et *A. basalis* Wollaston (Hymenoptera, Protoctrupeoidea) d'après les caractères externes de l'oeuf hôte. *Al Awamia*, **4**, 147-153
- VOLKOFF, N., VINSON, S. B., WU, Z. X. & NETTLES JR., W. C., 1992. In vitro rearing of *Trissolcus basalis* (Hym. : Scelionidae) an egg-parasitoid of *Nezara viridula* (Hem. : Pentatomidae). *Entomophaga*, **37**, 141-148.
- WATSON, J. R., 1942. Control of plant bugs in citrus groves. *Citrus Ind.*, **23**, 4-5.

- WHITFIELD, F. G. & CAMERON, W. P. L., 1932. The Sudan dura bug (*Agonoscelis versicolor* F.). *Bull. Wellcome Trop. Res. Lab., Entomol. Sect.*, **28**, 1-21.
- YOUNG, P. O., 1989. Predators of the tarnished plant bug, *Lygus lineolaris* (Heteroptera : Miridae) : laboratory evaluation. *J. Entomol. Sci.*, **24**, 174-179.

SOMMAIRE

	Pages
AVANT-PROPOS	2
REMERCIEMENTS	5
INTRODUCTION	7
CHAPITRE I : APERÇU GENERAL SUR LA CULTURE COTONNIERE AU TOGO	13
CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES	20
1. Inventaire des espèces d'Hétéroptères associés à la rotation culturale.	22
2. Identification des oeufs et des larves des espèces d'Hétéroptères observés.....	23
3. Inventaire des plantes-hôtes secondaires des Hétéroptères recensés sur maïs, cotonnier et niébé.....	23
4. Identification des parasitoïdes oophages des Hétéroptères inventoriés.....	24
5. Analyse des dégâts des Hétéroptères phytophages sur les organes floraux et fructifères du cotonnier.....	25
5a. Matériels d'analyse des dégâts.....	25
5b. Méthode d'analyse des organes tombés.....	26
5c. Infestation artificielle des organes fructifères.....	27
5d. Analyse Sanitaire des organes Verts (A. S. V).....	28
5e. Analyse Sanitaire des organes Mûrs (A. S. M).....	29
CHAPITRE III : RESULTATS BIOLOGIQUES :	30
1. Inventaire des espèces d'Hétéroptères associées à la rotation culturale maïs-cotonnier-niébé.....	30
1-1. Hétéroptères phytophages.....	30
1-1-1. Hétéroptères phytophages du cotonnier.....	31
1-1-1-1. Miridae.....	32
1-1-1-2. Pentatomidae.....	36
1-1-1-3. Scutelleridae.....	40
1-1-1-4. Coreidae.....	40
1-1-1-5. Lygaeidae.....	41
1-1-1-6. Alydidae.....	41
1-1-1-7. Pyrrhocoridae.....	43
1-1-2. Hétéroptères phytophages du maïs.....	43
1-1-2-1. Miridae.....	44
1-1-2-2. Pentatomidae.....	44
1-1-2-3. Coreidae.....	46
1-1-2-4. Lygaeidae, Alydidae et Rhopalidae.....	46
1-1-2-5. Pyrrhocoridae.....	47
1-1-3. Hétéroptères phytophages du niébé.....	47
1-1-3-1. Miridae.....	47
1-1-3-2. Pentatomidae et Scutelleridae.....	48
1-1-3-3. Coreidae.....	49

1-1-3-4. Lygaeidae.....	50
1-1-3-5. Alydidae.....	52
1-1-3-6. Pyrrhocoridae et Plataspidae.....	52
1-2. Hétéroptères prédateurs.....	53
1-2-1. Caractéristiques morphologiques des prédateurs.....	54
1-2-2. Pentatomidae.....	54
1-2-3. Reduviidae.....	55
2. Identification des oeufs et des larves d'Hétéroptères observés.....	62
2-1. Hétéroptères phytophages.....	62
2-1-1. Pentatomidae.....	62
2-1-2. Coreidae.....	65
2-2. Hétéroptères prédateurs (Reduviidae).....	66
3. Plantes-hôtes secondaires des Hétéroptères recensés sur cotonnier, maïs et niébé.....	67
3-1. Espèces végétales hébergeant les oeufs et les larves des Hétéroptères phytophages.....	67
3-1-1. Plantes-hôtes secondaires cultivées.....	67
3-1-2. Plantes-hôtes secondaires non cultivées.....	69
3-2. Espèces végétales hébergeant les proies des prédateurs.....	72
4. Observations de quelques parasitoïdes oophages rencontrés sur Hétéroptères.....	75
4-1. Evolution des oeufs sains et parasités.....	75
4-2. Parasitoïdes oophages des Hétéroptères phytophages.....	77
4-2-1. <i>Clavigralla curvipes</i> (Stål).....	77
4-2-2. <i>Clavigralla tomentosicollis</i> (Stål).....	77
4-2-3. <i>Boeris ventralis</i> (Dallas).....	78
4-2-4. <i>Acrosternum acutum</i> (Dallas), <i>Nezara viridula</i> (L.) et <i>Sphaerocoris annulus</i> F.....	78
4-3. Parasitoïdes oophages des Hétéroptères prédateurs : <i>Rhynocoris albopilosus</i> (Signoret).....	79

