

BURKINA FASO

Unité - Progrès - Justice

**MINISTERE DES ENSEIGNEMENTS SECONDAIRE, SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE (MESSRS)**

**CENTRE NATIONAL DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE ET TECHNOLOGIQUE
(CNRST)**

UNIVERSITE POLYTECHNIQUE DE
BOBO – DIOULASSO (U P B)

**INSTITUT DE L'ENVIRONNEMENT ET DE
RECHERCHES AGRICOLES
(INERA)**

**INSTITUT DU DEVELOPPEMENT
RURAL (I D R)**

STATION DE FARAKO-BA

PROGRAMME COTON

MEMOIRE DE FIN D'ETUDES

**Présenté en vue de l'obtention du diplôme d'Ingénieur du
Développement Rural
Option : Agronomie**

Evaluation de l'impact du cotonnier transgénique
Bollgard II sur les arthropodes non cibles : cas des
prédateurs de *Bemisia tabaci* (GENNADIUS)



Directeur de mémoire : M. DAO Bégué

Maître de stage : M. SOME N. Hugues

Juin 2007

BASSON Fiacre

SOMMAIRE

<i>Dédicace</i>	iv
Remerciements	v
Sigles et abréviations.....	vii
Liste des tableaux	viii
Liste des figures	ix
Liste des planches.....	x
Résumé	xi
Abstract	xii
Introduction générale.....	1

Première partie: Revue bibliographique

Chapitre I : Le cotonnier	4
I.1. Taxonomie	4
I.2. Cycle de développement	4
I.3. Morphologie du cotonnier.....	4
I.4. Ecologie	5
I.5. Ennemis du cotonnier	5
I.5.1. Adventices.....	5
I.5.2. Maladies	5
I.5.3. Ravageurs du cotonnier.....	6
I.6. Protection phytosanitaire du cotonnier	6
I.6.1. Les pyréthrinoïdes.....	7
I.6.2. Les organophosphorés et les carbamates	7
I.6.3. Les organochlorés	7
Chapitre II : la mouche blanche du cotonnier, <i>Bemisia tabaci</i> (GENNADIUS)	8
II.1. Systématique et distribution	8
II.2. Morphologie et biologie	8
II.3. Plantes hôtes et dégâts	9
II.4. Ecologie	10
II.4.1. Facteurs abiotiques	10
II.4.2. Facteurs biotiques	10
II.4.2.1. Plante hôte de l'insecte	10
II.4.2.2. Ennemis naturels de <i>B. tabaci</i>	10

II.4.2.2.1. Les prédateurs.....	10
II.4.2.2.2. Les parasitoïdes	11
II.4.2.2.3. Les champignons	12
II.5. Méthodes de lutte contre la « mouche blanche » du cotonnier	12
II.5.1. Lutte culturale.....	13
II.5.2. Lutte chimique.....	13
II.5.3. Lutte biologique.....	13
II.5.4. Résistance variétale	13
Chapitre III : <i>Bacillus thuringiensis</i> (BERLINER).....	14
III.1. <i>Bacillus thuringiensis</i> (Berliner)	14
III.1.1. Historique	14
III.1.2. Description et cycle vital.....	14
III.1.3. Classification des delta-endotoxines	15
III.1.4. Mode d'action des delta-endotoxines.....	16
III.2. Effets des plantes transgéniques sur les ennemis naturels	17

Deuxième partie: Expérimentation

Chapitre I : Expérimentation	19
I.1. Site de l'étude	19
I.1.1. Situation géographique	19
I.1.2. Caractéristiques climatiques	19
I.1.3. Végétation	21
I.1.4. Caractéristiques édaphiques.....	21
I.2. Matériel et méthodes.....	21
I.2.1. Matériel d'étude	21
I.2.1.1. Matériel végétal	21
I.2.1.2. Matériel animal	21
I.2.1.3. Fumure minérale	22
I.2.2. Méthodes.....	22
I.2.2.1. Dispositif expérimental.....	22
I.2.2.2. Conduite de l'essai	22
I.2.2.2.1. Semis.....	22
I.2.2.2.2. Entretien des parcelles	23
I.2.2.3. Collecte des données.....	23
I.2.2.3.1. Piégeage avec les bacs	24

I.2.2.3.2. Observations visuelles des plants.....	24
I.2.2.3.3. Capture au filet fauchoir	24
I.2.2.4. Méthodes de calcul et analyse statistique des données.....	24
I.2.2.4.1. Méthodes de calcul	24
I.2.2.4.2. Analyse statistique des données.....	25
Chapitre II : Résultats et discussions.....	27
II.1. Résultats.....	27
II.1.1. Impact du Cotonnier Bollgard II sur les Arthropodes non cibles.....	27
II.1.2. Impact du Cotonnier Bollgard II sur les formes fixes de <i>Bemisia tabaci</i>	29
II.1.3. Impact du Cotonnier Bollgard II sur les prédateurs de <i>B. tabaci</i>	31
II.1.3.1. Abondance des prédateurs	31
II.1.3.2. Evolution du nombre moyen des prédateurs de <i>B. tabaci</i> en fonction du type d'échantillonnage.	32
II.1.3.2.1. Echantillonnage par les pièges à eau	32
II.1.3.2.1.1. Les coccinelles.....	32
II.1.3.2.1.2. Les araignées	33
II.1.3.2.2. Echantillonnage par le filet fauchoir	34
II.1.3.2.2.1. Les coccinelles.....	34
II.1.3.2.2.2. Les araignées	35
II.1.3.2.3. Les observations visuelles	36
II.1.3.2.3.1. Les coccinelles.....	36
II.1.3.2.3.2. Les araignées	37
II.2. Discussion.....	38
II.2.1. Impact du cotonnier Bollgard II sur les Arthropodes non cibles.....	38
II.2.2. Impact du cotonnier Bollgard II sur les formes fixes de <i>B. tabaci</i>	39
II.2.3. Impact du cotonnier Bollgard II sur les prédateurs de <i>Bemisia tabaci</i>	39
Conclusion générale	42
Références bibliographiques	44

Dédicace

❖ *A la mémoire de mon père, BASSON Pierre, décédé le 26 septembre 2004. Ce travail est le fruit du courage et de la volonté que tu nous as inculqué.*

❖ *A ma mère, KANSOLE Jeanne d'Arc, pour sa tendresse.*

❖ *A mes frères et sœurs, pour leur affection et leur éternel patience*

Remerciements

La présente étude porte sur l'observation de l'impact du cotonnier Bollgard II® sur la biodiversité. Elle intervient dans le cadre de la présentation de notre mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme d'ingénieur agronome à l'IDR. Ce mémoire résume nos activités effectuées du 4 août au 12 décembre 2006 au sein du programme coton de l'INERA/Farako-Bâ et nous offre l'occasion d'exprimer notre profonde gratitude :

Au Dr DABIRE Rémi, ex-chef du CRREA/Ouest qui nous a accepté comme stagiaire au sein de la station de recherche de l'INERA/Farako-Bâ ;

Au Dr TRAORE Ouola, chef du programme coton pour le soutien financier ;

A monsieur SOME N. Hugues, chercheur au programme coton et notre maître de stage qui a assuré l'encadrement technique de ce travail. Ses conseils et suggestions, son accueil réservé, sa disponibilité nous ont été d'une grande utilité. Nous le remercions également pour son inestimable concours apporté à la réalisation de ce document. Nous lui sommes reconnaissant ;

A monsieur DAO Bégué, enseignant à l'IDR et notre directeur de mémoire pour ses riches conseils scientifiques, ses encouragements, son accueil chaleureux, sa disponibilité et le temps consenti à sa réalisation ;

A monsieur HEMA S. A. Omer, chercheur au programme coton et chef de la section Entomologie pour le soutien moral et financier. Nous le remercions également du fond de cœur pour avoir accepté de lire notre document et faire des suggestions ;

A monsieur COULIBALY Bazoumana, chercheur au programme coton pour avoir accepté de lire notre document et faire des suggestions. Qu'il trouve à travers ce document toute notre profonde gratitude ;

Au Pr TRAORE N. Seydou, qui a été à l'origine de notre stage au sein du programme coton ;

A monsieur TIEMTORE C. Bernard, chercheur au programme coton pour ses conseils ;

A tous les enseignants de l'IDR pour la formation reçue ;

A messieurs SOULAMA Guidama et KOUSOUBE Théodore pour leur aide précieuse lors de la collecte des données ;

A monsieur TOU Fadouga, systématicien au programme coton et mademoiselle KARAMBIRI Salimata qui nous ont aidé avec l'identification des spécimens. Ce fut un privilège de travailler à leur côté ;

A monsieur DAKUO Gustave, pour les traitements insecticides effectués ;

A monsieur BASSON François et sa femme pour leur hospitalité et l'agréable séjour passé à leur côté lors de nos deux ans d'études à l'Université de Ouagadougou ;

A notre famille qui n'a ménagé aucun effort pour nous soutenir toutes ces années d'études ;

Aux ingénieurs agronomes, KABORE Moussa et TANKOANO M. Honoré pour leurs conseils et encouragements ;

A nos co-locataires, BASSOLE Didier et OUEDRAOGO Noufou pour le temps passé ensemble dans le partage et l'assistance ;

Aux promotionnaires de toutes les quatre filières, nous disons merci pour la collaboration et la fraternité. Nous citons particulièrement BAMA Bagnomo, KOMBO Bienvenu, ZAMPALIGRE Nouhoun, BAZIE Paulin, YAMEOGO Francis, SEOGO Philippe, BASSEPE Serges, YAMEOGO Mathieu ;

Aux amis qui nous ont toujours témoigné leur soutien. Ce sont : BASSOLE Joël, BAMA Pema, BATIONO Dieudonné, OUATTARA Dimitri ;

A notre amie, CISSE Mawa pour son soutien et sa compréhension durant notre absence ;

Aux gardiens du programme coton qui, malgré nos dérangements nocturnes, certes déroutant leur vigilance, nous ont supporté en nous garantissant la sécurité et en nous ouvrant volontiers le portail du service. Nous leur sommes très reconnaissant.

A tous ceux qui n'ont pas été cités mais ayant apporté leur concours à l'élaboration de notre document.

Sigles et abréviations

INERA : Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles

PIB : Produit Intérieur Brut

IDR : Institut du Développement Rural

CRREA : Centre Régional de Recherches Environnementales et Agricoles

Cry : Cristal

Cyt : Protéine synthétisée par *Bacillus thuringiensis* ayant une action non spécifique

Kda : Kilo dalton

Bt : *Bacillus thuringiensis*

Bg II : Bollgard II

PNTTA : Programme National de Transfert de Technologie en Agriculture

ACTA : Association de Coordination Technique Agricole

MCD : Ministère de la Coopération et de Développement

Liste des tableaux

Tableau I : Classification des δ -endotoxines de <i>Bacillus thuringiensis</i>	16
Tableau II : Produits de traitement insecticides utilisés lors des expérimentations 2006.	23
Tableau III : Composition taxonomique de l'entomofaune du cotonnier obtenue avec les bacs suivants les variétés et les traitements.....	28
Tableau IV : Diversité et richesse des Arthropodes obtenues en fonction des variétés et des traitements pendant la campagne 2006.	29
Tableau V : Effectifs cumulés par variété et par traitement, des populations de prédateurs de <i>B. tabaci</i> enregistré selon trois types d'échantillonnage pendant la campagne 2006.	31

Liste des figures

Figure 1 : Cycle biologique de <i>B. thuringiensis</i>	15
Figure 2 : Mode d'action des delta-endotoxines de la bactérie <i>B. thuringiensis</i>	17
Figure 3 : Précipitations annuelles enregistrées de 1997 à 2006 sur le site de Farako-Bâ.	20
Figure 4 : Précipitations mensuelles enregistrées en 2006 sur le site de Farako-Bâ.....	20
Figure 5 : Evolution comparée du nombre moyen de coccinelles collectées par bac pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété FK37.	32
Figure 6 : Evolution comparée du nombre moyen de coccinelles collectées par bac pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété STAM 59 A.	32
Figure 7 : Evolution comparée du nombre moyen d'araignées collectées par bac pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété FK37.	33
Figure 8 : Evolution comparée du nombre moyen d'araignées collectées par bac pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété STAM 59 A.	33
Figure 9 : Evolution comparée du nombre moyen de coccinelles collectées par filet fauchoir pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété FK37.	34
Figure 10 : Evolution comparée du nombre moyen de coccinelles collectées par filet fauchoir pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété STAM 59 A.....	34
Figure 11 : Evolution comparée du nombre moyen d'araignées collectées par filet fauchoir pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété FK37.	35
Figure 12 : Evolution comparée du nombre moyen d'araignées collectées par filet fauchoir pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété STAM59A.....	35
Figure 13 : Evolution comparée de nombre moyen de formes fixes de <i>B. tabaci</i> pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété STAM59A.	30
Figure 14 : Evolution comparée du nombre moyen de formes fixes de <i>B. tabaci</i> par feuille pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété FK37.	30
Figure 15 : Evolution comparée du nombre moyen de coccinelles observées par plant pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété FK37.	36
Figure 16 : Evolution comparée du nombre moyen de coccinelles observées par plant pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété STAM 59 A.	36
Figure 17 : Evolution comparée du nombre moyen d'araignées observées par plant pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété FK37,nt.....	37
Figure 18 : Evolution comparée du nombre moyen d'araignées observées par plant pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété STAM 59 A.	37

Liste des planches

Planche I : Cycle de développement de <i>B. tabaci</i>	9
Planche II : Quelques Familles de prédateurs de <i>B. tabaci</i> rencontrées au Burkina Faso	12
Planche III : Capture et identification des Arthropodes des pièges bacs, Farako-Bâ, Burkina Faso, 2006	26

Résumé

La présente étude a évalué l'impact du cotonnier Bollgard II sur les arthropodes non cibles, ainsi que sur les prédateurs de *Bemisia tabaci* (GENNADIUS), en particulier les coccinelles et les araignées. Les variétés locales de Cotonnier FK37 et STAM59 A, exprimant les δ -endotoxines Cry1Ac et Cry2Ab de *Bacillus thuringiensis* (BERLINER), en l'absence de protections insecticides, ont été comparées à leurs isogéniques traités et non traités à travers un dispositif conduit en culture à Farako-Bâ. Les arthropodes prédateurs ont été évalués par la combinaison de deux méthodes de capture, le filet fauchoir et les pièges à eau, ainsi que par des observations visuelles. Les données collectées ont été analysées à l'aide du logiciel XLSTAT version 6.1.9. Certaines données ont parfois nécessité une transformation préalable avant analyse par la relation $\sqrt{x+0,5}$. Les moyennes ont été classées à l'aide du test de Fisher aux seuils de 1 et 5%. Les arthropodes collectés se répartissent en 9 Ordres et 45 Familles. La répartition des taxons reste très proche entre les traitements comparés, et ce quelle que soit la variété considérée. Cependant, sur la variété de cotonnier FK37, la diversité des taxons, mesurée à l'aide de l'indice de Shannon-weaver, ainsi que la représentativité des individus à l'intérieur des taxons semblent plus réduites sur les cotonniers traités que sur les cotonniers transgéniques et leurs isogéniques non traités. Par contre, avec la variété STAM59 A, la diversité et la représentativité des arthropodes ont été plus faibles sur les cotonniers transgéniques. Parmi les taxons collectés, seul les Asilidae et les Formicidae ont vu leurs effectifs significativement réduits sur les cotonniers Bollgard II. Par ailleurs, bien que les cotonniers Bollgard II ne contrôlent pas les populations de *B. tabaci*, on note une réduction significative des populations d'araignées sur la variété STAM59 A transformée. Sur les populations de coccinelles, les analyses n'ont pas révélé de différence entre les traitements, quelles que soient la variété et la méthode de collecte.

Mots clés : Farako-Bâ ; Prédateurs ; Bollgard II; Arthropodes ; Insecticides ; *Bemisia tabaci*

Abstract

The present study has evaluated the impact of cotton Bollgard II, on non target arthropods and predatory of *Bemisia tabaci* (GENNADIUS), in particular ladybirds and spiders. Local varieties of Cotton, FK37 and STAM59 A, untreated and expressing δ -endotoxins Cry1Ac and Cry2Ab of *Bacillus thuringiensis*, were compared with their treated and untreated isogenics, through and experimental device conduct in culture. Arthropods predatory were evaluated by combining two methods of capture, sweep net and water traps, which have been completed by direct observations on cotton plants. Collected data were analyzed, using XLSTAT version 6.1.9. Software. Data sometimes, required a preliminary transformation before analysis by the relation $\sqrt{x+0,5}$. Means were classified using Fisher test. Collected arthropods, belongs to 9 Orders and 45 Families. Taxa distribution look to be similar between compared treatments, and this whatever the considered variety. However, on the cotton variety FK37, taxa diversity measured by using the index of Shannon-weaver, as well as individuals representativeness inside taxa, seem more reduced on treated cotton plants than on the untreated transgenic cotton plants and their isogenic. On the other hand, with STAM59 A variety, diversity and representativeness of arthropods were lower on transgenic cotton plants. Among collected taxa, only Asilidae and Formicidae populations were significantly reduced on Bollgard II cotton plants. In addition, cotton Bollgard II, does not control populations of *B. tabaci*. However, a significant reduction of spiders populations on transformed STAM59 A variety, have been noticed. Analyses of ladybirds populations, did not reveal difference between treatments, whatever variety and capture methods.

Key words: Farako-Bâ; Predatory; Bollgard II; Arthropods; Insecticides; *Bemisia tabaci*

Introduction générale

Le coton graine constitue le pilier de l'économie nationale. Il représente 50 à 60% des exportations totales et sa contribution au P.I.B est de 40 % (VOGNAN *et al.*, 2002). La production en coton graine a augmenté de manière régulière passant de 118.850 tonnes pendant la campagne 1993/1994 à 800 000 tonnes pour la campagne 2006/2007. Cependant, à l'instar de nombreuses spéculations, le cotonnier est soumis à l'action dévastatrice de nombreux ravageurs qui limitent son potentiel de production. Parmi ces ravageurs, les Lépidoptères et particulièrement *Helicoverpa armigera* (HÜBNER) ont acquis une importance économique au Burkina Faso (LUTTRELL *et al.*, 1994).

