

BURKINA FASO

Unité - Progrès - Justice

MINISTÈRE DES ENSEIGNEMENTS SECONDAIRE, SUPÉRIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITÉ POLYTECHNIQUE
DE BOBO - DIOULASSO

CENTRE NATIONAL DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE ET
TECHNOLOGIQUE

INSTITUT DU DÉVELOPPEMENT
RURAL

INSTITUT DE
L'ENVIRONNEMENT ET DE
RECHERCHES AGRICOLES

MEMOIRE

Présenté en vue de l'obtention du
Diplôme d'Etudes Approfondies (D.E.A) en Gestion Intégrée des Ressources Naturelles
(GIRN)

Option : Protection des végétaux

Sur le thème

**Impact du coton Bollgard II sur la faune auxiliaire des insectes nuisibles du
cotonnier. Cas de *Encarsia* sp. parasitoïde de *Bemisia tabaci* (Gennadius)
(Homoptera : Aleyrodidae) à l'Ouest du Burkina Faso.**

Devant le jury composé par

Président : Pr DABIRÉ Clémentine

Membres : Pr TRAORE Nafoni Seydou

Pr SANON Antoine

Dr DABIRÉ Rémy

SOME Ninaon Hugues

Février 2007

SOMMAIRE

DEDICACE	i
REMERCIEMENTS	ii
RESUME.....	iii
ABSTRACT	iii
LISTE DES SIGLES ET ABREVIATIONS	iv
LISTE DES SIGLES ET ABREVIATIONS	iv
LISTE DES TABLEAUX.....	v
LISTE DES FIGURES	vi
LISTE DES PHOTOGRAPHIES.....	vii
INTRODUCTION.....	1
CHAPITRE I : <i>BACILLUS THURINGIENSIS</i> (BERLINER)	4
1. Historique	4
2. Description	4
3. Le cycle de croissance de <i>Bacillus thuringiensis</i>	4
4. Les propriétés entomotoxiques de <i>Bacillus thuringiensis</i>	5
4.1. Classification des δ -endotoxines	6
4.2. Mode d'action des δ -endotoxines	8
CHAPITRE II : CARACTERISTIQUES BIOLOGIQUES DE <i>BEMISIA TABACI</i> (GENNADIUS).....	10
1. Taxonomie.....	10
2. Statut du ravageur des cultures.....	10
3. Cycle biologique	11
4. Migration.....	12
5. Les ennemis naturels de <i>Bemisia tabaci</i>	13

CHAPITRE III : IMPACT DES CULTURES TRANSGENIQUES SUR LA FAUNE AUXILIAIRE DANS LE MONDE	14
CHAPITRE IV : MATERIEL ET METHODES	16
1. Le site	16
2. Matériel	16
2.1. Matériel végétal.....	16
2.2. Matériel animal	16
3. Le dispositif expérimental.....	16
3.1. En culture pluvial	16
3.2. En culture irriguée.....	17
4. La fumure	17
5. La protection phytosanitaire.....	17
6. Les observations	18
7. L'analyse des données.....	21
CHAPITRE V : RESULTATS.....	22
1. Infestations et parasitisme de Bemisia tabaci sur le cotonnier en culture	22
2. Infestations et parasitisme de Bemisia tabaci au laboratoire.....	22
CHAPITRE VI : DISCUSSIONS	26
CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES	30
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	31

DEDICACE

À mes parents

Pour tous les sacrifices consentis à mon égard

À Irène

Pour avoir accepté partager le reste de ma vie

À Gloria

Pour le sens que tu donnes à ma vie

REMERCIEMENTS

La présente étude a pu être menée grâce au soutien de plusieurs personnes, à qui nous souhaiterions témoigner notre reconnaissance. Ainsi, nous adressons nos sincères remerciements :

Au **Pr Idrissa DICKO**, notre directeur de mémoire pour sa patience et la qualité de l'encadrement reçu ainsi que pour son investissement personnel qui a permis l'aboutissement de cette formation ;

Au **Pr Seydou N TRAORE**, notre co-directeur pour toute la compréhension dont il a fait montre à notre égard et pour la qualité de l'encadrement reçu malgré ses multiples occupations à la direction de l'INERA ;

Au **Pr Clémentine DABIRE** qui a bien voulu jeter un regard critique sur le présent document ;

Au **Dr Ouola TRAORE**, Chef du Programme Coton qui a bien voulu accepter le financement de cette formation par le Programme et mettre à notre disposition, toutes les facilités pour les procédures administratives y relatives ;

Au **Dr Remy DABIRE** qui a bien voulu malgré ses charges à la tête du Centre Régional de Recherches Environnementales de l'Ouest (CRREA-Ouest), nous prodiguer des conseils et contribuer au traitement statistique des données;

Au **Pr Antoine SANON**, pour ses suggestions et ses conseils qui ont permis d'améliorer ce document.