CHAPITRE IV : RESULTATS DES ANALYSES DES DEGATS DES HETEROPTERES SUR LES ORGANES FLORAUX ET FRUCTIFERES DU COTONNIER..... 84

1. Analyse sanitaire des boutons floraux et des capsules tombés.....	84
2. Infestation artificielle des boutons floraux et des capsules.....	93
2-1. Infestation artificielle des boutons floraux.....	93
2-2. Infestation artificielle des capsules.....	93
3. Analyse Sanitaire des organes Verts (A.S.V).....	95
4. Analyse Sanitaire des capsules mûres (A.S.M).....	101

CHAPITRE V : DISCUSSION GENERALE..... 105

1. Inventaire des espèces d'Hétéroptères.....	105
1-1. Hétéroptères phytophages.....	105
1-1-1. Hétéroptères du cotonnier.....	105
1-1-2. Hétéroptères du maïs.....	108
1-1-3. Hétéroptères du niébé.....	109

1-2. Héteroïptères prédateurs.	111
1-3. Observations sur les trois techniques utilisées.	112
2. Identification des oeufs et des larves d'Héteroïptères observés.	113
2-1. Héteroïptères phytophages.	113
2-2. Héteroïptères prédateurs.	113
3. Plantes-hôtes secondaires des Héteroïptères recensés sur maïs, cotonnier et niébé.	114
3-1. Plantes-hôtes secondaires des espèces phytophages.	114
3-2. Espèces végétales et proies des prédateurs.	114
4. Observations de quelques parasitoïdes oophages rencontrés sur Héteroïptères a Togo.	117
5. Analyse sanitaire des boutons floraux et des capsules tombés.	127
6. Infestation artificielle des boutons floraux et des capsules.	130
7. Analyses Sanitaires des organes Verts et Mûrs.	131
8. Intérêt pratique des observations.	135
8-1 Plantes-hôtes des espèces phytophages.	135
8-2 Plantes hébergeant les proies des espèces prédatrices.	138
CONCLUSION GENERALE	140
ANNEXES	145
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	163
LISTE DES TABLEAUX ANNEXES	
Héteroïptères recensés à la lumière	145
Héteroïptères prédateurs recensés à la lumière	147
Héteroïptères phytophages recensés dans des jachères	148
Périodes de présence des punaises sur les différentes plantes en même temps que sur maïs, coton, niébé	150
Présence mensuelle de quelques Héteroïptères phytophages	152
Exemple de la quantité des Mirides obtenus par battage	153
Héteroïptères phytophages de la rotation culturale maïs-cotonnier-niébé et d'autres cultures au Togo	153
Héteroïptères prédateurs de la rotation culturale maïs-cotonnier-niébé au Togo	159
Répartition par capsule et par loge des dégâts de punaises et des chenilles	161
LISTE DES ILLUSTRATIONS	
Togo : régions cotonnières	16
Togo : Aspects climatiques	18
<i>Creontiades pallidus</i>	33
<i>Helopeltis schoutedeni</i> (mâle)	34
<i>Megacoelum apicale</i>	35
<i>Nezara viridula</i>	38

Tête et pronotum des larves et d'adultes de punaises	39
Larve et adultes de <i>Dysdercus supersticiosus</i>	42
Larves de <i>Macrina juvenca</i> et de <i>Acoloba lanceolata</i>	45
<i>Anoplocnemis curvipes</i>	50
Larves et adultes de <i>Leptoglossus australis</i>	51
Epine ventrale abdominale d'Asopinae	57
Larve et adultes d'Asopinae	58
Adultes de Reduviidae	59-60-61
Evolution générale des différents stades larvaires des Pentatomidae	64
Développement des larves de <i>Ooencyrtus patriciae</i>	81
Éléments d'identification de <i>O. utetheisae</i> et de <i>O. polyphagus</i>	82-83