Les mesures de contrôle de ces ravageurs ont essentiellement reposées sur l'utilisation d'insecticides de synthèse. De nos jours, près de 25 % des insecticides utilisés dans le monde sont consacrés à la culture du cotonnier (GRAIN, 2001). Au Burkina Faso, environs 10 milliards de FCFA par an sont alloués à l'achat des insecticides (YAMEOGO, com.pers)

L'usage abusif des insecticides a eu des conséquences désastreuses qui se sont traduites par l'apparition de la résistance aux insecticides de synthèse chez les insectes cibles (POIRIE et PASTEUR, 1991 ; HEMA, 2004), ainsi qu'à l'élimination des espèces bénéfiques non ciblées, parmi lesquelles figurent de nombreux ennemis naturels des ravageurs (NARANJO *et al.*, 2002).

Face à ce constat, des alternatives pour le contrôle des arthropodes nuisibles du cotonnier, ont été explorées. L'une de ces alternatives a été l'utilisation de cotonniers génétiquement modifiés exprimant la protéine toxique de la bactérie *Bacillus thuringiensis* (coton Bt), qui a une action spécifique contre les Lépidoptères les plus importants (WHITELEY et SCHENEPF, 1986). Au Burkina Faso, le coton Bt qui est expérimenté depuis 2003, a montré une efficacité biologique sur les principaux Lépidoptères carpophages et Phyllophages.

Cependant, en dépit de l'engouement qu'elle a suscité à travers le monde (JAMES, 2002), cette technologie reste préoccupante, au regard des zones d'ombres qui persistent sur l'impact qu'elle pourrait avoir sur l'environnement et particulièrement sur les arthropodes non cibles. En effet, contrairement aux insecticides classiques, l'expression de la toxine *Bt* est continue dans les organes et durant le cycle de développement des plantes transgéniques (GRAHAM, 2001), ce qui présente l'inconvénient d'augmenter la pression de sélection et d'exposer par le biais de la chaîne trophique certains insectes à l'action de la toxine (TABASHNIK, 1994 ; CRICKMORE, 2006).

L'ordre des Homoptères regroupe la majorité des insectes qui, selon la classification de CRICKMORE *et al.* (1998), ne sont pas affectés par les toxines, mais restent directement exposés à leur action. Dans ce groupe, on retrouve *Bemisia tabaci* (GENNADIUS) qui est un déprédateur d'importance économique reconnu à travers le monde. Ce ravageur a un répertoire d'environ 600 plantes hôtes d'espèces différentes (OLIVEIRA *et al.*, 2002). En 1998, pour l'Etat de Californie, les pertes dues à cet insecte se chiffraient à 153,9 millions de dollars US (ELLSWORTH, 1999 cité par PALE, 2005). Au Burkina Faso, les infestations de ce ravageur en 1998 ont conduit à des pertes estimées à 50 % du potentiel de production (GNANKINE, 2005).

A ce ravageur est également associé un important cortège d'ennemis naturels composés de parasitoïdes et de prédateurs (NARANJO *et al.*, 2004), qui ont une action régulatrice certaine sur les populations de cet insecte, mais qui sont potentiellement exposés à l'action des toxines du coton Bt à travers leur hôte.

La spécificité du coton Bt vis-à-vis des Lépidoptères, pourrait offrir des opportunités intéressantes pour le contrôle biologique de *B. tabaci*, en optimisant l'action des ennemis naturels tels que les prédateurs.

La présente étude dont l'intitulé est : « Evaluation de l'impact du cotonnier transgénique Bollgard II sur les arthropodes non cibles : cas des prédateurs de *Bemisia tabaci* (GENNADIUS) », s'inscrit dans l'optique de la préservation de la biodiversité.

L'étude cherchera de façon spécifique à :

- Faire l'inventaire des arthropodes inféodés aux cotonniers transgéniques et conventionnels ;
- Evaluer à l'aide des indices de richesse taxonomique, de Shannon Weaver et d'équitabilité, la diversité biologique au niveau des variétés transgéniques et de leur cultivar non transgénique ;
- Evaluer l'impact du coton Bt sur les prédateurs de *B. tabaci*, par le suivi des fluctuations des populations des prédateurs et de leurs proies.

Le présent mémoire comprend deux parties :

- La première partie traite de la revue bibliographique sur le cotonnier ; la mouche blanche, *B. tabaci* ; la bactérie, *Bacillus thuringiensis* (BERLINER) et les effets des plantes transgéniques sur les ennemis naturels ;

- La seconde partie réservée à l'expérimentation, présente les matériels d'étude, la méthodologie adoptée pour atteindre les objectifs fixés et les résultats obtenus.

PREMIERE PARTIE : REVUE
BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre I : Le cotonnier

I.1. Taxonomie

Le cotonnier est une dicotylédone appartenant à l'ordre des Malvales et à la famille des Malvaceae (PARRY, 1982). Le genre *Gossypium* auquel il appartient comprend cinquante espèces dont quatre sont cultivées pour leur fibre (FRYXELL, 1992). Ce sont : les tétraploïdes (*Gossypium hirsutum* et *G. barbadense*) et les diploïdes (*G. herbaceum* et *G. arboreum*). Au Burkina Faso, l'espèce cultivée est *G. hirsutum* (PARRY, 1982).

I.2. Cycle de développement

Le cycle du cotonnier peut être découpé en deux stades : le stade végétatif et le stade reproductif (PARRY, 1982).

Le stade végétatif dure de 55 à 70 jours et comprend 3 phases successives dont :

- La phase de levée allant de la germination à l'étalement des cotylédons. Elle dure habituellement 6 à 10 jours en conditions normales ;
- La phase plantule qui va de l'étalement des cotylédons au stade 3-4 feuilles. Elle dure 20 à 25 jours ;
- La phase de préfloraison allant du stade 3-4 feuilles au début de la floraison. Sa durée moyenne est de 30 à 45 jours.

Le stade reproductif dure de 100 à 150 jours. Il est subdivisé en deux phases : la phase de la floraison d'une durée de 50 à 70 jours et la phase de maturation des capsules étalée sur 50 à 80 jours.

I.3. Morphologie du cotonnier

Le cotonnier est une plante arbustive même s'il est cultivé annuellement (CHARNIER *et al.*, 1997). Son système racinaire comprend une racine pivotante avec des ramifications latérales explorant le sol (SEMENT, 1986). C'est cette partie souterraine qui réalise la fixation de la plante et assure la plus grande partie de son alimentation (PARRY, 1982).

La partie aérienne est constituée d'une tige verticale sur laquelle se développent des branches végétatives et des branches fructifères (SEMENT, 1986).

La fleur du cotonnier naît d'un bourgeon spécial différencié dès son origine et protégé par 3 bractées qui le recouvrent entièrement. Le fruit est une capsule à l'intérieur de laquelle se développent des graines recouvertes de fibres.

I.4. Ecologie

Le cotonnier est une plante inféodée aux régions tropicales semis-arides ou arides. Sa culture nécessite un climat réunissant les conditions de température, d'ensoleillement et d'humidité du sol favorable à son bon développement.

Le cotonnier ne peut pas survivre à des températures inférieures à 4° C. La température minimale à laquelle débute la germination des graines est de 14 à 15° C pour l'espèce *G. hirsutum* et 12 à 13° C pour *G. barbadense* (MCD., 1991). La température optimale pour la croissance et le développement du cotonnier est de 30° C. La culture pluviale stricte du cotonnier nécessite une pluviométrie annuelle d'au moins 600 mm (LAGIERE, 1996).

I.5. Ennemis du cotonnier

La culture cotonnière est sujette à l'action de nombreux ennemis qui induisent des pertes de production en quantité et en qualité. Ces ennemis sont constitués essentiellement d'adventices, de maladies et de ravageurs.

I.5.1. Adventices

L'ampleur des dégâts occasionnés par les adventices impose qu'une attention particulière soit accordée à l'entretien du cotonnier. Ainsi au Burkina Faso, les pertes de rendement dues aux retards de sarclage sur la culture atteignent 150 kg/ha de coton graine et par décade (DAKUO, 1989). Au Cameroun, ces pertes sont de 20 kg/ha de coton graine par jour de retard de sarclage par rapport à la date optimale de sarclage (MARTIN et GAUDARD, 1996).

I.5.2. Maladies

Le cotonnier est attaqué par plusieurs maladies dont les principales concernées sont les suivantes (MCD.,1991) :

- La bactériose due à *Xanthomonas malvacearum* qui se manifeste par des tâches anguleuses d'abord sur les feuilles et ensuite par des chancre sur les tiges et les capsules.
- La fusariose provoquée par les genres *Oxysporum* et *Vasinfectum* qui se traduit par le jaunissement des feuilles et la mort du cotonnier adulte ;
- Les maladies des plantules qui se manifestent par des fontes de semis avec pour conséquence des manques importants à la levée ;
- Les maladies virales transmises par des insectes, parmi lesquelles on peut citer le leaf-curl et la mosaïque transmises par *B. tabaci* , la maladie « bleue » transmise par *Aphis*

gossypii (GLOVER) et la phylloodie transmise par *Orosius cellulosus*). Ces maladies se traduisent par des déformations du cotonnier ;

- L'anthracnose dont l'agent causal est *Colletotrichum gossypii* se manifeste par des tâches circulaires d'abord déprimées, produisant ensuite une inflorescence grise, puis rose.

I.5.3. Ravageurs du cotonnier

De nombreux insectes attaquent le cotonnier. En absence de protection, les pertes de récoltes se situent entre 50 et 90 % de la production potentielle (PINCHARD, 1993). Les principaux arthropodes dont l'incidence est significative sur la production appartiennent à 4 groupes (CAUQUIL, 1993).

- Les phyllophages : ce sont des chenilles défoliatrices. Il s'agit essentiellement de *Spodoptera littoralis* (Boisduval), *Sylepte derogata* (Fabricius), *Anomis flava* (Fabricius). Ces insectes attaquent aussi les organes florifères et fructifères du cotonnier ;
- Les carpophages s'attaquent aux boutons floraux, aux fleurs et aux capsules. Ce groupe est le plus dangereux. Il s'agit de *Helicoverpa armigera* (Hübner), *Diparopsis watersi* (Rothschild), *Pectinophora gossypiella* (Saunders), *Cryptophlebia leucotreta* (Meyrick), *Earias biplaga* (Walker) et *E. insulana* (Boisduval) ;
- Les acariens : dans ce groupe *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) est l'espèce la plus courante. Elle provoque habituellement une déformation des organes ;
- Les piqueurs-suceurs regroupent *Aphis gossypii* (Glover), *Bemisia tabaci* (Gennadius) et *Jacobiella sp.* Ces insectes sont des vecteurs de maladies du cotonnier et provoquent aussi des dégâts directs par la ponction de la sève élaborée (CAUQUIL, 1986).

I.6. Protection phytosanitaire du cotonnier

Parmi les plantes tropicales, le cotonnier constitue l'une des plus attaquées par les ravageurs et sa protection phytosanitaire est essentielle pour assurer une production. Cette protection est basée sur l'utilisation des produits chimiques appartenant à plusieurs familles d'insecticides (GINNING *et al.*, 1999). Au Burkina Faso, 6 traitements phytosanitaires après la levée du cotonnier sont recommandés (IN.ERA, 2004).

Les principales familles chimiques utilisées sont constituées par les pyréthrinoïdes, les organophosphorés, les carbamates et les organochlorés.

I.6.1. Les pyréthriinoïdes

Les pyréthriinoïdes sont synthétisés à l'image de la pyréthrine et agissent sur le système nerveux (EYANATI *et al.*, 2001 cités par DRABO, 2005). Ces insecticides très sélectifs, ont remplacé depuis peu les organochlorés (BOSERET, 2000 cité par TOPAN, 2005) et sont très utilisés en agriculture dans le contrôle des ravageurs (MILLER, 1998). Les pyréthriinoïdes couramment utilisés en culture cotonnière sont la cyperméthrine et la deltaméthrine.

I.6.2. Les organophosphorés et les carbamates

Les organophosphorés et les carbamates sont particulièrement efficaces contre les lépidoptères et les piqueurs-suceurs (ACTA, 1991). Nous pouvons citer d'organophosphorés, le triazophos et le diméthoate. Les carbamates les plus connus et utilisés en culture cotonnière sont le carbaryl et l'aldicarbe.

I.6.3. Les organochlorés

Ce sont des molécules qui comportent des liaisons c-cl, des atomes d'hydrogène et quelquefois des atomes d'oxygène (TOPAN, 2005). De nos jours, à l'exception de l'endosulfan utilisé comme alternative dans le cadre de la gestion de la résistance des insectes aux pyrétrinoïdes, tous les autres organochlorés sont proscrits (PAN/CTA., 1993 cité par TOPAN, 2005).

Des résultats prometteurs ont été obtenus avec des nouveaux insecticides comme l'imidaclopride, l'acétamipride, le thiamethoxame, le pyriproxifen et le buprofezin (GNANKINE, 2005).

Chapitre II : la mouche blanche du cotonnier, *Bemisia tabaci* (GENNADIUS)

II.1. Systématique et distribution

Bemisia tabaci a été décrit pour la première fois sur le tabac en Grèce en 1889 (GENNADIUS, 1989). Sa classification, selon BORROR et DELONG (1964), est la suivante :

- Règne : Animal
- Embranchement : Arthropode
- Classe : Insecte
- Ordre : Homoptère
- Sous-Ordre : Sternorrhynque
- Famille : Aleyrodidae
- Sous-Famille : Aleyrodinae
- Genre : Bemisia
- Espèce : tabaci

L'hétérogénéité morphologique de *B. tabaci* lui a valu un grand nombre de synonymes. Excepté l'Antarctique, l'insecte est largement distribué dans les zones tropicales et subtropicales de tous les pays tropicaux et sub-tropicaux de tous les continents (KO *et al.*, 2002).

II.2. Morphologie et biologie

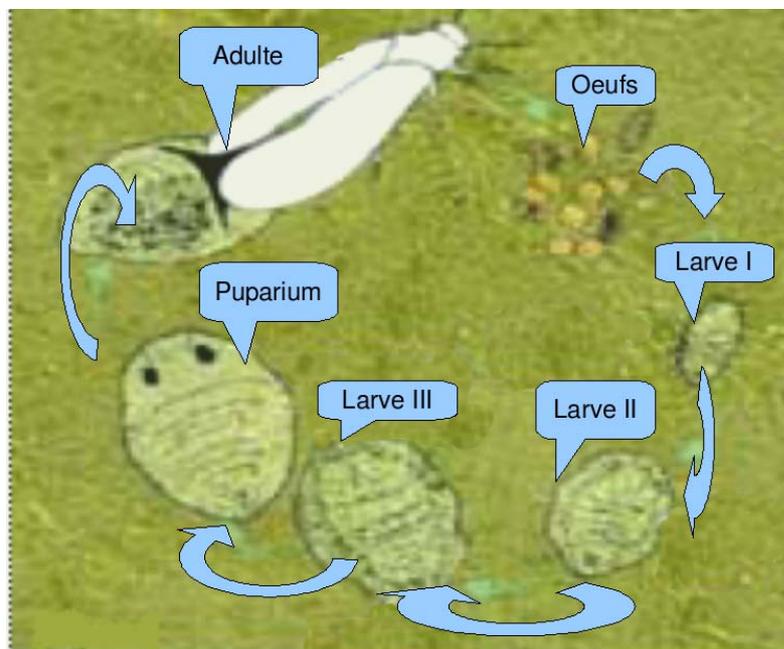
Les mouches blanches passent par six stades de développement (Planche I, page 9) : un stade œuf, quatre stades larvaires et un stade adulte.

Le stade œuf : disposés généralement en cercle, les oeufs sont ovales ou piriformes et portent une pédicelle les fixants à la plante. Ils mesurent 0,2 mm de long et 0,1 mm de large. De couleur crème à la ponte, les oeufs virent au marron avant l'éclosion.

Les stades larvaires : il y a quatre stades larvaires. Les larves du premier stade pourvues de seize paires de soies de taille différente sont mobiles. Les trois stades nymphaux suivants sont sédentaires.

Les adultes se développent dans la puppe et prennent la couleur blanchâtre. Ce sont de petits insectes ailés qui mesurent de 0,8 à 0,9 mm de large et de 1,15 à 1,30 mm de long (AZAB *et al.*, 1970). Le mâle est légèrement plus petit que la femelle.

Selon DELATTRE (1973), la durée des différents stades du cycle de *B. tabaci* est de, 2 à 5 jours d'incubation pour les œufs, 18 à 30 jours pour les stades larvaires et 2 à 3 semaines pour les adultes.



Source: PNTTA. (2000).

Planche I : Cycle de développement de *B. tabaci*.

II.3. Plantes hôtes et dégâts

B. tabaci est un insecte polyphage qui attaque plus de 600 espèces végétales (OLIVEIRA *et al.*, 2001) appartenant à 74 familles (GREATHEAD, 1986) dont les plus importantes sont les Fabaceae, les Asteraceae, les Malvaceae, les Solanaceae, les Euphorbiaceae, les Convolvulaceae et les Cucurbitaceae. Il provoque beaucoup de dégâts au cotonnier. La succion de la sève par les larves et les adultes, entraîne des dégâts directs se traduisant par une diminution de la vigueur des plants. En outre, lors de la nutrition, les enzymes et les toxines de la salive de l'insecte perturbent les processus physiologiques des plantes (SEREME, 2000).

Les dégâts indirects, résultent de la sécrétion de miellats qui conduit au coton collant (CAUQUIL, 1986) et à la transmission de virus (JONE, 2003). Par ailleurs, le dépôt de miellats sur la surface des feuilles des plantes hôtes est à l'origine du développement de la fumagine qui réduit la capacité photosynthétique de la plante (BUNTIN *et al.*, 1993).

Les virus transmis par ce ravageur sont constitués essentiellement de geminivirus (Geminiviridae), crinivirus (Closteroviridae) et Ipomovirus (Potyviridae). De tous ces virus,

les geminivirus sont les plus nuisibles occasionnant des pertes de récoltes pouvant atteindre 20 à 100 % (BROWN et BIRD, 1992).

II.4. Ecologie

Des facteurs abiotiques et biotiques influent sur le comportement et la densité des populations de *B. tabaci*.

II.4.1. Facteurs abiotiques

Parmi les facteurs abiotiques, la température est un élément agissant sur la durée de développement de la mouche blanche. HOROWITZ (1986), note une augmentation du temps de développement avec la baisse des températures. Selon le même auteur, les populations de *B. tabaci* s'accroissent avec l'augmentation des températures.

La pluie joue également un rôle prépondérant dans l'évolution des populations de l'insecte. Au Burkina Faso, OTOIDOBIGA *et al.* (2004) cités par PALE (2005), trouvent que le nombre d'adultes croît dans les périodes d'humidité relative élevée notamment après les fortes pluies.