À **Monsieur Omer S. A. HEMA**, pour sa contribution active à la rédaction de ce document, son soutien moral, ainsi que pour les conseils qu'il a bien voulu nous prodiguer ;

Aux chercheurs **Denys SANFO**, **Gaspard VOGNAN**, **Bazoumana KOULIBALY**, **Aurokiatou TRAORE**, **Claude TIEMTORE** et **Olivier GNANKINE** pour leur soutien constant durant ce travail;

A tous les techniciens de la section Défense du cotonnier et particulièrement à **Gustave Zoumbaza DAKUYO**, pour son dévouement et sa constante présence qui ont permis l'aboutissement de ce travail ;

A tout le secrétariat du Programme Coton, pour sa constante disponibilité et pour tous les services rendus ;

Enfin, ces remerciements vont à l'endroit de tous les parents et amis, qui ont contribué de façon multiforme à cette formation.

RESUME

La présente étude a évalué l'impact du coton Bollgard II sur *Encarsia* sp, parasitoïde de *Bemisia tabaci* (Gennadius) à l'Ouest du Burkina Faso, par le suivi des fluctuations des populations et du parasitisme de *Bemisia tabaci*. Trois variétés de cotonnier dont l'une exprimant les δ -endotoxines Cry1Ac et Cry2Ab de *Bacillus thuringiensis* ont été comparées à travers des dispositifs conduits en culture et sous irrigation en milieu contrôlé. Les observations ont porté sur tous les stades larvaires de *B. tabaci*. Les stades parasités ont été identifiés et dénombrés sur la base de symptômes caractéristiques du parasitisme de *B. tabaci* que sont : le déplacement des mycétomes qui sont des structures jaunes normalement trouvées au centre du corps de *B. tabaci* et la présence de méconium permettant de distinguer les larves parasitées par *Encarsia* sp. Les niveaux de corrélation entre les variables ont été établis à l'aide du test de corrélation non paramétrique de Spearman. Les tests de comparaison d'échantillons appariés et indépendants de FRIEDMAN et de KRUSKAL WALLIS ainsi que le test de comparaison de deux échantillons de WILCOXON, ont été utilisés pour les calculs statistiques. Les résultats ont montré que les infestations de *Bemisia tabaci* ne sont pas influencées par les δ -endotoxines Cry1Ac et Cry2Ab du coton Bollgard II. Cependant, le coton Bollgard II affecte le parasitisme d'*Encarsia* sp sur les formes fixes de *Bemisia tabaci*.

Mots clés : Coton Bollgard II, *Bacillus thuringiensis*, δ -endotoxines, *Bemisia tabaci*, *Encarsia* sp, Burkina Faso.

ABSTRACT

Present study has evaluated the impact of Bollgard II on *Encarsia* sp, a parasitoid of *Bemisia tabaci* (Gennadius) in the West of Burkina Faso. This has been done, by following fluctuations of populations and *Bemisia tabaci* parasitism. Three cotton varieties in which, one expressing δ -endotoxins Cry1Ac and Cry2Ab of *Bacillus thuringiensis* were compared in culture and under irrigated conditions. Observations were related to all the larval stages of *B. tabaci*. Parasitized larva of *B. tabaci* were identified and counted on the basis of characteristic symptoms of parasitism which are: displacement of mycetomas, a yellow structure normally found in the center of the body of *B. tabaci* and the presence of meconium. The levels of correlation between the variables were established using the nonparametric test of Spearman. FRIEDMAN and KRUSKAL WALLIS as well as the test of Wilcoxon were used for statistical analysis. The results showed that the infestations of *Bemisia tabaci* are not influenced by Bollgard II. However, cotton Bollgard II affects the parasitism of *Encarsia* sp.

Key words: Cotton Bollgard II, *Bacillus thuringiensis*, δ -endotoxines, *Bemisia tabaci*, *Encarsia* sp, Burkina Faso.

LISTE DES SIGLES ET ABREVIATIONS

CRY : Crystal

CYT : Protéine de petite taille synthétisée par *B. thuringiensis* ayant une action cytolytique non spécifique.