II.4.2. Facteurs biotiques

II.4.2.1. Plante hôte de l'insecte

La plante hôte de prédilection pour *B. tabaci* est le cotonnier qui lui sert à la fois de source alimentaire et de refuge. Elle revêt ainsi un caractère important dans l'évolution des populations de l'insecte. En effet, Horowitz (1986), a indiqué que la disponibilité du support trophique favorisait l'accroissement des populations de *B. tabaci* et que les effectifs déclinaient avec la rareté de la nourriture en fin de saison de la culture du cotonnier. D'autres plantes peuvent servir de support au développement pour l'insecte. C'est le cas du haricot, de la tomate, du tabac, de l'aubergine, de la pomme de terre, du poivron, des agrumes et de diverses plantes ornementales.

II.4.2.2. Ennemis naturels de *B. tabaci*

Selon GERLING *et al.* (2001), *B. tabaci* est attaqué par un large éventail d'ennemis naturels dont les prédateurs (114 espèces), les parasitoïdes (50 espèces) et les champignons (11 espèces).

II.4.2.2.1. Les prédateurs

Les prédateurs (Planche II, page 12) sont composés essentiellement de coccinelles (Coccinellidae), de chrysopes (Chrysopidae), de punaises (Miridae, Anthocoridae), d'araignées (Araneidae) et de Phytoseiidae.

Les Coccinellidae (Planche II A) appartiennent à l'ordre des Coléoptères. Les femelles déposent leurs œufs séparément ou en petits groupes sur les feuilles des plantes. Les adultes et les larves de coccinelles sont carnivores et s'alimentent sur divers Homoptères ou d'autres petits insectes. Un seul adulte peut dévorer 100 par jour. (Ajouter la source).

Les Chrysopidae (planche II B) sont de l'Ordre des Neuroptères. Les femelles déposent leurs œufs en grappes ou isolés sur les feuilles. Ce sont de petits œufs blanchâtres juchés sur un long pédoncule. Leur couleur varie selon les espèces. Certaines ont la couleur verte mais d'autres sont jaunes, rouges et brunes. Les larves sont fusiformes et prédatrices des pucerons, des œufs et des larves des Lépidoptères.

Les Miridae appartiennent à l'Ordre des Hémiptère (punaises). Les œufs sont pondus isolement. Plusieurs espèces de cette famille s'attaquent aux organes fructifères des plantes cultivées et causent de sérieux dégâts mais certaines sont prédatrices d'autres insectes.

Les Anthocoridae (planche II C) tout comme les Miridae sont des punaises. Ils s'alimentent sur les petits insectes et leurs œufs. Plusieurs espèces sont noires avec des taches blanches.

Les Araneidae (planche II D) sont des arthropodes à huit pattes. Elles sont des prédatrices qui s'attaquent à la plupart des insectes. En effet, la plupart des araignées ne se dirigent pas activement vers leur proie mais se tiennent en embuscade. Ainsi, elles mangent ce qu'elles trouvent lors de rencontres aléatoires.

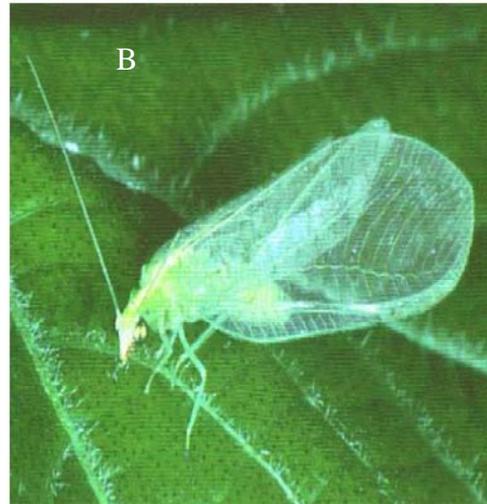
Les Phytoseiidae appartiennent à l'Ordre des Acarina. Ils ont été signalés comme prédateurs de *B. tabaci* par GERLING (1986) cité par GNANKINE (2005) et sont capables de supprimer les populations locales de l'insecte.

II.4.2.2.2. Les parasitoïdes

Ce sont surtout des aphélinidés appartenant aux genres *Encarsia* et *Eretmocerus*. Ils parasitent les larves et les pupes de *B. tabaci*. Les femelles produisent des œufs diploïdes et les déposent en dessous de l'hôte. Les mâles sont habituellement plus petits que les femelles.

II.4.2.2.3. Les champignons

Les champignons comprennent les espèces *Paecilomyces farinosus* et *Aschersonia aleyrodis* (BERGER, 1921 cité par SEREME, 2000).



A: Adulte de Coccinellidae ; B: Adulte de Chrysopidae ; C: Adulte d'Araneidae ; D: Adulte d'Araneidae
Source : GNANKINE (2005)

Planche II : Quelques Familles de prédateurs de *B. tabaci* rencontrées au Burkina Faso

II.5. Méthodes de lutte contre la « mouche blanche » du cotonnier

Les techniques recommandées dans la lutte contre les insectes nuisibles du cotonnier sont d'ordre culturales, chimiques, biologiques et variétales.

II.5.1. Lutte culturale

Pour réduire les populations de *B. tabaci*, les pratiques culturales suivantes ont été suggérées :

- La destruction des plantes hôtes sauvages afin d'éliminer les sources alimentaires alternatives pour l'insecte (SPARKS *et al.*, 1992 cités par SEREME, 2000);
- L'utilisation de plantes pièges qui seront ensuite détruites après le cotonnier (MISRA et LAMBA, 1929) ;
- Le semis précoce pour « échapper » aux infestations du ravageur suite à un décalage du cycle de reproduction de l'insecte et de celui de la plante (NIBOUCHE, 1998).

II.5.2. Lutte chimique

Selon PALUMBO *et al.* (2001), la lutte chimique a constitué l'une des premières approches contre la « mouche blanche ». Ainsi, différents groupes d'insecticides (organo-phosphorés, pyréthrinoïdes et organochlorés) ont montré leur efficacité sur le ravageur. Des résultats prometteurs ont été obtenus en Israël avec des régulateurs de croissance comme le buprofezin et le pyriproxyfen (ISHAAYA *et al.*, 1998).

II.5.3. Lutte biologique

Au Burkina Faso, deux principaux endoparasitoïdes Hyménoptères, *Encarsia* spp et *Eretmocerus* spp ; des prédateurs appartenant à la famille des Coccinellidae, des Chrysopidae, des Anthocoridae et des Araneidae ont été identifiés (GNANKINE *et al.*, 2004 cités par GNANKINE, 2005). Cependant peu d'études ont été entreprises dans l'utilisation des prédateurs de la « mouche blanche ». GAMEEL (1969) cité par GNANKINE (2005), a trouvé qu'au Soudan, *Encarsia Lutea* est efficace contre *B. tabaci* avec un taux de parasitisme atteignant 66 %.

II.5.4. Résistance variétale

L'utilisation de plantes hôtes résistantes au ravageur est reconnue comme étant une meilleure mesure à long terme dans la lutte contre *B. tabaci* (DOWELLE, 1990 cité par SEREME, 2000). BUTLER et HENNEBERRY (1984), ont montré que les variétés pileuses de cotonniers favorisaient des niveaux importants de parasitisme de *B. tabaci*. Au Burkina Faso, les études sur la résistance variétale ont été peu développées.

Chapitre III : *Bacillus thuringiensis* (BERLINER)

III.1. *Bacillus thuringiensis* (Berliner)

III.1.1. Historique

Bacillus thuringiensis a été isolé pour la première fois en 1901 par S. ISHIWATA à partir de vers à soie *Bombyx mori* (L.) infectés. Le nom *Bacillus thuringiensis* date de 1911 donné par E. Berliner (BEEGLE et YAMAMOTO, 1992). En effet, cette bactérie est utilisée depuis plus de 40 ans pour contrôler les insectes nuisibles de la famille des Lépidoptères (BERTZ *et al.*, 2000). Selon PHILOGENE *et al.* (2002), le premier rapport faisant état d'un plant transgénique de tabac fut publié en 1984 et GREENPLATE (1999), indique que la commercialisation des végétaux transformés génétiquement n'a débuté qu'en 1996 aux Etats-Unis et en Australie.

III.1.2. Description et cycle vital

B. thuringiensis est une bactérie Gram positive omniprésente dans les sols (GILL *et al.*, 1992).

Sa classification classique se présente comme suit :

- Règne : Bacteria
- Embranchement : Firmicutes
- Classe : Bacilli
- Ordre : Bacillales
- Famille : Bacillaceae
- Genre : Bacillus
- Espèce : thuringiensis

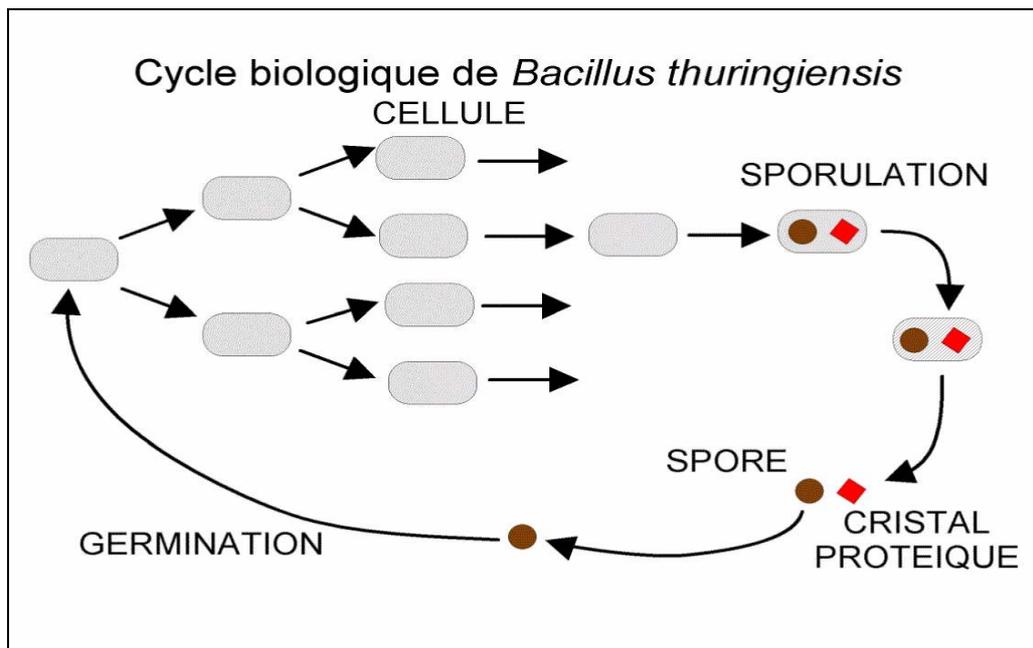
Source : http://fr.wikipedia.org/wiki/Bacillus_thuringiensis consulté le 13/03/07.

Son cycle vital comporte deux phases (YOUNG *et al.*, cités par DRABO, 2005) (figure 1, page 15) :

- Une phase végétative pendant laquelle des cellules se multiplient de façon exponentielle par scissiparité ;
- Une phase stationnaire qui se caractérise par une différenciation cellulaire : la sporulation.

Ce processus de sporulation est induit par une réduction du niveau de nutriments dans l'environnement de la bactérie (PIGGOT et HILBERT, 2004). Conjointement à la

sporulation, chaque bactérie produit des cristaux protéiques constitués d'une ou plusieurs toxines présentant des propriétés insecticides.



Source : http://www.inapg.inra.fr/ens_rech/bio/biotech/textes/applicat/agricult/vegetal.../btpar t1.ht consulté le 28/09/06.

Figure 1 : Cycle biologique de *B. thuringiensis*.

III.1.3. Classification des delta-endotoxines

Les delta-endotoxines constituent les principales toxines synthétisées par *B. thuringiensis*.

Ainsi, HOFTE et WHITHELEY (1989), définissent 5 classes de gènes Cry (Tableau I, page 16) :

- Les CryI et CryII sont des toxines spécifiques aux Lépidoptères ;
- Les CryII et CryIV ont pour cibles les Diptères ;
- Les CryIII sont spécifiques aux Coléoptères ;
- Les CryV sont efficaces contre les Lépidoptères et les Coléoptères.

Par ailleurs, une classification alternative récente des delta-endotoxines a été proposée (CRICKMORE *et al.*, 1998) (Annexe I)

Tableau I : Classification des δ -endotoxines de *Bacillus thuringiensis*.

δ -endotoxines		Insectes sensibles	Structure des cristaux
Classe	Taille (KDa)		
CryI	A	Lépidoptères	Bipyramidale
	B		
	C		
	D		
	E		
	F		
CryII	A	Diptères et Lépidoptères	Cubique
	B	Lépidoptères	
CryIII	A	Coléoptères	Rhomboédrique
	B		
CryIV	A	Diptères	Sphérique
	B		
CryV	A	Lépidoptères et Coléoptères	Bipyramidale
	B		
Cryt	A	Diptères	Sphérique
	B		

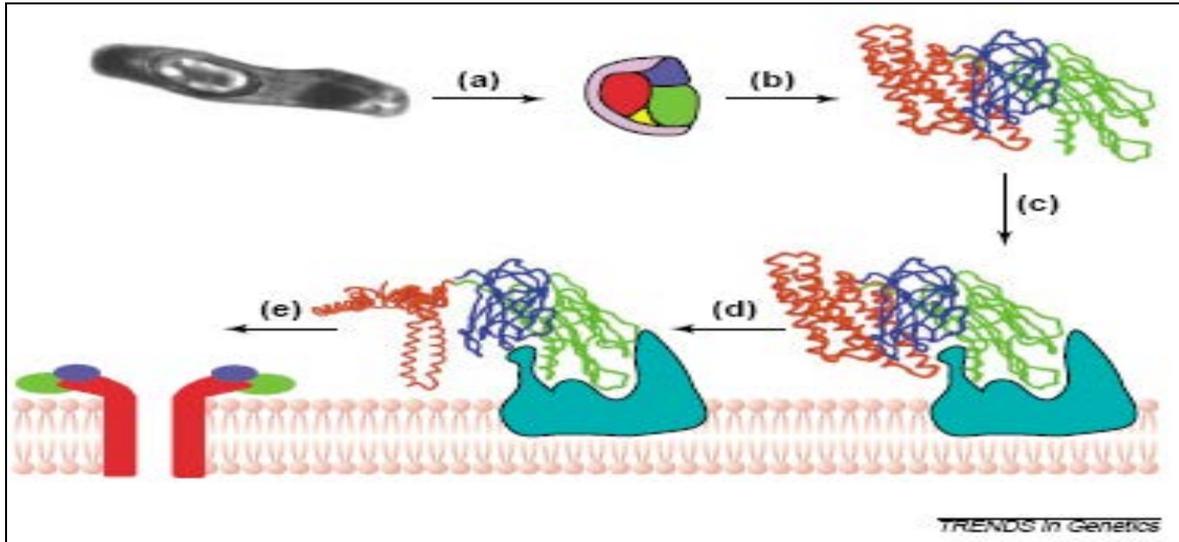
Source : HÖFTE et WHITELEY (1989).

III.1.4. Mode d'action des delta-endotoxines

La figure 2 (page 17) décrit les différents processus définissant l'activité toxique des delta-endotoxines. Au cours de la sporulation, *B. thuringiensis* synthétise des cristaux composés de protoxines. Ingérées par les larves des insectes, ces protoxines sont solubilisées dans l'environnement alcalin de l'intestin et sont ensuite activées par les protéases intestinales (LECADET et MARTOURET, 1967 ; TOJO et AIZAWA, 1983 ; HOFMANN *et al.*, 1998).

Les toxines ainsi activées se fixent sur des récepteurs spécifiques des cellules épithéliales de l'intestin moyen de l'insecte (HOFMANN *et al.*, 1998). Elles y forment des pores transmembranaires. Cela entraîne un influx d'électrolytes et d'eau provoquant la lyse des cellules épithéliales (LORENCE *et al.*, 1997).

La larve cesse ainsi de s'alimenter et finalement meurt (HOFMANN et LÜTHY, 1986 ; GILL *et al.*, 1992 ; SCHENEPF *et al.*, 1998).



Source : RUUD *et al.* (2001).

a : Solubilisation des cristaux protéiques ; **b** : Activation des delta-endotoxines ; **c et d** : Fixation des toxines activées sur le site récepteur ; **e** : Formation de pores transmembranaires.

Figure 2 : Mode d'action des delta-endotoxines de la bactérie *B. thuringiensis*

III.2. Effets des plantes transgéniques sur les ennemis naturels

Les agro-écosystèmes présentent une large diversité d'ennemis naturels qui jouent un rôle important dans la régulation des insectes nuisibles (EVELEENS *et al.*, 1973 ; NARANJO et ELLSWORTH, 2005). Cependant, ces arthropodes bénéfiques peuvent éventuellement être affectés par les plantes génétiquement modifiées de façon directe et/ou indirecte (CANNON, 2000 ; MARVIER, 2001 ; SHELTON *et al.*, 2002 ; CONNER *et al.*, 2003). C'est ainsi que plusieurs études ont examiné les effets des cultures transgéniques sur l'abondance et les fonctions de la faune auxiliaire.

ORR et LANDIS (1997), ont comparé les différences de densité et de parasitisme de deux parasitoïdes *Eriborus terebrans* (Gravenhorst) et *Macrocentrus grandii* (Goidanich) sur les larves de la pyrale du maïs. Les résultats n'ont pas montré de différences significatives entre les plants transgéniques et non transgéniques.

Des études conduites par PILCHER *et al.* (1997) avec des plants de maïs exprimant la protéine Cry1Ab dérivée de *B. thuringiensis* sur trois prédateurs, la coccinelle (*Coleomegilla maculata* Degeer), la punaise (*Orius insidiosus* Say) et la chrysope verte (*Chrysoperla carnea* Stephens) ont montré que la toxine n'avait pas d'effets négatifs sur leur développement ainsi que leur survie.

RIDDICK et BARBOSA (1986), ont indiqué que *C. maculata* était plus abondante dans les champs de pommes de terre Bt que dans les champs non Bt.

HILBERT *et al.* (1998), concluent que les cultures transgéniques auraient un effet néfaste sur certains prédateurs comme en témoignent les taux de mortalité de 62 % et de 37 % des larves de *C. carnea* respectivement observée avec des plants de maïs transgéniques et de maïs non transgéniques.

Cette synthèse bibliographique permet de retenir que le cotonnier présente des particularités morphologiques. Cependant, il est sensible aux adventices, aux maladies et aux ravageurs et sa protection phytosanitaire revêt un caractère important.

L'aleurode du cotonnier, *B. tabaci*, est cosmopolite et polyphage. Il provoque des dégâts directs et indirects sur son hôte. Face à cette situation, la lutte contre ce nuisible secondaire s'avère indispensable.

En effet, des facteurs biotiques et abiotiques influent sur la densité et le comportement des mouches blanches.

La bactérie, *B. thuringiensis* produit des delta-endotoxines qui possèdent chacune un spectre d'insectes cibles spécifiques. C'est suite à une ingestion par les insectes cibles spécifiques que ces delta-endotoxines agissent. Ainsi des végétaux exprimant des protéines dérivées de *B. thuringiensis* ont été créés. Par ailleurs, ces plantes transgéniques affectent directement ou indirectement les insectes non cibles, ce qui fera l'objet des chapitres suivants.

DEUXIEME PARTIE :
EXPERIMENTATION

Chapitre I : Expérimentation

I.1. Site de l'étude

I.1.1. Situation géographique

L'étude a été conduite à la station de recherches agricoles de Farako-Bâ située à 10 km au Sud-Ouest de Bobo-Dioulasso sur l'axe Bobo-Banfora. Ses coordonnées géographiques sont : 04°20' de longitude Ouest, 11°06' de latitude, et 405 m d'altitude (MORANT, 1984 ; SIVAKUMAR et GNOUMOU, 1987).

I.1.2. Caractéristiques climatiques

Le climat de Farako-Bâ est de type sud-soudanien (GUINKO, 1984). Ce climat a une influence prépondérante sur le comportement et la densité des populations des arthropodes tant par la pluviosité, la température que par les vents. La pluviométrie annuelle varie de 1000 à 1400 mm (SIVAKUMAR et GNOUMOU, 1987). Les pluies généralement violentes sont mal réparties avec des irrégularités d'une année à l'autre. La fluctuation de la pluviosité durant les 10 dernières années est présentée par la figure 3. Au cours de la décennie, l'année 2006 a été la plus arrosée avec une hauteur d'eau tombée de 1272 mm. La moyenne de la décennie est de 990,6 mm d'eau tombée. La figure 4 donne la répartition mensuelle de la pluviosité de l'année 2006. En 2006, les mois d'août et de septembre ont été les plus pluvieux avec respectivement 344 mm et 177,4 mm comme hauteur d'eau reçue.

La température moyenne minimale est de 20° C et la température moyenne maximale est de 30° C (GUINKO, 1984).

Les vents dominants soufflent du Nord-Est en saison sèche et du Sud-Ouest en hivernage.

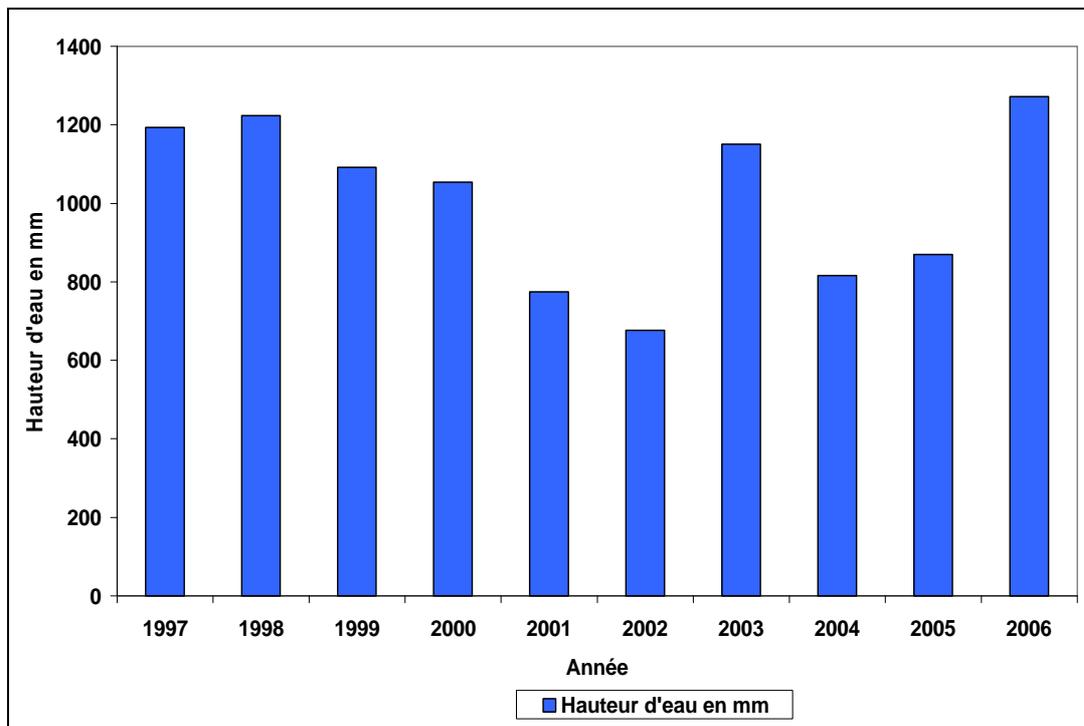


Figure 3 : Précipitations annuelles enregistrées de 1997 à 2006 sur le site de Farako-Bâ.

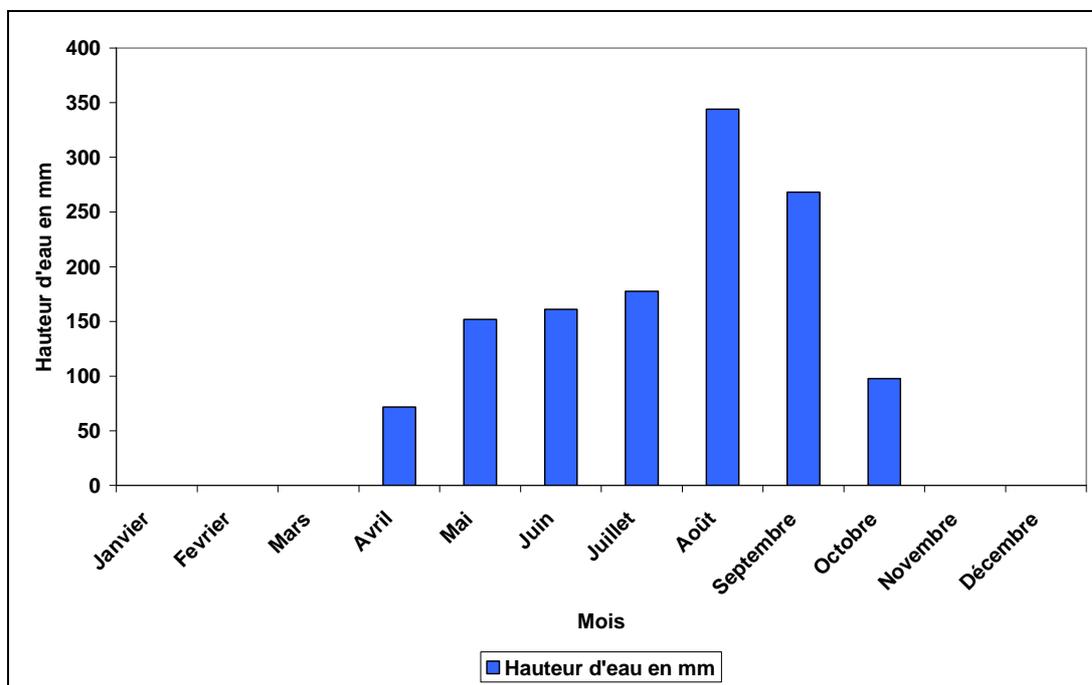


Figure 4 : Précipitations mensuelles enregistrées en 2006 sur le site de Farako-Bâ.

I.1.3. Végétation

Selon GUINKO (1984), Farako-Bâ se situe dans le secteur phytogéographique sud-soudanien caractérisé essentiellement par une végétation de type savane arbustive et arborée. La strate arborée se compose principalement de *Parkia biglobosa*, de *Vitellaria paradoxa*, d'*Anacardium occidentale*, de *Bombax costatum*, de *Sclerocarya birrea* et de *Tamarindus indica*. Le tapis herbacé est constitué notamment d'*Andropogon spp*, de *Pennisetum pedicelatum* et d'*Eragrostis tremula*.

I.1.4. Caractéristiques édaphiques

Les sols de Farako-Bâ sont des sols rouges faiblement ferrallitiques (MORANT, 1984 ; SEDOGO *et al.*, 1991) et ferrugineux tropicaux (FOURNIER, 1991). Ces sols à texture sablo-limoneuse se caractérisent par des teneurs en matière organique, en bases échangeables et en azote relativement faibles (BADO, 1998). Leur P^H varie entre 5,01 à 5,4 (BADO, 1998 ; SEDOGO *et al.*, 1991).

I.2. Matériel et méthodes

I.2.1. Matériel d'étude

I.2.1.1. Matériel végétal

Le matériel végétal est constitué de 4 variétés qui sont :

- La FK37 : variété à port élancé. Elle a une hauteur de 1,50 m et ses feuilles présentent une pilosité moyenne. Son rendement potentiel est de 3,5 tonnes à l'hectare. Elle est originaire de l'INERA/Farako-Bâ
- La FK37, Bollgard II : variété transgénique. Elle a été obtenue à partir de la variété FK37 dans laquelle a été inséré le gène Bollgard II ;
- La STAM59A : variété à port pyramidal qui peut atteindre une hauteur de 1,2 m. Ses feuilles présentent une pilosité moyenne. Son rendement potentiel est de 3 tonnes à l'hectare. Elle est originaire du Togo ;
- La STAM59A, Bollgard II : variété transgénique, issue de la variété STAM59A dans laquelle est introduite le gène Bollgard II.

I.2.1.2. Matériel animal

Le matériel animal comprend l'ensemble des arthropodes inventoriés dans lesquels les effectifs de deux prédateurs (coccinelles et araignées) sont extraits, des mêmes prédateurs

obtenus par le filet fauchoir , l'observation visuelle des plants. A ce matériel, s'ajoutent les formes fixes de *B. tabaci* échantillonnées dans les parcelles de cotonnier.

I.2.1.3. Fumure minérale

La fumure minérale est composée de l'engrais coton NPKBS (15-20-15-6-1) et de l'urée (46 % d'azote) qui ont été apportés aux doses suivantes :

- L'engrais NPKBS : 150 kilogrammes à l'hectare
- L'Urée : 50 kilogrammes à l'hectare

I.2.2. Méthodes

I.2.2.1. Dispositif expérimental

L'essai est implanté suivant un dispositif expérimental à 6 objets. Les objets correspondent aux blocs. Chaque bloc d'une superficie de 320 m² est subdivisé en quatre parcelles égales considérées comme répétitions. Les échantillonnages sont effectués dans chacune des répétitions sur une superficie de 40 m². Chaque répétition compte dix lignes consécutives de vingt mètres. Les allées entre les blocs sont distantes de 2 m et une bande de 15 m de cotonnier conventionnel (FK37) sans applications insecticides a été réalisée autour de l'essai.

Les traitements à comparer distinguent les modes de contrôle des insectes nuisibles du cotonnier suivants :

1. la variété FK37 sans application insecticide (FK37, nt) ;
2. la variété FK37 traitée selon le programme vulgarisé (FK37, pv) ;
3. la variété FK37 contenant le gène Bollgard II sans application insecticide (FK37 , BgII) ;
4. la variété STAM59A sans application insecticide (STAM59A, nt),
5. la variété STAM59A traitée selon le programme vulgarisé (STAM59A, pv) ;
6. la variété STAM59A ayant le transgène Bollgard II sans application insecticide (STAM59A, Bg II)

I.2.2.2. Conduite de l'essai

I.2.2.2.1. Semis

Avant le semis, un labour a été réalisé au tracteur et la parcelle a été ensuite nivelée manuellement. Les variétés ont été semées le 26 juillet 2006 aux écartements de 0,8 m entre deux lignes et de 0,4 m sur la ligne avec deux plants par poquet soit 62.500 plants par hectare. Le calendrier des opérations culturales est donné en annexe III.

I.2.2.2. Entretien des parcelles

Les parcelles ont été désherbées manuellement. Deux sarclo-binages ont été réalisés en même temps que l'épandage des engrais. Un buttage manuel a été effectué. Les traitements des insecticides ont été réalisés dans les deux objets réservés à cet effet. Ils ont été réalisés à l'aide d'un appareil à dos à pression entretenue muni d'une rampe horizontale débitant 150 litres de bouillie insecticide à l'hectare. Aucun traitement insecticide n'a été appliqué dans les variétés transgéniques.

Au total, six applications insecticides ont été effectuées avec les produits chimiques selon les périodes et les doses mentionnées au tableau II. L'intervalle entre deux applications est de 14 jours, la première application étant effectuée 30 jours après levée.

Tableau II : Produits de traitement insecticides utilisés lors des expérimentations 2006.

Périodes	Substances actives	Doses/ha
T1: 30 jal	Profenofos 500 g/l	1000 cc
T2: 44 jal	Profenofos 500 g/l	1000 cc
T3: 58 jal	Cyperméthrine 36 g/l-endosulfan 350 g/l	1000 cc
T4: 72 jal	Cyperméthrine 36 g/l-endosulfan 350 g/l	1000 cc
T5: 86 jal	Cyperméthrine 72g/l-Acétamipride 16g/l	500 cc
T6: 100 jal	Cyperméthrine 72g/l-Acétamipride 16g/l	500 cc

I.2.2.3. Collecte des données

L'étude a été conduite au cours de la saison humide de l'année 2006. Les différents échantillonnages ont été effectués à partir du mois de septembre. En effet, la dynamique et l'abondance des prédateurs de *B. tabaci* sur deux variétés de cotonniers du Burkina Faso à trois modalités ont été obtenues avec trois méthodes différentes mais complémentaires :

- L'observation visuelle des plants de cotonniers ;
- Le procédé du filet fauchoir ;
- La méthode des bacs.

Ces méthodes ont débuté à des dates d'échantillonnage différentes.

I.2.2.3.1. Piégeage avec les pièges à eau

Ils ont été réalisés chaque semaine du 19 septembre au 5 décembre avec 3 pièges à eau (bleu, jaune et blanc) déposés suivant la diagonale dans chaque répétition (Planche III A, page 26) Pour la capture, on met de l'eau jusqu'au 2/3 du bac puis on ajoute quelques gouttes de savon liquide et de formol. Vingt-quatre (24) heures après, les individus présents dans ces bacs sont récupérés à l'aide d'un tamis et placés dans des flacons plastiques contenant de l'alcool à 90° C. Au laboratoire, l'identification des individus est suivie du dénombrement des prédateurs de *B. tabaci*. Pour chaque individu, l'Embranchement, la Classe, l'Ordre, la Famille, le Genre et souvent l'espèce sont déterminés. Au total, 12 séries de piégeages avec les bacs ont été effectuées. Cette méthode a permis d'inventorier les arthropodes inféodés au cotonnier et parmi, deux prédateurs (coccinelles et araignées) de *B. tabaci* extraits de ces arthropodes.

I.2.2.3.2. Observations visuelles des plants

Les observations ont été effectuées chaque semaine du 13 septembre 2006 au 6 décembre 2006. Les mouches blanches et leurs prédateurs ont été dénombrés sur la 5^{ème} feuille terminale (NARANJO et FLINT, 1984) de 20 plants de cotonniers consécutifs par répétition. Ces plants sont pris sur les deux lignes centrales (soit 10 plants par ligne) dans chaque répétition. Le comptage des prédateurs a été fait à l'œil nu en retournant délicatement chaque feuille tandis que les larves de *B. tabaci* ont été dénombrées à l'aide d'une loupe oculaire portative de 6,25 cm². Au total, 13 séries d'observations ont été effectuées.

I.2.2.3.3. Capture au filet fauchoir

Ces échantillonnages ont été réalisés une fois par semaine du 15 septembre 2006 au 8 décembre 2006. Au total, 13 séries de captures ont été effectuées. Ces échantillonnages ont consisté en 10 coups de filet fauchoir (planche, page) effectué sur les deux lignes centrales de chaque répétition. Les arthropodes ainsi capturés sont placés dans des flacons plastiques contenant de l'alcool à 90° C. Une fois au laboratoire, ces arthropodes sont identifiés et les prédateurs de *B. tabaci* sont dénombrés.

I.2.2.4. Méthodes de calcul et analyse statistique des données

I.2.2.4.1. Méthodes de calcul

Les données brutes des pièges à eau issues de l'inventaire indiquent les effectifs des arthropodes du cotonnier obtenus par variété, par traitement et par groupe taxonomique. Elles permettent la détermination de certains paramètres d'appréciation des individus du cotonnier tels que l'abondance et la diversité. L'abondance est exprimée par les différents effectifs obtenus (nombre moyen d'individus collectés). La diversité est évaluée à partir des indices de

Shannon-Weaver (H') et d'équitabilité (E). Le premier tient compte du nombre de taxa rencontrés. Sa valeur est donnée par :

$$H' = -\sum P_i \times \log_2 (P_i)$$

$$P_i = N_i/N$$

N_i = nombre d'individus par espèce ; N = nombre total d'individus du peuplement ; S = nombre total de taxa rencontrés sur la parcelle.

L'équitabilité (E) ou régularité mesure la répartition équitable des taxa et permet de comparer des peuplements comportant des nombres de taxa différents. Sa valeur est donnée par la formule :

$$E = H' / \log_2 (S)$$

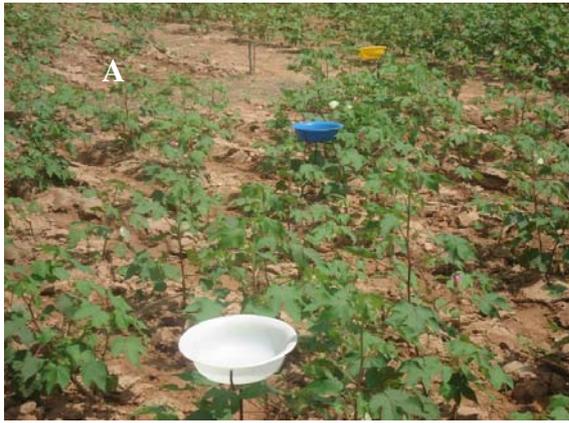
L'équitabilité tend vers 0 lorsqu'un taxon domine assez largement un peuplement et est égal à 1 lorsque tous les groupes sont uniformément représentés.

Ces indices ont été utilisés pour comparer les effets des traitements sur la diversité et la composition de la communauté des arthropodes du cotonnier inventoriés avec les bacs.