Kda : Kilodalton

V.I.P. : Vegetative Insecticidal Protein

F.A.O: Food and Agriculture Organization of the United Nations

INERA: Institut de L'Environnement et des Recherches Agricoles

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I : Classification des δ -endotoxines de <i>Bacillus thuringiensis</i>	7
Tableau II : Doses de substances actives testées sur le complexe des ravageurs du cotonnier à Farako-Bâ pendant la campagne 2005/2006, au Burkina Faso.	18
Tableau III : analyse des infestations de <i>B. tabaci</i> et du taux de parasitisme en plein champ, pendant la campagne pluvieuse 2005/2006 à Farako-Bâ, au Burkina Faso.	22
Tableau IV : Infestations de <i>B. tabaci</i> et taux de parasitisme au laboratoire pendant la campagne 2006, au Burkina Faso.	23

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Cycle biologique de <i>Bacillus thuringiensis</i>	5
Figure 2 : Schéma du mode d'action du cristal de <i>Bacillus thuringiensis</i>	9
Figure 3 : Cycle biologique de <i>Bemisia tabaci</i>	12
Figure 4: graphique de dispersion des rangs pour la variété de cotonnier DP50, non traité pendant la campagne 2005/2006 à Farako-Bâ au Burkina Faso.	24
Figure 5: graphique de dispersion des rangs pour la variété de cotonnier BgII, non traité pendant la campagne 2005/2006 à Farako-Bâ au Burkina Faso.	24
Figure 06: graphique de dispersion des rangs pour la variété de cotonnier FK37 traité selon le programme insecticide vulgarisé, pendant la campagne 2005/2006 à Farako-Bâ au Burkina Faso.	25
Figure 07: graphique de dispersion des rangs pour la variété de cotonnier FK37 non traité, pendant la campagne 2005/2006 à Farako-Bâ au Burkina Faso.	25

LISTE DES PHOTOGRAPHIES

Photo 1 : forme fixe non parasitée de <i>Bemisia. tabaci</i>	20
Photo 2 : forme fixe parasitée de <i>Bemisia. tabaci</i>	20
Photo 3 : forme fixe de <i>Bemisia. tabaci</i> parasitée par <i>Encarsia sp</i>	21

INTRODUCTION GENERALE

INTRODUCTION

Le cotonnier est la principale source d'entrée de devises pour le Burkina Faso (DRABO, 2005). C'est également l'une des plantes les plus parasitées, ce qui le rend fortement tributaire des pesticides, particulièrement des insecticides. Selon la F.A.O (1999), la culture cotonnière nécessite plus d'insecticides que toute autre culture à l'échelle mondiale. Cette forte dépendance de la culture cotonnière aux insecticides a entraîné l'apparition de la résistance de certains insectes cardinaux aux pyréthrinoïdes qui constituent la famille chimique la plus utilisée (HOFFMANN *et al.*, 1992; HEMA, 2004).

Face à ce phénomène de résistance, de nombreuses alternatives ont été explorées en vue d'un meilleur contrôle des ravageurs du cotonnier. L'une de ces alternatives a été l'utilisation de la biotechnologie pour le contrôle des insectes nuisibles (F.A.O, 2004).

Au cours de la dernière décennie, les gènes modifiés de diverses sous-espèces de *Bacillus thuringiensis* (Berliner), codant pour des protéines insecticides, ont été introduits dans des plantes cultivées telles que le maïs, la pomme de terre, le tabac, la tomate et le coton, leur conférant ainsi une protection contre certains insectes (GRAHAM *et al.*, 2001). Un tel résultat a suscité l'intérêt de nombreux pays à travers le monde pour cette technologie. JAMES (2004) rapporte à ce propos que la superficie mondiale des cultures transgéniques a augmenté d'un facteur de 40, passant de 1,7 million d'hectares en 1996 à 67,7 millions d'hectares en 2003, et ce, dans 18 pays à travers le monde. La même source rapporte qu'un tiers de ces superficies cultivées en 2003 se situait dans les pays en développement.