I.2.2.4.2. Analyse statistique des données

Une analyse de variance (ANOVA) a été réalisée à l'aide du logiciel XLSTAT version 6.1.9. Certaines données ont parfois nécessitées une transformation préalable avant analyse par la relation $(X = (x+0,5)^{1/2})$ pour toutes les autres variables continues. Les moyennes, lorsque des différences étaient mises en évidence, ont été classées à l'aide du test de Fisher au seuil de signification de 5 %. Les objets qui ne diffèrent pas statistiquement entre eux ont été affectés de la même lettre. Les résultats sont exprimés en :

- Nombre moyen de prédateurs par plant, par bac et coups de filet fauchoir
- Nombre moyen de larves de *B. tabaci* par feuille.



A : Pièges bacs; **B** : Collecte des Arthropodes ; **C** : Arthropodes placés dans des flacons plastiques et conservés au laboratoire ; **D** : Identification des Arthropodes

Planche III : Capture et identification des Arthropodes des pièges bacs, Farako-Bâ, Burkina Faso, 2006 (source)

Chapitre II : Résultats et discussions

II.1. Résultats

II.1.1. Impact du Cotonnier Bollgard II sur les Arthropodes non cibles

Au cours des 12 séries de captures par les bacs, 15307 macro-invertébrés ont été collectés dans l'ensemble des traitements. Le matériel de ces collectes se répartit en 9 Ordres et 45 Familles (Tableau III). L'inventaire indique que l'Ordre des Diptères domine (11603 individus), suivi de celui des Hemiptères (2287 individus). Viennent ensuite les Coléoptères (561 individus), les Hyménoptères (552 individus) et les Lépidoptères (188 individus). Les 4 Ordres restants : Araneae, Mantodea, Orthoptères, et Thysanoptères représentent un total de 116 captures.

Les effectifs moyens des Arthropodes varient avec le type de contrôle des nuisibles du cotonnier. Ainsi, les cotonniers conventionnels et transgéniques sans applications insecticides abritent davantage d'individus que les cultures traitées.

L'analyse de variance réalisée sur les effectifs moyens de l'entomofaune des différents traitements des deux variétés de l'étude a révélé que sur les 45 Familles collectées, 4 seulement en l'occurrence les Asilidae, les Cydnidae, les Formicidae et les Noctuidae ont présenté des différences significatives au seuil de probabilité de 0,05 ($P < 0,05$). Pour toutes ces familles, les collectes ont été significativement plus importantes sur les cotonniers conventionnels et transgéniques sans applications insecticides en comparaison aux cotonniers traités selon le programme de protection classique.

Tableau III : Composition taxonomique de l'entomofaune du cotonnier obtenue avec les bacs suivant les variétés et les traitements.

ORDRES	FAMILLES	EFFECTIF MOYEN PAR TRAITEMENTS						EFFECTIF TOTAL PAR VARIETE		EFFECTIF TOTAL
		VARIÉTÉ STAM 59 A			VARIÉTÉ FK 37			STAM 59 A	FK37	
		Stam59A, nt	Stam59A, pv	Stam59A, BgII	FK37, nt	Fk37, pv	FK37, BgII			
ARANEAE	Araneidae	0,72	0,72	0,71	0,73	0,72	0,73	33	16	49
COLEOPTERA	Chrysomelidae	0,80	0,82	0,80	0,79	0,84	0,82	88	102	190
	Coccinellidae	0,73	0,74	0,74	0,75	0,73	0,73	22	25	47
	Curculionidae	0,72	0,72	0,72	0,72	0,71	0,73	10	11	21
	Meloidae	0,80	0,76	0,82	0,87	0,81	0,86	84	163	247
	Scarabaeidae	0,71	0,71	0,71	0,72	0,71	0,71	1	3	4
	Staphylinidae	0,71	0,72	0,71	0,73	0,72	0,71	8	12	20
	Tenebrionidae	0,73	0,73	0,72	0,72	0,72	0,72	20	12	32
DIPTERA	Agromyzidae	2,91	2,17	2,92	2,56	2,73	2,89	5266	5717	10983
	Asilidae	0,73 ab	0,76 a	0,72 b	0,73 a	0,73 a	0,71 b	27	18	45
	Calliphoridae	0,84	0,85	0,81	0,79	0,79	0,79	114	75	189
	Culicidae	0,82	0,81	0,84	0,86	0,84	0,80	115	146	261
	Muscidae	0,79	0,73	0,75	0,77	0,76	0,77	44	58	102
	Dolichopididae	-	-	-	0,71	0,71	0,71	-	1	1
	Sarcophagidae	0,72	0,72	0,71	0,71	0,71	0,72	7	8	15
	Syrphidae	0,71	0,71	0,71	0,72	0,71	0,71	2	5	7
HEMIPTERA	Alydidae	0,71	0,71	0,71	0,71	0,71	0,71	1	1	2
	Anthophoridae	0,71	0,71	0,71	-	-	-	1	-	1
	Cercopidae	0,73	0,73	0,74	0,74	0,77	0,79	21	57	78
	Coreidae	0,73	0,72	0,72	0,72	0,73	0,71	14	11	25
	Cydnidae	0,89 a	0,74 b	0,80 a	0,84 a	0,73 b	0,84 a	133	109	242
	Flatidae	0,85	0,88	0,91	0,82	0,87	0,86	155	153	308
	Cicadellidae	1,27	1,04	1,17	1,17	1,07	1,11	700	584	1284
	Lygaeidae	0,76	0,76	0,77	0,77	0,78	0,79	67	72	139
	Miridae	0,80	0,79	0,76	0,78	0,76	0,78	81	77	158
	Pentatomidae	0,72	0,72	0,71	0,72	0,73	0,71	9	14	23
	Pyrrhocoridae	0,71	0,72	0,72	0,71	0,72	0,74	9	15	24
	Rhopalidae	-	-	-	0,71	0,71	0,71	-	3	3
HYMENOPTERA	Apidae	0,79	0,75	0,74	0,75	0,77	0,80	49	60	109
	Eumenidae	0,71	0,71	0,71	0,71	0,71	0,71	4	3	7
	Formicidae	0,74	0,78	0,79	0,74 a	0,75 a	0,73 b	63	32	95
	Ichneumonidae	0,71	0,71	0,71	0,71	0,71	0,71	2	1	3
	Leucospidae	0,72	0,71	0,71	0,71	0,71	0,71	6	1	7
	Mymaridae	0,71	0,71	0,71	-	-	-	1	-	1
	Sphecidae	0,84	0,79	0,78	0,80	0,78	0,82	90	83	173
	Vespidae	0,80	0,78	0,78	0,79	0,82	0,77	73	84	157
LEPIDOPTERA	Noctuidae	0,77 a	0,73 b	0,78 a	0,81 a	0,74 b	0,77 a	46	58	104
	Nymphalidae	0,74	0,73	0,72	0,74	0,72	0,73	25	20	45
	Plutellidae	0,71	0,71	0,71	0,71	0,71	0,71	1	1	2
	Pyralidae	0,74	0,74	0,74	0,73	0,72	0,72	25	12	37
MANTODEA	Mantidae	0,71	0,72	0,71	0	0	0	6	0	6
ORTHOPTERA	Acrididae	0,72	0,72	0,71	0,73	0,72	0,72	9	12	21
	Tettigoniidae	0,72	0,71	0,72	0,71	0,71	0,71	8	4	12
THYSANOPTERA	Phlaeothripidae	0,71	0,71	0,71	0,71	0,71	0,71	1	1	2
	Thripidae	0,72	0,71	0,71	0,74	0,71	0,71	6	20	26

NB : Pour une ligne dans une variété et un niveau taxonomique donnés, les moyennes suivies des mêmes lettres ne sont pas significativement différentes ($P < 0.05$)

Le nombre maximum de taxons collectés a été identique entre les variétés (tableau IV). Toutefois, la répartition de ces taxons entre les traitements a varié de 2 à 3 points respectivement pour les variétés STAM 59A et FK37. Sur la variété de cotonnier FK37, la diversité des taxons mesurée à l'aide de l'indice de Shannon-weaver, ainsi que la représentativité des individus à l'intérieur des taxons ont été plus réduites sur les cotonniers traités que sur les cotonniers transgéniques et leurs isogéniques en absence de protection insecticide. Par contre, sur la variété STAM59 A, la diversité et la représentativité des arthropodes ont été plus faibles sur les cotonniers transgéniques.

Tableau IV : Diversité et richesse des Arthropodes obtenues en fonction des variétés et des traitements pendant la campagne 2006.

Variétés	Traitements	Richesse taxonomique	Indice de Shannon Weaver	Equitabilité
	FK37, BgII	35	0,559	0,362
FK37	FK37, nt	38	0,689	0,436
	FK37, pv	36	0,516	0,331
	STAM59A, nt	36	0,626	0,402
STAM 59 A	STAM59A, pv	38	0,677	0,428
	STAM59A, BgII	38	0,533	0,337

II.1.2. Impact du Cotonnier Bollgard II sur les formes fixes de *Bemisia tabaci*.

Pour mieux appréhender, le profil de fluctuation des populations des prédateurs, l'évolution de leurs proies, notamment les formes fixes de *B. tabaci* ont été étudiées. L'analyse de l'évolution des formes fixes de *B. tabaci* (Figures 5 et 6) a montré une différence significative entre les traitements. La séparation des moyennes indique que les variétés de cotonniers FK37 et STAM 59A, qui ont été traitées selon le programme de protection vulgarisé abritent significativement plus de formes fixes de *B. tabaci*. Les variétés conventionnelles FK37 et STAM 59A ainsi que leurs isogéniques indiquent en absence de protection insecticide, des niveaux de populations statistiquement équivalents à toutes les dates où des différences significatives ont été révélées.

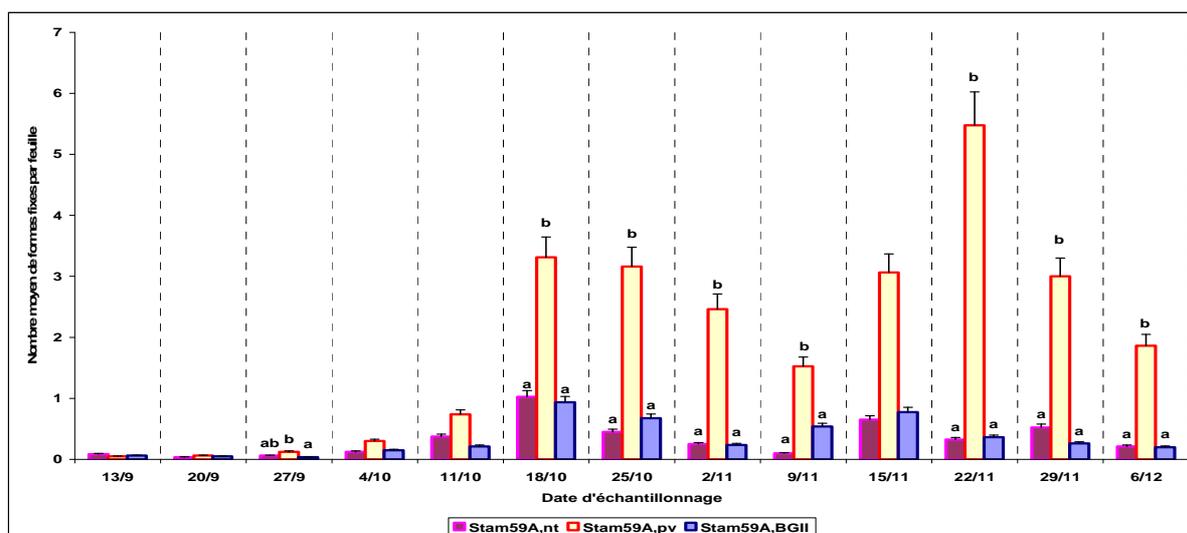


Figure 5 : Evolution comparée de nombre moyen de formes fixes de *B. tabaci* pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété STAM59A.

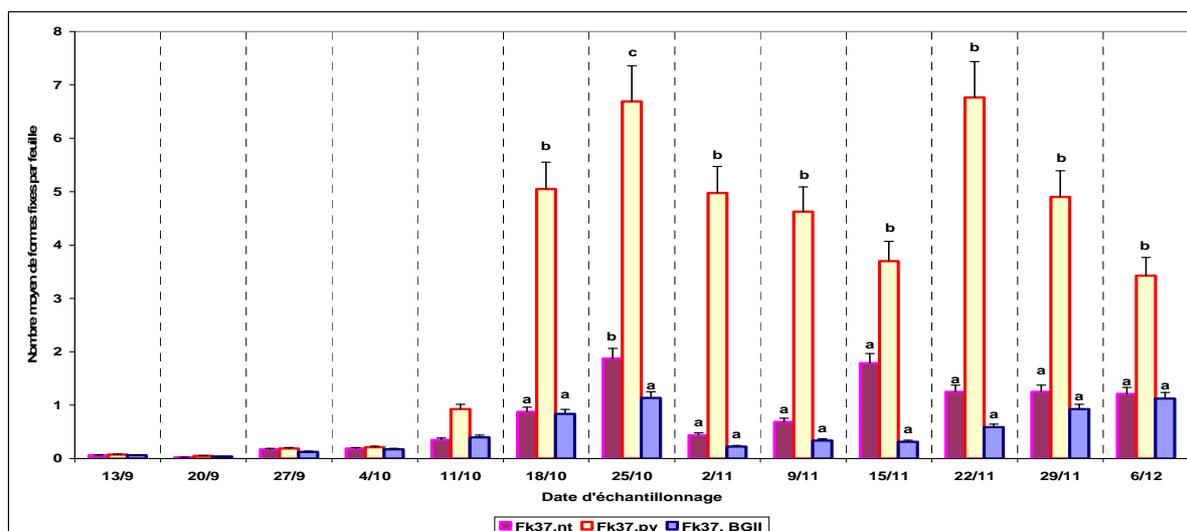


Figure 6 : Evolution comparée du nombre moyen de formes fixes de *B. tabaci* par feuille pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété FK37.

II.1.3. Impact du Cotonnier Bollgard II sur les prédateurs de *B. tabaci*

II.1.3.1. Abondance des prédateurs

Les populations d'araignées affichent des effectifs 4 fois plus importants que ceux des coccinelles. Les effectifs cumulés des prédateurs varient avec les traitements quel que soit le type de collecte (Tableau V). De façon générale, on note que les cotonniers transgéniques et conventionnels non traités enregistrent plus de prédateurs que les cotonniers qui ont reçu des applications insecticides. Pour la variété FK37, les effectifs des arthropodes bénéfiques sont relativement majoritaires dans le traitement FK37, nt. En revanche, sur la variété STAM59 A, le traitement STAM59A, Bg II affiche les effectifs les plus importants.

Tableau V : Effectifs cumulés par variété et par traitement, des populations de prédateurs de *B. tabaci* enregistré selon trois types d'échantillonnage pendant la campagne 2006.

Types d'échantillonnages	Variétés de cotonnier	Traitements	Coccinelles	Araignées	Total prédateurs
Observations visuelles	FK 37	FK37, nt	13	85	98
		FK37, pv	4	35	39
		FK37, BgII	14	75	89
	STAM 59 A	STAM59A, nt	8	38	46
		STAM59A, pv	4	24	28
		STAM59, BgII	13	43	56
Bac	FK 37	FK37, nt	12	6	18
		FK37, pv	6	4	10
		FK37, BgII	7	6	13
	STAM 59 A	STAM59A, nt	5	9	14
		STAM59A, pv	8	10	18
		STAM59, BgII	9	14	23
Filet fauchoir	FK 37	FK37, nt	2	13	15
		FK37, pv	2	9	11
		FK37, BgII	5	11	16
	STAM 59 A	STAM59A, nt	2	32	34
		STAM59A, pv	1	8	9
		STAM59, BgII	5	14	19
TOTAL GENERAL			120	436	556

II.1.3.2. Evolution du nombre moyen des prédateurs de *B. tabaci* en fonction du type d'échantillonnage.

II.1.3.2.1. Echantillonnage par les pièges à eau

II.1.3.2.1.1. Les coccinelles

L'analyse de l'évolution du nombre moyen de coccinelles collectées à partir des pièges à eau (Figures 7 et 8), n'indique aucune différence statistique entre les traitements comparés, quelle que soit la variété utilisée.

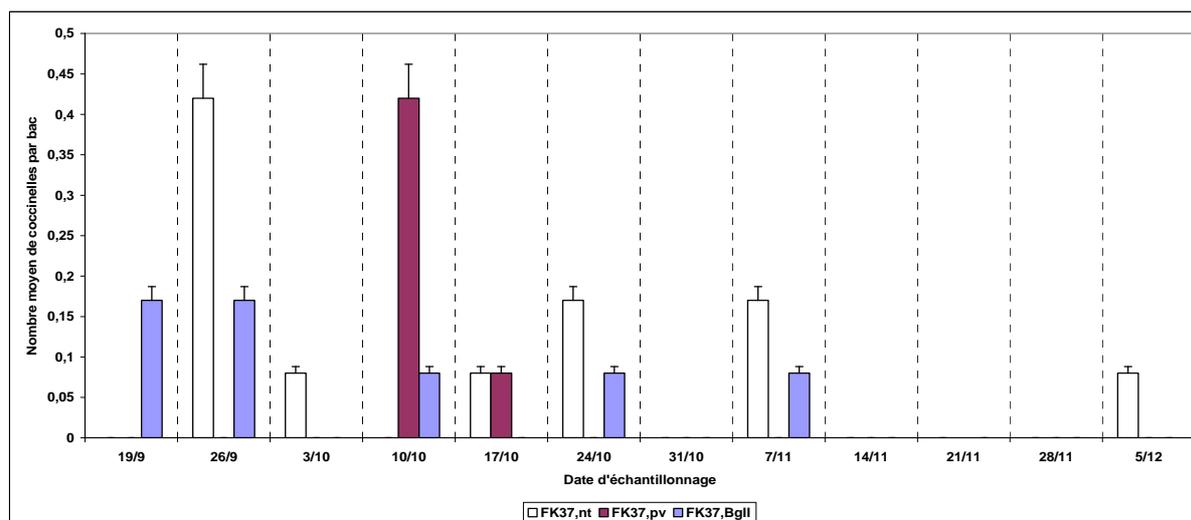


Figure 7 : Evolution comparée du nombre moyen de coccinelles collectées par bac pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété FK37.

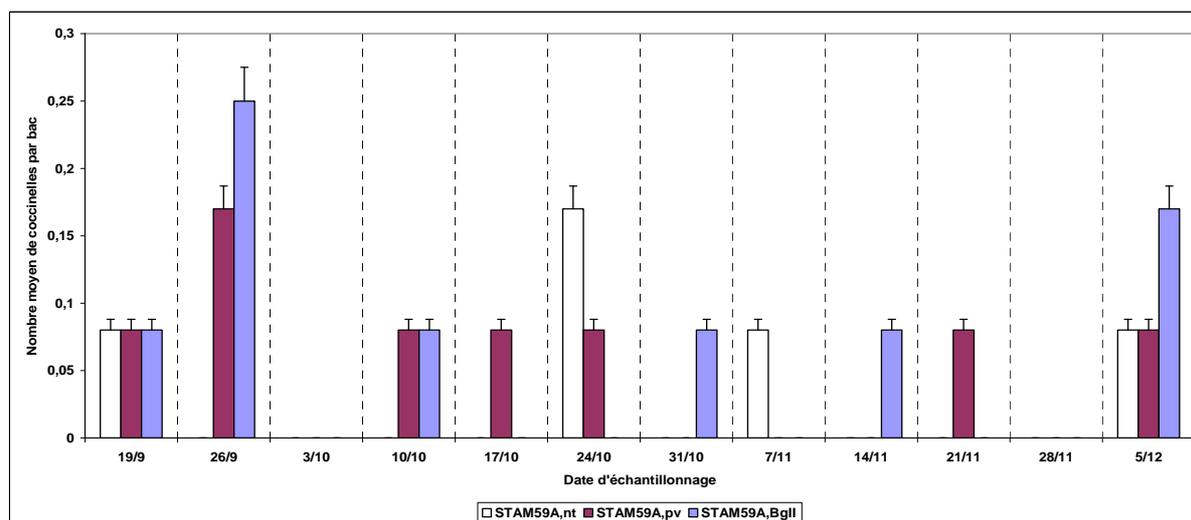


Figure 8 : Evolution comparée du nombre moyen de coccinelles collectées par bac pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété STAM 59 A.

II.1.3.2.1.2. Les araignées

Aucune différence significative n'est observée et ce pour toutes les variétés, entre les traitements en terme de nombre moyen d'araignées au seuil de probabilité de 0,05 (Figures 9 et 10).

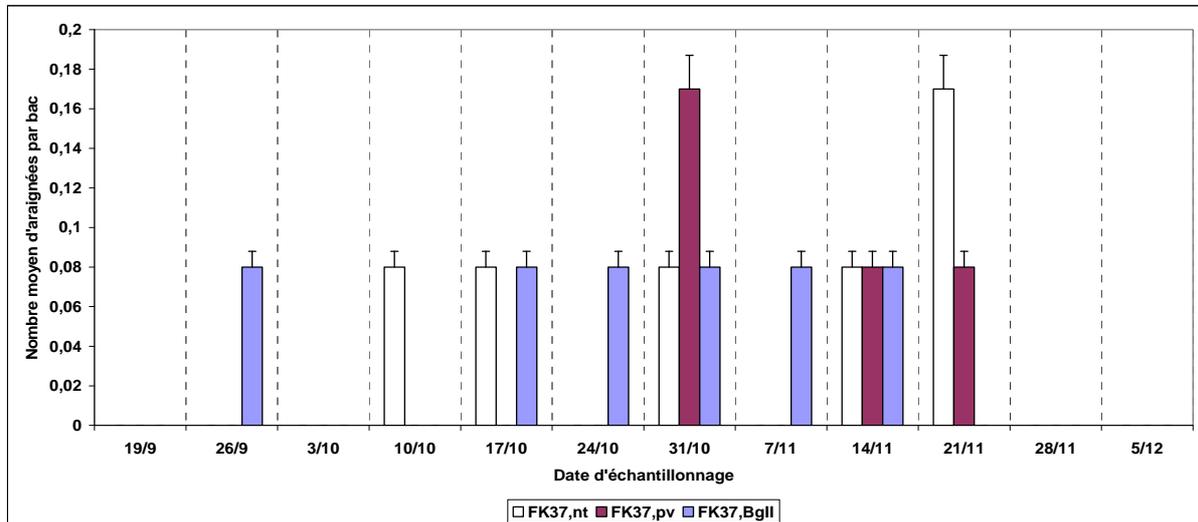


Figure 9 : Evolution comparée du nombre moyen d'araignées collectées par bac pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété FK37.

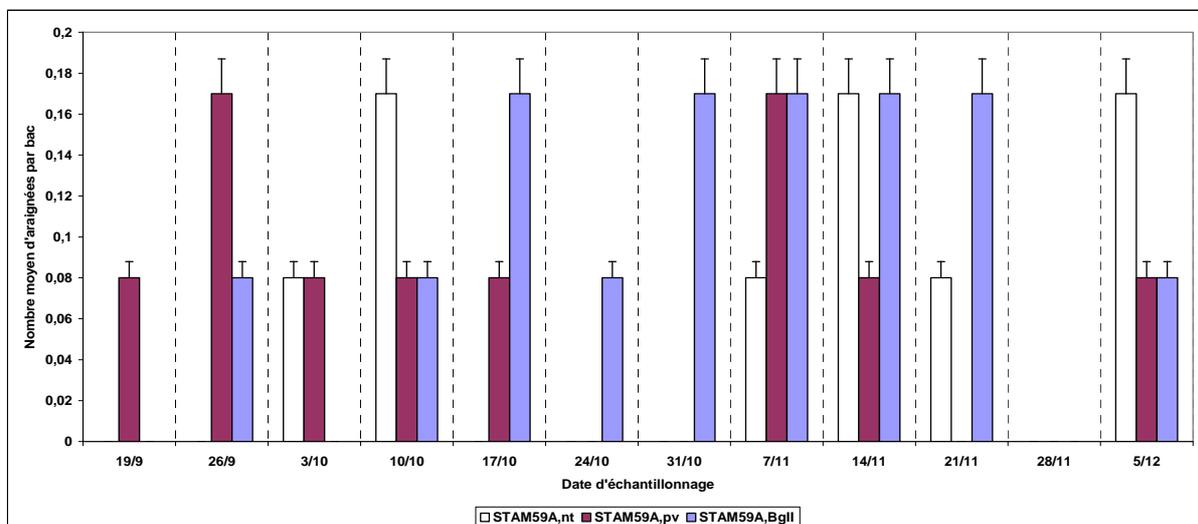


Figure 10 : Evolution comparée du nombre moyen d'araignées collectées par bac pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété STAM 59 A.

II.1.3.2.2. Echantillonnage par le filet fauchoir

II.1.3.2.2.1. Les coccinelles

Les figures 11 et 12 illustrent l'évolution du nombre moyen de coccinelles collectées à l'aide du filet fauchoir dans chacun des trois traitements des deux variétés de l'étude. L'analyse de variance n'a révélé aucune différence significative entre les traitements au seuil de probabilité de 0,05 ($P > 0,05$).

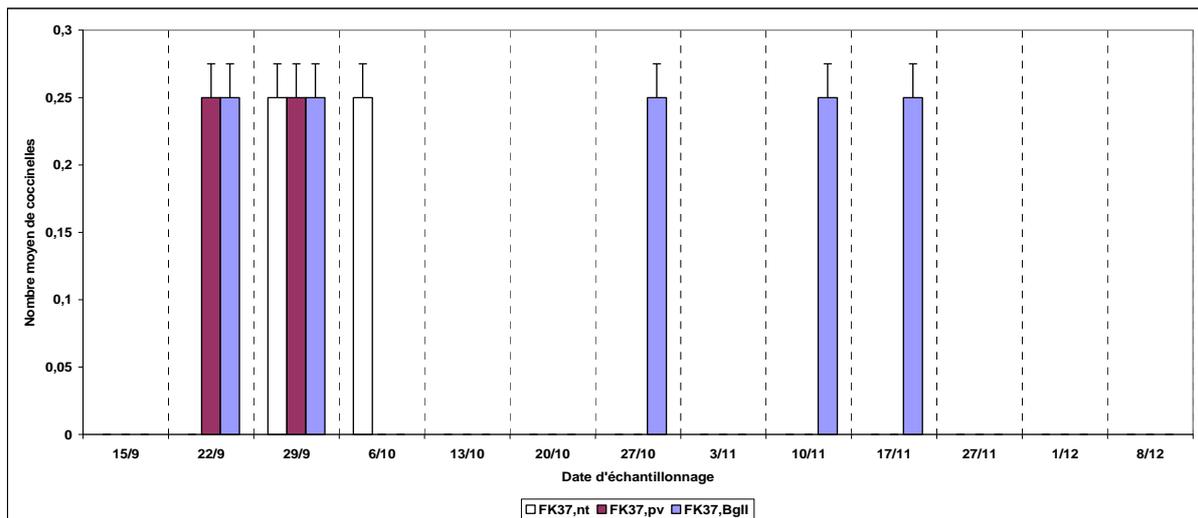


Figure 11 : Evolution comparée du nombre moyen de coccinelles collectées par filet fauchoir pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété FK37.

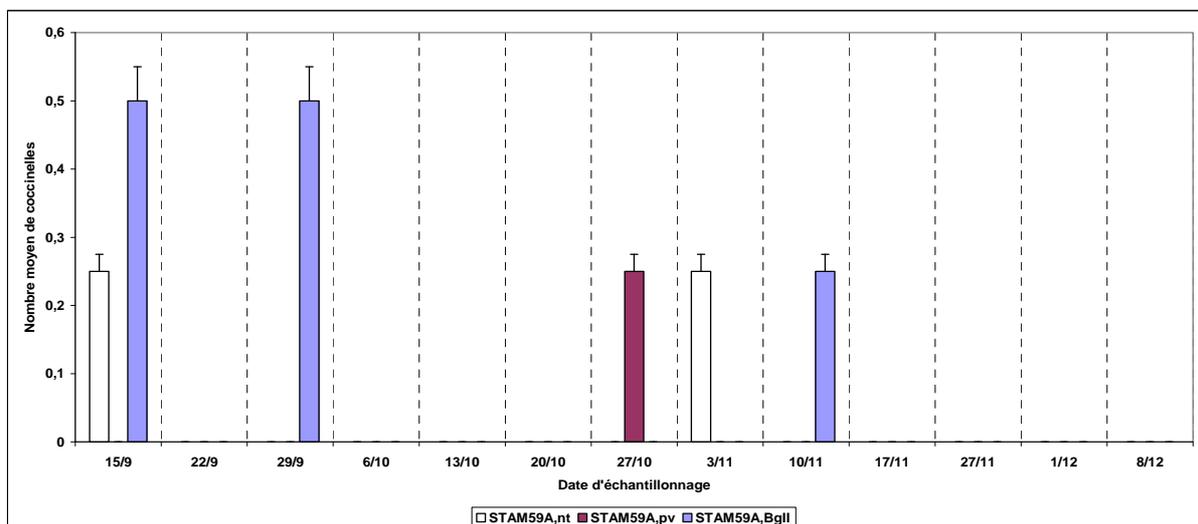


Figure 12 : Evolution comparée du nombre moyen de coccinelles collectées par filet fauchoir pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété STAM 59 A.

II.1.3.2.2. Les araignées

Sur la variété FK37, aucune différence significative entre les traitements n'a été mise en évidence par l'analyse de variance au seuil de probabilité de 0,05 ($P > 0,05$) (Figure 13). Par contre, pour la variété STAM59A, l'analyse a révélé une différence significative entre les traitements, à la date 3/11 ($P = 0,003$) (Figure 14). La séparation des moyennes indique que les cotonniers de cette variété qui n'ont pas reçu d'applications insecticides, abritent significativement plus d'araignées, que les cotonniers qui ont été traités, ainsi que les cotonniers transgéniques de la même variété.

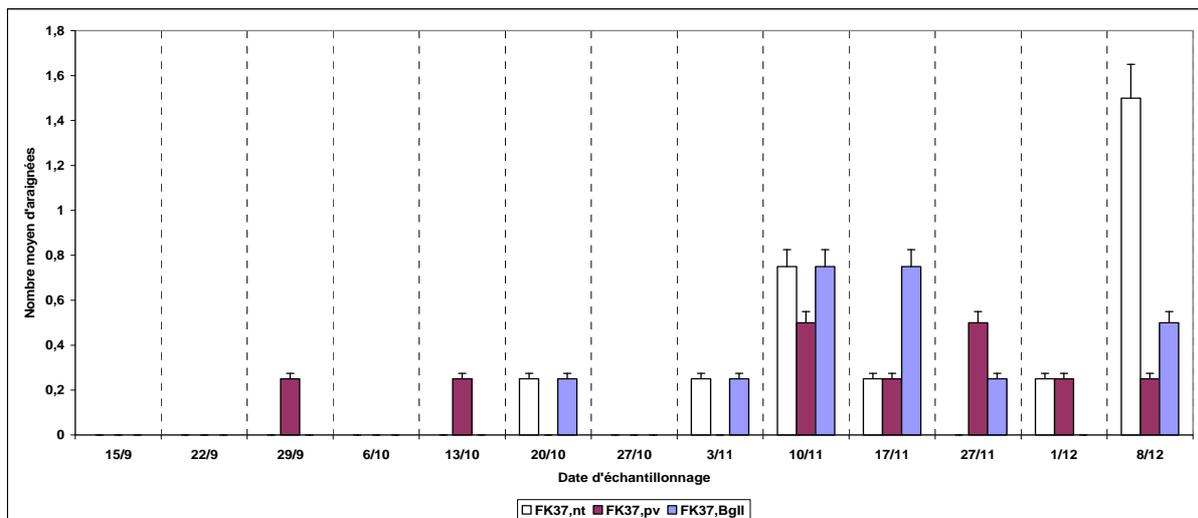


Figure 13 : Evolution comparée du nombre moyen d'araignées collectées par filet fauchoir pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété FK37.

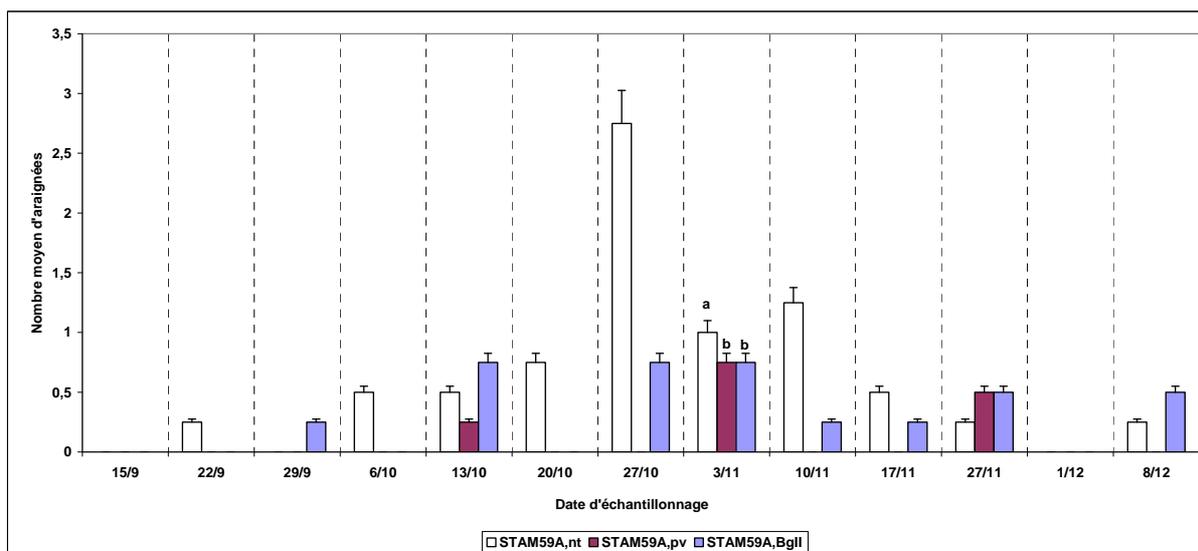


Figure 14 : Evolution comparée du nombre moyen d'araignées collectées par filet fauchoir pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété STAM59A.

II.1.3.2.3. Les observations visuelles

II.1.3.2.3.1. Les coccinelles

Les figures 15 et 16 montrent l'évolution du nombre moyen de coccinelles observées par plant. Aucune différence significative entre les traitements n'a été mise en évidence par l'analyse de variance au seuil de probabilité 0,05 ($P > 0,05$).

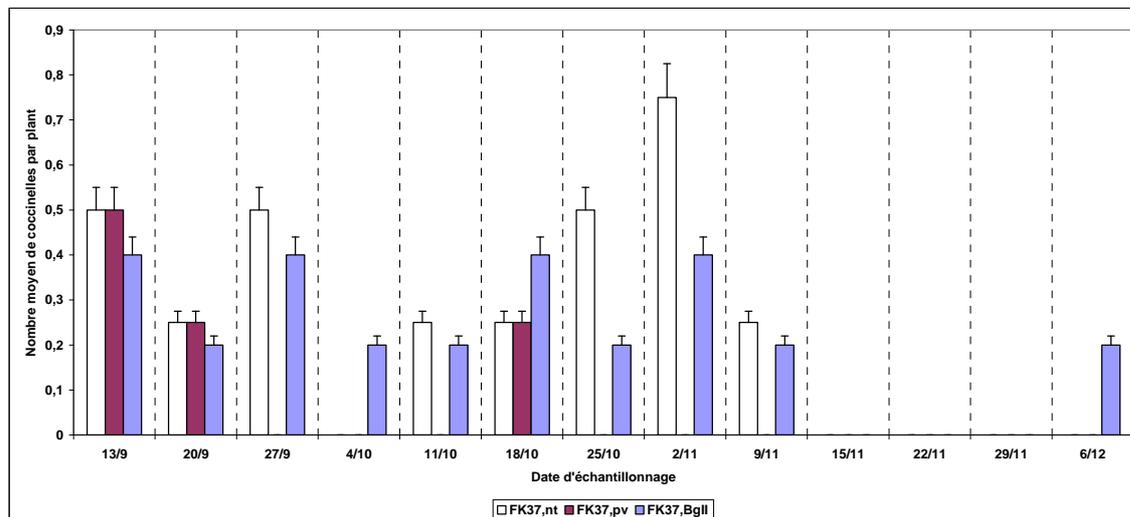


Figure 15 : Evolution comparée du nombre moyen de coccinelles observées par plant pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété FK37.

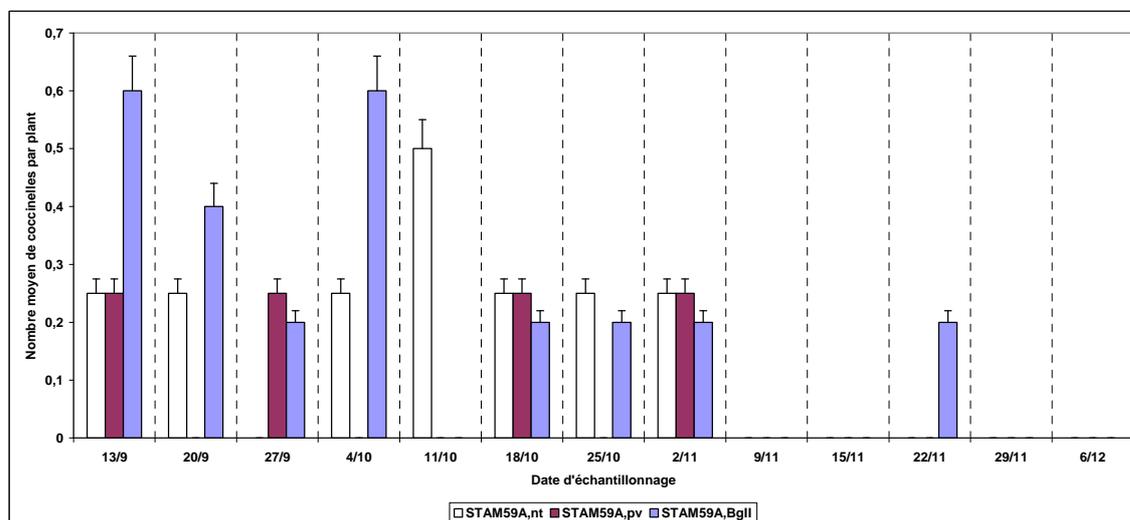


Figure 16 : Evolution comparée du nombre moyen de coccinelles observées par plant pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété STAM 59 A.

II.1.3.2.3.2. Les araignées

L'analyse de l'évolution des populations d'araignées (Figure 17) montre que sur les variétés de cotonnier FK37, le nombre moyen d'individus ne diffère pas significativement entre les traitements au seuil de probabilité 0,05. Par contre, sur la variété STAM59 A (figure 18), à la date du 29 novembre 2006, les populations d'araignées sur les cotonniers transgéniques et leurs isogéniques traités sont équivalentes, mais significativement moins importantes que les populations enregistrées sur cette variété en absence d'applications insecticides.

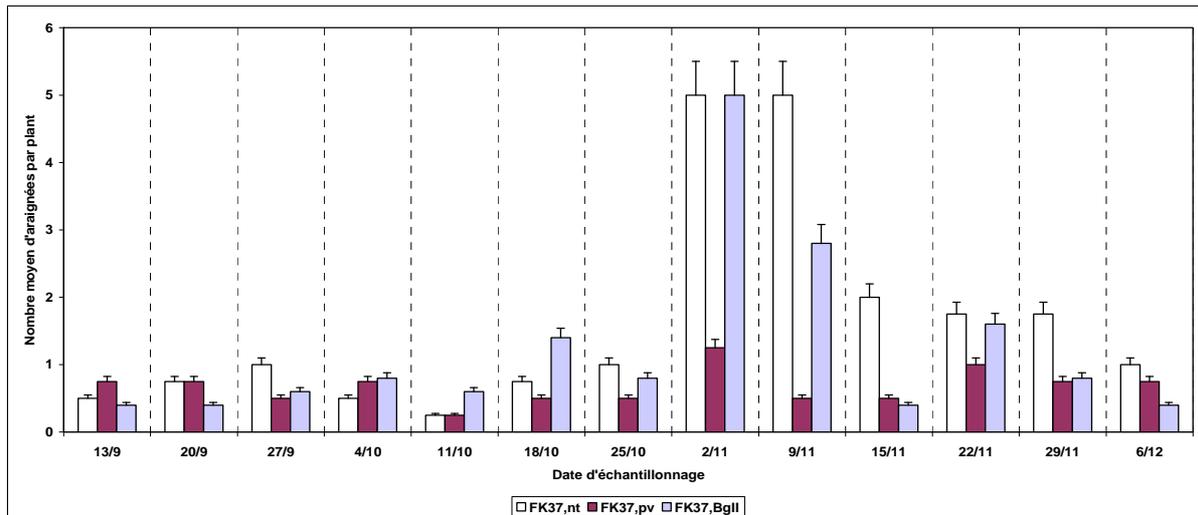


Figure 17 : Evolution comparée du nombre moyen d'araignées observées par plant pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété FK37, nt

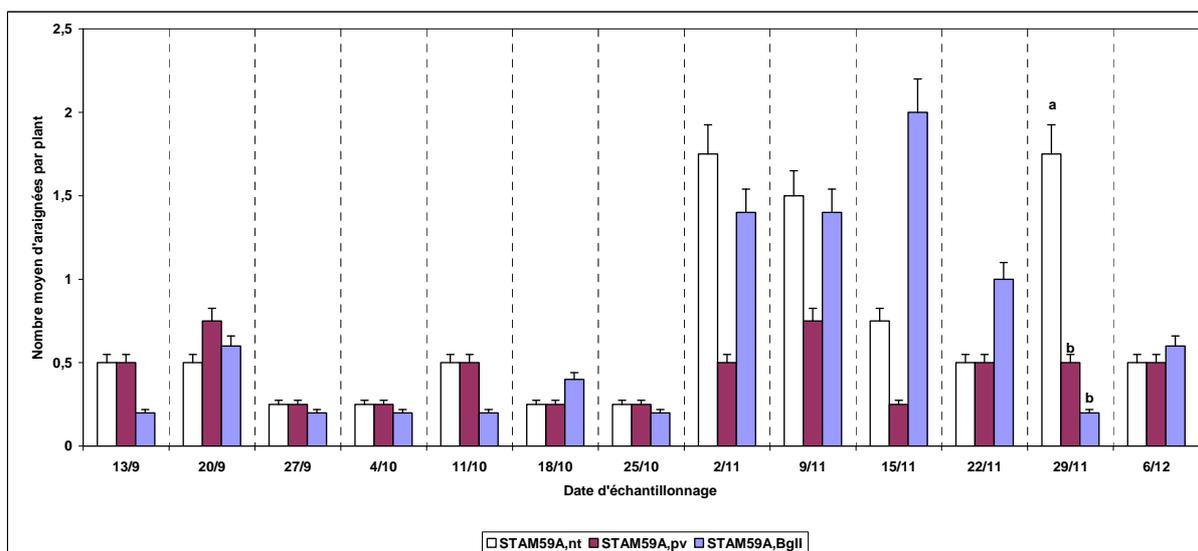


Figure 18 : Evolution comparée du nombre moyen d'araignées observées par plant pendant la campagne 2006, dans les parcelles de la variété STAM 59 A.

II.2. Discussion

II.2.1. Impact du cotonnier Bollgard II sur les Arthropodes non cibles

Les investigations menées au cours de cette étude avaient pour objectif d'évaluer l'impact du cotonnier Bollgard II sur les arthropodes inféodés au cotonnier. Les collectes à l'aide de pièges à eau ont montré que la répartition des taxons reste très proche entre les traitements comparés, et ce quelle que soit la variété considérée. Cependant, sur la variété de cotonnier FK37, la diversité des taxons, mesurée à l'aide de l'indice de Shannon-weaver, ainsi que la représentativité des individus à l'intérieur des taxons semblent plus réduites sur les cotonniers traités que sur les cotonniers transgéniques et leurs isogéniques non traités. Par contre, sur la variété STAM59 A, la diversité et la représentativité des arthropodes ont été plus faibles sur les cotonniers transgéniques. Ces résultats s'accordent à ceux de WILSON *et al.* (1992) ; WU *et* GUO (2003) ; NARANJO *et al.* (2004) ; HAGERTY *et al.* (2005) ainsi qu'à ceux de WHITHEHOUSE *et al.* (2005), qui ont montré que les applications insecticides sur les cotonniers conventionnels, réduisaient beaucoup plus les populations d'insectes utiles que les cotonniers transgéniques. La colonisation des plants de cotonnier par les populations d'arthropodes n'a pas varié entre les traitements pour les deux variétés et ce pour la majorité des taxons collectés. Les causes probables sont incertaines mais pourraient être imputables à la méthode de collecte, la nature et la disponibilité de la ressource alimentaire, les conditions climatiques, notamment la température et l'humidité relative.

Par ailleurs, à l'exception des Cydnidae, des Asilidae, des Formicidae et des Noctuidae, l'analyse de variance pour la majorité des taxons collectés, n'a pas mis en exergue une influence des traitements sur les arthropodes, et ce pour les variétés FK37 et STAM 59A. Parmi les taxons qui ont été affectés par les traitements, seuls les Asilidae et les Formicidae ont vu leurs effectifs réduits sur les cotonniers transgéniques. Ces résultats s'accordent aux travaux de MEN *et al.* (2003), qui ont rapporté des baisses de populations d'arthropodes sur des cotonniers ayant reçus le gène Bollgard. La réduction significative des populations d'Asilidae sur les cotonniers transgéniques pourrait s'expliquer par l'altération du site de ponte de cet insecte. En effet, les travaux de Crickmore (2006), ont montré que les toxines du Bt sont présentes dans les tissus foliaires et dans les organes florifères, qui selon SCHOLTZ et HOLM (1985), constituent des sites de pontes pour les Asilidae. De plus, selon la classification de Crickmore *et al.* (1998), les Asilidae qui appartiennent à l'ordre des Diptères sont sensibles à la classe des toxines CryII, exprimées dans le cotonnier Bollgard II. En outre, l'effet des cotonniers Bollgard II sur les Formicidae, pourrait s'expliquer par une perte en

qualité de la ressource alimentaire que constitue le miellat sécrété par les pucerons et les mouches blanches en particulier, suite à une possible métabolisation des delta endotoxines par ces insectes. En effet, de nombreux facteurs tendent à favoriser l'acquisition et la métabolisation des toxines par *B. tabaci* en particulier et ce, aussi bien au niveau de la physiologie des plantes transgéniques, que de la biologie du ravageur. Au niveau de la physiologie de la plante, CRICKMORE (2006) affirme que les toxines sont produites sous une forme soluble dans les cellules de la plante. Cela augmente les chances d'acquisition et de métabolisation des toxines par l'insecte, notamment par le biais des échanges de fluides, et ce d'autant plus que l'insecte passe l'essentiel de son cycle le stylet enfoncé dans la sève du phloème (BYRNES et BELLOWS, 1991).

II.2.2. Impact du cotonnier Bollgard II sur les formes fixes de *B. tabaci*

Les résultats de l'étude indiquent que les infestations de *B. tabaci* ne sont pas affectées par les δ -endotoxines du coton Bollgard II. Ces résultats s'accordent à ceux de NARANJO (2002 et 2005) ; WU et GUO, (2003), HAGERTY *et al.* (2005) et de GUTIERREZ *et al.* (2006). En effet, ces auteurs ont conclu, en suivant la dynamique des populations de *B. tabaci* sur des cotonniers exprimant la protéine insecticide Cry1Ac aux USA, qu'aucun des stades de développement du ravageur n'est affecté par la toxine. Ils s'opposent cependant aux conclusions de LUMBIERRES *et al.* (2004) qui ont constaté de plus fortes densités de pucerons sur du maïs transgénique, exprimant la protéine insecticide Cry1Ab. Peu d'études ont expliqué l'innocuité des toxines vis-à-vis des insectes à régime piqueurs suceurs tels que *B. tabaci*. Cependant, l'une des hypothèses qui pourrait expliquer ces résultats est que les δ -endotoxines Cry1Ac et Cry2Ab du cotonnier Bollgard II, n'affectent pas les caractéristiques morphologiques et physiologiques de la plante qui régissent les infestations de *B. tabaci*. En effet, de nombreux facteurs concourent au choix de la plante hôte pour l'oviposition par cet insecte (VISSER, 1986; KLAAS et BYRNES, 1998). Au nombre de ces facteurs, l'accessibilité et la qualité de la ressource alimentaire, ainsi que l'émission de substances volatiles telles que les kairomones par la plante hôte, sont les plus importants. Les niveaux d'infestations équivalents observés sur les cotonniers transgéniques et les cotonniers conventionnels en l'absence de protection, laissent supposer que ces paramètres ne sont pas affectés en présence des toxines.

II.2.3. Impact du cotonnier Bollgard II sur les prédateurs de *Bemisia tabaci*

Plusieurs études ont examiné les effets du cotonnier Bollgard II sur les ennemis naturels. Au Burkina Faso, l'impact du cotonnier Bollgard II sur les prédateurs de *B. tabaci* a été suivi par

la combinaison de deux méthodes de capture, le filet fauchoir et les pièges à eau, ainsi que par des observations visuelles sur les plants de cotonnier. Deux prédateurs, les araignées et les coccinelles, ont été suivis au cours de cette étude. Le cumul des effectifs pour chaque méthode de collecte, pour les observations visuelles et pour chaque variété, montre que les populations de prédateurs ont été plus importantes sur les cotonniers transgéniques et leurs isogéniques non traités, en comparaison avec leurs homologues conventionnels traités. Ces résultats rejoignent les conclusions de WU et GUO (2003) ; NARANJO *et al.* (2004) ; HEGERTY *et al.* (2005), qui ont affirmé, après avoir évalué les populations d'arthropodes sur des cultures transgéniques et non transgéniques traitées, que les populations d'insectes utiles sont plus réduites par les applications insecticides à large spectre d'action.

Cependant, pour les populations de coccinelles, les analyses n'ont pas révélé de différence entre les traitements comparés et ce, quelles que soient la méthode de collecte et la variété de cotonnier considérées. FLINT *et al.* (1995) ; ORR *et al.* (1997) ; SISTERTON *et al.* (2004), ainsi que DALY et BURTIN (2005), à l'aide d'études effectuées aux laboratoires et aux champs, ont abouti aux mêmes résultats sur des prédateurs généralistes avec la toxine Cry1Ab. Les niveaux de colonisation des plants de cotonnier par les coccinelles, n'ont pas permis d'apprécier l'effet du cotonnier Bollgard II. Cela pourrait être attribuable à la méthode de collecte, aux conditions climatiques, notamment la température et l'humidité relative, ainsi qu'à la nature et la disponibilité de la ressource alimentaire. Au niveau des méthodes de collectes, le filet fauchoir bien que réputé efficace pour sa rapidité dans la récolte des insectes volants présente quelques inconvénients. En effet, la capture dépend de l'expérience et de l'habileté du manipulateur. Les mouvements trop lents permettent aux insectes de s'échapper tandis que les mouvements vers le haut ou vers le bas donnent une récolte d'insectes plus pauvre (MARTIN, 1983). Les pièges à eau sont d'excellents indicateurs de la présence ou de l'abondance d'un grand nombre de prédateurs et de parasitoïdes. Ils rassemblent passivement les insectes et fournissent ainsi des mesures d'activité plutôt que la densité absolue (SOUTHWOOD, 1994). En outre, la forme et le placement du piège à eau peuvent influencer le nombre et le type des espèces (SPENCE et NIEMELA, 1994). L'observation visuelle des plants est certainement la meilleure méthode pour déterminer l'abondance des populations d'arthropodes du cotonnier (GALEN, 2005). Cependant, sa pratique consomme trop de temps. Par ailleurs, les coccinelles ainsi que leurs proies sont fortement tributaires des conditions climatiques. Au cours de nos travaux, les infestations de pucerons, qui sont des proies de prédilection pour les coccinelles, ont été quasi-inexistantes dans tous les traitements, une des causes probables est la fréquence et l'abondance des pluies enregistrées au cours de la campagne. Cette raréfaction de la source alimentaire du fait de la pluviométrie, pourrait

expliquer les faibles niveaux de populations de coccinelles observées. A ce propos, MAJERUS *et al.* (2006), estiment que les températures basses et la rareté de la source alimentaire, affectent l'abondance des coccinelles. LAMANA et MILLER (1998) font également remarquer que des températures inférieures à 30° C sont défavorables au développement de la coccinelle *Harmonia axyridis* (Pollas).

Sur la variété STAM59A, les populations d'araignées, évaluées à l'aide des observations visuelles et du filet fauchoir, lorsque comparées à la variété conventionnelle non traitée, sont plus réduites sur les cotonniers transgéniques et leurs isogéniques traités. WHITEHOUSE *et al.* (2005), sur Nabis spp, ont également observé une réduction des populations de ce prédateur sur des cotonniers exprimant la toxine Cry1Ac.

La disponibilité de la ressource alimentaire et l'effet du cotonnier Bollgard II au travers de la chaîne trophique, pourraient expliquer cette baisse des populations d'araignées. En effet, les araignées sont reconnues être des prédateurs généralistes MARCUSSEN *et al.* (1999), donc susceptibles de se nourrir d'insectes infectés par les toxines du cotonnier Bollgard II. Cette particularité dans la prédation, pourrait expliquer la baisse des populations d'araignées sur les cotonniers transgéniques, du fait de la raréfaction des proies sensibles aux toxines, ou de la dépréciation de la qualité nutritive de ces proies qui leurs servent de source alimentaire. Ces propos sont corroborés par les conclusions de JOUNG et CÔTE (2000) qui ont indiqué que les invertébrés parasites et prédateurs généralistes qui se nourrissent d'insectes infectés par les toxines du Bt, peuvent présenter des chutes de populations temporaires.

CONCLUSION GENERALE

Conclusion générale

La présente étude qui a évalué l'impact du cotonnier Bollgard II sur les arthropodes non cibles ainsi que sur les prédateurs des populations larvaires de *B. tabaci*, que sont les coccinelles et les araignées, a permis de tirer les conclusions suivantes :

- ❖ Pour cette campagne d'expérimentation, la richesse spécifique, la diversité et la répartition des arthropodes semblent être plus affectées par les applications insecticides que par le cotonnier Bollgard II, et ce pour chaque variété. Cependant, les toxines du coton Bollgard II réduisent les populations des Formicidae et des Asilidae.
- ❖ Les variétés de cotonnier FK37 et STAM59 A, avec le gène Bollgard II, ne favorisent pas les infestations de *B. tabaci*.
- ❖ Les niveaux de colonisation des plants de cotonnier par les coccinelles, n'ont pas permis d'apprécier l'effet du cotonnier Bollgard II et ce, quelles que soient la méthode de collecte et la variété.
- ❖ Le cotonnier Bollgard II affecte négativement les populations d'araignées sur la variété STAM59 A.

Les résultats de cette étude ouvrent de nombreuses perspectives. En effet, cette étude pourrait être poursuivie en évaluant au niveau de la plante, l'impact des δ -endotoxines du cotonnier Bollgard II sur les caractéristiques morphologiques et physiologiques de la plante en relation avec les infestations des ravageurs, surtout avec les variétés locales transformées. Les investigations pourront être orientées en vue de mieux percevoir l'impact des δ -endotoxines sur les facteurs susceptibles d'influencer les infestations des piqueurs suceurs telles que les émissions de kairomones, la qualité nutritionnelle de la sève du phloème et la structure de la feuille.

Au niveau des ravageurs, cette étude pourrait être poursuivie en évaluant l'impact du cotonnier Bollgard II sur les stades de développement et sur les générations successives des insectes à régime piqueur suceur tels que *Aphis gossypii* et *Bemisia tabaci*.

Au niveau des ennemis naturels, le mode d'acquisition et l'impact des δ -endotoxines sur la durée de vie, l'alimentation et la capacité de reproduction des populations de prédateurs et de parasitoïdes pourraient être évalués en vue de déterminer l'effet à moyen et à long terme du cotonnier Bollgard II, sur ces arthropodes. Un accent particulier pourrait être mis sur l'inventaire des populations d'araignées.

L'inventaire des arthropodes pourrait être envisagé sur d'autres sites, afin de mieux apprécier la diversité associée aux cotonniers transgéniques.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques

- AZAB A. K., MEGAHEM M. M., and EL-MIRSAWI H. D., 1970.** On the range of host plants of *Bemisia tabaci* Gennadius (Homoptera-Hemiptera: Aleyrodidae). *Bulletin de la Société Entomologique d'Egypte*, **54**, 319-326.
- BEEGLE C. C., and YAMAMOTO T., 1992.** Invitation paper (C. P. Alexander Fund): History of *Bacillus thuringiensis* Berliner research and development. *Canadian Entomologist* **124**, 584-616.
- BETZ F. S., HAMMOND B. G., and FUCHS R. L., 2000.** Safety and advantages of *Bacillus thuringiensis* protected plants to control insect pests. *Regulatory Toxicology and Pharmacology*, **32**, 156-173.
- BORROR D. J., and DELONG D. M., 1964.** An introduction to the study of insects. New York, Holt, Rinehart et Wiston, 819p.
- BROWN J. K., and BIRD J., 1992.** Whitefly transmitted geminivirus and associated disorders in the Americas and the Caribbean Basin. *Plant Disease*, **76** (3), 220-225.
- BUNTIN G. D., GILBERTZ D. A., and OETTING R. D., 1993.** Chlorophyll loss and gas exchange in tomato leaves after feeding injury by *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). *Journal of Economic Entomology*, **86**, 517-522.
- BUTLER G. D. Jr., HENNEBERRY T. J., 1984.** *Bemisia tabaci* effect of cotton leaf pubescence on abundance. *Southwestern Entomologist*, **9** (1), 91-94.
- CANNON R. J. C., 2000.** Bt transgenic crops: risks and benefits. *Integrate Pest Management Review*, **5**, 151-173.
- CARRIERE Y., ELLERS-KIRK C., SISTERTON M., ANTILLA L., WHITLOW M., DENNEHY T. J., and TABASHNIK B. E., 2003.** Long-term regional suppression of pink bollworm by *Bacillus thuringiensis* cotton. *Proc. Natl. Acad. Sci*, **100**, 1519-1523.
- CAUQUIL J., 1986.** Maladies et ravageurs du cotonnier en Afrique au Sud du Sahara. *Coton et Fibres Tropicales*. IRCT-CIRAD, 92 p.
- CAUQUIL J., 1993.** Maladies et ravageurs du cotonnier en Afrique au Sud du Sahara. 2^e édition, CIRAD-CA, 92p.
- CHARRIER A., JACQUOT M., HAMON S., et NICOLAS D., 1997.** L'amélioration des plantes tropicales, édition CIRAD-ORSTOM, 241-262.
- CONNER A. J., GLARE T. R., and NAP J. P., 2003.** The release of genetically modified crops into the environment. Part II. Overview of ecological risk assessment. *Plant Journal*, **33**, 19-46.
- DELATTRE R., 1973.** Parasites et maladies en culture cotonnière. IRCT, éd. Paris, France, 146 p.
- DRABO A., 2005.** Evaluation de l'efficacité de deux delta-endotoxines de *Bacillus thuringiensis* (Cry1Ac et Cry2Ab) synthétisées par le cotonnier transgénique (coton Bt) dans la gestion de la résistance de *Helicoverpa armigera* (Hübner) à la deltaméthrine. Mémoire

d'ingénieur. Institut du Développement Rural. Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso (Burkina- Faso), 59p.

EDGE J. M., BENEDICT H., CARROLL J. P., and REDING H. K., 2001. Bollgard cotton: an assessment of global economic, environmental and social benefits. *Journal Cotton Science*, **5**, 121-136.

EVELEENS K. G., VAN DEN BOSCH R., and EHLER L. E., 1973. Secondary outbreak induction of beet armyworm by experimental insecticide application in cotton in California. *Environmental Entomology*, **2**, 497-503.

FEDERICI B. A., 2003. Effects of Bt on non-target organisms. *Journal New Seeds*, **5**, 11-30.

FLINT H. M., and PARKS N. J., 1999. Seasonal infestation by pink bollworm, *Pectinophora gossypiella* (Saunders) of transgenic and non transgenic cultivars of cotton, *Gossypium hirsutum* L., in central Arizona. *Southwest Entomology*, **24**, 13-20.

FLINT H. M., ANTILLA L., LEGETT J. E., and PARKS N. J., 1996. Seasonal infestation by pink bollworm, *Pectinophora gossypiella* (Saunders) of transgenic cotton containing the Bollgard (TM) gene planted in commercial fields in central Arizona. *Southwest Entomology*, **21**, 229-235.

FOURNIER A., 1991. Phénologie, croissance et production végétale dans quelques savanes d'Afrique de l'Ouest. OSRTOM/Paris, 311p.

FRYXELL P. A., 1992. A revised taxonomic interpretation of *Gossypium* L. (Malvaceae). *Rheedea*, **2**, 108-165.

GENNADIUS P., 1889: Disease of tobacco plantation in the Trikonion. The aleurodid of tobacco. *Ellenike Georgia*, **5**, 1-3 (In Greek) [Note: Crock (1986)]

GERLING D., ALOMAR O., and ARNO J., 2001. Biological control of *Bemisia tabaci* using predators and parasitoids. *Crop Protection*, **20**, 779-799.

GILL S. S., COWLES E. A. and PIETRATONIO P. V., 1992. The mode of action of *Bacillus thuringiensis* endotoxins. *Annual Review of Entomology*, **37**, 615-636.

GNANKINE O., 2005. Etude de la bioécologie de *Bemisia tabaci* Gennadius (Homoptera : Aleyrodidae) et de son ennemi naturel, *Encarsia* sp. (Hymenoptera : Aphelinidae) en culture cotonnière dans l'Ouest du Burkina-Faso. Thèse de docteur de l'Université de Ouagadougou. Spécialité : Sciences Biologiques Appliquées. Option : Entomologie Agricole. 133p.

GRAIN, 2001. « Discrète introduction du coton Bt en Asie du Sud-Est », in seedling, Reconquérir la diversité agricole. Sélection d'articles 1999-2001, traductions réalisées par Bede. [http : //www. infogm.org/article.php3 ?id_article=1061](http://www.infogm.org/article.php3?id_article=1061) consulté le 12/03/2007.

GREATHEAD A. H., 1986. Host plants. In *Bemisia tabaci*. A literature survey. Edité par M. J. W. Crock. CAB/FAO, p 17-25.

GREENE J. K., TURNIPSEED S. G., SULLIVAN M. J., and HERZOG G. A., 1999. Boll damage by southern green stink bug (Hemiptera: Pentatomidae) and tarnished plant bug (Hemiptera: Miridae) caged on transgenic *Bacillus thuringiensis* cotton. *Journal of Economic Entomology*, **92**, 941-944.

- GREENPLATE J. T., 1999.** Quantification of *Bacillus thuringiensis* insect control protein Cry1Ac over time in Bollgard cotton fruit and terminals. *Journal of Economic Entomology*, **92** (6), 1377-1383.
- GUINKO S., 1984.** Végétation de la Haute- Volta. Thèse de Doctorat d'état, Université de Bordeaux III (France), Tome I, 318 p.
- HECKEL D. G., GAHAN L. J., LIU Y-B. and TABASHNIK B. E., 1999.** Genetic mapping of resistance to *Bacillus thuringiensis* toxins in diamondback moth using biphasic linkage analysis. *Proc. Natl. Acad. Sci*, **96**, 8373-8377.
- HEMA S. A. O., 2004.** Contribution à la caractérisation biochimique de la résistance de *Helicoverpa armigera* (Hübner, 1808) (Lepidoptera, Noctuidae) au Burkina Faso. Mémoire de D.E.A., Ecole Doctorale Régionale de Biotechnologie, 37 p.
- HILBECK A., BAUMGARTNER M., FRIED P. M., and BIGLER F., 1998.** Effect of transgenic *Bacillus thuringiensis* corn-fed prey on mortality and development time of immature *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: chrysopidae). *Environmental Entomology*, **27**, 480-487.
- HOFMANN C., and LÜTHY P., 1986.** Binding and activity of *Bacillus thuringiensis* delta-endotoxins to invertebrate cells. *Arch. Microbiol*, **146**, 7-11.
- HOFMANN C., LÜTHY P., HUTTER R., and PLISKA V., 1998.** Binding of the delta-endotoxin from Bt to brush border membrane vesicles of the cabbage butterfly (*Pieris brassicae*). *Eur. J. Biochem*, **173**, 85-91.
- HOROWITZ A. R., 1986.** Population dynamics of *Bemisia tabaci* Gennadius : with special emphasis on cotton fields. *Agric. Ecosystems Environmental*, **17**, 37-47.
- HOUEBINE L.M., 2006.** Plantes génétiquement modifiées (PGM) et pays en développement. Cahiers Agricultures, vol. 15, n° 2, Mars-Avril 2006, 227-231.
- ISHAAYA I., MENDELSON Z., and MELAMED-MADJAR V., 1998.** Effect of buprofezin on embryogenesis and progeny formation of sweet potato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae). *Journal of Economic Entomology*, **81**, 781-784.
- JAMES C., 2002.** Global Review of Commercialized Transgenic Crops: 2001 Feature: Bt cotton. ISAAA Briefs No. 26. ISAAA: Ithaca, NY, 40 p.
- JONE D. R., 2003.** Plant viruses transmitted by whiteflies. *European Journal of Pathology*, **109** (3), 195-219.
- KO C. C., CHEN C. N., and WANG C. H., 2002.** A review of taxonomic studies on the *Bemisia tabaci* species complex. *Formosan Entomologist*, **22** (4), 307-341.
- LAGIERE R., 1966.** Le cotonnier. Techniques agricoles et productions tropicales. Edition G-P. Maisonneuve et Larose, 306p.
- LECADET M. M., and MARTOURET D., 1967.** Enzymatic hydrolysis of the crystals of Bt by the protease of *Pieris brassicae*. Toxicity of the different fractions of the hydrolysate for larvae of *Pieris brassicae*. *J. Invertebr. Pathol*, **9**, 310-321.

- LUTRELL R. G., FITT G. P., RAMALHO F. S., and SUGONYAEV E. S., 1994.** Cotton pest management: Part1. A worldwide perspective. *Annual Review of Entomology*, **39**, 517-526.
- MACINTOSH S. C., STONE T. B., SIMS S. R., HUNST P. L., GREENPLATE J. T., MARRONE P. G., PERLAK F.J., FISCHOFF D. A., and FUCHS R. L., 1990.** Specificity and efficacy of purified *Bacillus thuringiensis* proteins against agronomically important insects. *J. Invertebrate Path.*, **56**, 258-266.
- MARVIER M., 2001.** Ecology of transgenic crops. *American Scientist*, **89**, 160-167.
- MENDELSON M., KOUGH J., VAITUZIS Z., and MATTHEWS K., 2003.** Are Bt crops safe? *Nature Biotechnology*, **21**, 1003-1009.
- MILLER T. A., 1988.** Mechanisms of resistance to pyrethroid insecticides. *Parasitology Today*, **4**, 8-12.
- MISRA C. S., and LAMBA K. S., 1929.** The cotton whitefly (*Bemisia gossypiperda*. n. sp.). *Bulletin Agricultural Research Institute Pusa*, 196, 7pp. [In crock, 1986] 59-60pp.
- MORANT P., 1984.** Présentation de la station de Farako-Bâ, 6p.
- MORSE S., BENNETT R. M., and ISMAEL Y., 2005.** Genetically modified insect resistance in cotton: some farm level economic impacts in India. *Crop Protection*, **24**, 433-440.
- MOUND L. A., 1965a.** Effect of leaf hair on cotton whitefly populations in the Sudan Gezira. *Empire Cotton Growing Review*, **42**, 33-40.
- NARANJO S. E., and ELLSWORTH P. C., 2005.** Mortality dynamics and population regulation in *Bemisia tabaci*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, **16**, 93-108.
- NARANJO S. E., ELLSWORTH P. C., CHU C. C., and HENNEBERRY T. J., 2002.** Conservation of predatory arthropods in cotton: role of action thresholds for *Bemisia tabaci*. *Journal of Economic Entomology*, **95**, 682-691.
- NIBOUCHE S., 1998.** Rapport de mission du 24 septembre au 1^{er} octobre 1998 au Burkina-Faso. CIRAD-CA, Montpellier, France, 10p.
- OLIVEIRA M. R.V., HENNEBERRY T. J., and ANDERSON P., 2001.** History, currents status and collaborative research projects for *Bemisia tabaci*. *Crop Protection*, **20**, 709-723.
- ORR D. B., and LANDIS D. A., 1997.** Oviposition of european corn borer (Lepidoptera: pyralidae) and impact of natural enemy populations in transgenic versus isogenic corn. *Journal of Economic Entomology*, **90**, 905-909.
- PALE S., 2005.** La mouche blanche *Bemisia tabaci* Gennadius et la virose de l'enroulement des feuilles de tomate: impact du ravageur et de la maladie, efficacité de quelques itinéraires de protection sur la tomate au Burkina- Faso. Mémoire d'ingénieur. Institut du Développement Rural. Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso (Burkina- Faso), 54p.
- PALUMBO J. C., HOROWITZ A. R., and PRABHAKER N., 2001.** Insecticidal control and resistance management for *Bemisia tabaci*. *Crop Protection*, **20**, 739-765.

- PAN/CTA, 1993.** Pesticides et agricultures tropicales. Dangers et alternatives. Pays-Bas. *Pan-cta*, 281p.
- PARRY G., 1982.** Le cotonnier et ses produits. Technique agricole et productions tropicales. Maisonneuve et Larose, Paris, France, 502 p.
- PERLAK F. J., OPPENHUIZEN M., GUSTAFSON K., VOTH R., SIVASUPRAMANIAN S. HEERING D., CAREY B., IHRIG R., and ROBERTS J. K., 2001.** Development and commercial use of Bollgard® cotton in USA -early promises versus today's reality. *Plant Journal*, **27**, 489-502.
- PERLAK F.J., DEATON R. W., ARMSTRONG T. A., FUCHS R. L., SIMS S. R., GREENPLATE J. T., and FISCHOFF D. A., 1990.** Insect resistant cotton plants. *Biotechnology*, **8**, 939-943.
- PIGGOT P. J., and HILBERT D. W., 2004.** Sporulation of *Bacillus subtilis*. *Curr Opin Microbiol*, **7**, 579-586.
- PILCHER C. D., OBRYCKI J. J., RICE M. E., and LEWIS L. C., 1997.** Preimaginal development, survival and field abundance of insect predators on transgenic *Bacillus thuringiensis* corn. *Environmental Entomology*, **26**, 446-454.
- POIRIE M., and PASTEUR N., 1991.** La résistance des insectes aux insecticides
- RIDDICK E. W., and BARBOSA P., 1998b.** Effect of a seed mix deployment of cry 3A-transgenic and non-transgenic potato on the abundance of *Lebia grandis* (Coleoptera: Carabidae) and *Coleomegilla maculate* (Coleoptera: Coccinellidae). *Annals of the Entomological Society of America*, **91**, 647-653.
- RUUD A., BRAVO A., and CRICKMORE N., 2001.** How *Bacillus thuringiensis* has evolved specific toxins to colonize insect world. *Trend in Genetic* vol. 17.N04. April2001.
- SCHNEPF E., CRICKMORE N., VAN J., LERECLUS D., BAUM J., FEITELSON J. S., ZEIGLER D. R. and DEAN D. H., 1998.** *Bacillus thuringiensis* and its pesticidal crystal proteins. *Microbiol Molecular Biol.*, **62**, 775-806.
- SEDOGO P. M., BADO B. V., HIEN V., et LOMPO F., 1991.** Utilisation efficace des engrais azotés pour une augmentation de la production vivrière : l'expérience du Burkina-Faso In Mokwunye A.U (Ed), *Alleviating Soil Fertility Constraints to increased crop production in west Africa*. Kluwer Academic Publisher, 115-123.
- SEMENT G., 1986.** Le cotonnier en Afrique Tropicale. Maisonneuve et Larose, 133 p.
- SEREME A., 2000.** Evaluation de quelques composantes de la lutte intégrée contre la mouche blanche du cotonnier Bemisia sp. (Homoptera : Aleyrodidae). Mémoire d'ingénieur. Institut de Formation et de Recherche Appliquée. IPR/IFRA Katibougou/Mali, 74p.
- SHELTON A. M., ZHAO J. Z., and ROUSH R. T., 2002.** Economic, ecological, food safety, and social consequences of the deployment of Bt transgenic plants. *Annual Review of Entomology*, **47**, 845-881.
- SIVAKUMAR M. V. K., et GNOUMOU F., 1987.** Agroclimatologie de l'Afrique de l'Ouest : Burkina-Faso. ICRISAT, Patancheru, 61p.

STERN V. M., SMITH R. F., VAN DEN BOSCH R., and HAGEN K. S., 1959. The integrated control concept. *Hilgardia*, **29**, 81-101.

STOLTZ R. L, and STERN V. M., 1978. Cotton arthropod food chain disruption by pesticides in the San Joaquin Valley, California. *Environmental Entomology*, **7**, 703-707.

TOJO A., and AIZAWA K., 1983. Dissolution and degradation of Bt delta-endotoxin by gut juice protease of the silkworm *Bombyx mori*. *Appl. Environ. Microbiol*, **45**, 576-580.

TOPAN S. M., 2005. Contribution à l'étude de la dégradation des pesticides dans les sols au Burkina- Faso. Mémoire d'ingénieur. Institut du Développement Rural. Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso (Burkina- Faso), 63p.

VOGNAN G., OUEDRAOGO M. et OUEDRAOGO S., 2002. Description de la filière cotonnière au Burkina Faso. Rapport intermédiaire, IN.E.R.A., 34 p.

WHITELEY H. R., and SCHNEPF H. E., 1986. The molecular biology parasporal crystal body formation in *Bacillus thuringiensis*. *Annual Review of Microbiology*, **40**, 549-576.