En dépit de cet engouement, de nombreuses études ont, à travers le monde, évalué l'impact de cette technologie sur l'environnement, traduisant ainsi toute l'inquiétude que suscitent les cultures transgéniques. Parmi ces études, les travaux de RIDDICK *et al.* (1998) ont évalué l'impact que pouvait avoir la consommation du pollen issu de plantes transgéniques sur la fécondité de certains Coléoptères, tandis que ceux de SCHULER *et al.* (1999) se sont intéressés à l'effet que les cultures transgéniques pourraient avoir sur les habitudes des parasitoïdes. Sur le maïs transgénique, LOZZIA *et al.* (1998a et 1998b), LOZZIA (1999), HILBECK *et al.* (1998a, 1998 b, 1999 et 2000), PILCHER *et al.* (1997) et ORR et LANDIS (1997), se sont intéressés à l'effet de la toxine émise par *B. thuringiensis* sur les ennemis naturels de certains ravageurs de cette culture. Des travaux similaires ont été conduits par

DOGAN *et al.* (1996) sur la patate transgénique et par SIMS (1995), WILSON *et al.* (1992), FITT *et al.* (1994) et HARDEE et BRYAN (1997) sur le cotonnier transgénique.

Les inquiétudes se justifient d'autant plus que, 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 *et al.*, 2001). L'expression continue pourrait induire la résistance chez les insectes cibles du fait de la pression de sélection permanente et exposer directement ou indirectement 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 phytophages 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 *Aphis gossypii* (GLOVER) et *Bemisia tabaci* (GENNADIUS) qui sont des déprédateurs d'importance économique reconnus à travers le monde. En effet, *B. tabaci* est un Homoptère de la famille des Aleyrodidae, qui occasionne des dommages aux cultures en ponctionnant la sève, en transmettant des maladies virales ou en sécrétant du miellat.

Le cotonnier transgénique exprimant la protéine insecticide de *B. thuringiensis* (Coton Bollgard II), a été introduit en 2003 au Burkina Faso, afin d'évaluer en station de recherche son efficacité biologique sur les populations de Lépidoptères carpophages, *Helicoverpa armigera* (HÜBNER) en particulier, le ravageur le plus préjudiciable à cette culture. Les premières conclusions issues de cette évaluation indiquent un contrôle satisfaisant des populations de *H. armigera* par la toxine *Bt*. Toutefois, cette technologie, en l'absence d'un programme de protection à base d'insecticides spécifiques pour compléter son spectre d'action, a montré des insuffisances sur les populations d'insectes à régime piqueurs suceurs, *B. tabaci* en particulier. A l'instar de tous les êtres vivants, de nombreux facteurs affectent la survie de ce ravageur. Au nombre de ces facteurs on note d'importants cortèges d'ennemis naturels composés d'arthropodes prédateurs et d'espèces de parasitoïdes (NARANJO *et al.*, 2004). Les travaux de GNANKINE (2005) ont montré que les parasitoïdes jouent un rôle important dans la régulation des populations du ravageur. L'expression du potentiel de ses ennemis naturels dans les cultures reste, néanmoins, limitée par l'utilisation répandue d'insecticides à large spectre d'action (NARANJO *et al.*, 2004).

Le coton *Bt*, de part sa spécificité d'action vis-à-vis des Lépidoptères, pourrait offrir les conditions pour optimiser l'action des parasitoïdes de *B. tabaci*.

La présente étude s'inscrit dans l'optique de préserver la biodiversité et se propose d'évaluer l'impact du coton Bollgard II sur les parasitoïdes de *Bemisia tabaci* (Gennadius) à l'Ouest du Burkina Faso, par le suivi des fluctuations des populations et du parasitisme de *Bemisia tabaci*, sur les variétés de cotonnier transgénique et conventionnelles.

REVUES BIBLIOGRAPHIQUES

CHAPITRE I : *BACILLUS THURINGIENSIS* (BERLINER)

1. Historique

Selon BEEGLE et YAMAMOTO (1992), la bactérie *B. thuringiensis* a été isolée pour la première fois en 1901 par le japonais S. ISHIWATA, à partir de vers à soie *Bombyx mori* (L.) infectés. En 1911, en Allemagne, E. BERLINER a rédigé la première description scientifique de la bactérie. En 1916, AOKI et CHIGASAKI ont montré que l'activité du *Bt* était due à une toxine présente dans les cultures sporulées, mais absente dans les jeunes cultures de cellules végétatives

Le *Bt* est utilisé sur une base commerciale depuis 1958 et il a été homologué par l'EPA (Agence de Protection de l'Environnement des États-Unis) comme pesticide en 1961. En 1983, on a signalé la première modification génétique des plantes et en 1987, les chercheurs ont isolé et cloné avec succès la protéine en forme de cristaux du *Bt*. En 1996, le maïs contenant les gènes transgéniques du *Bt*, a été semé à grande échelle.

2. Description

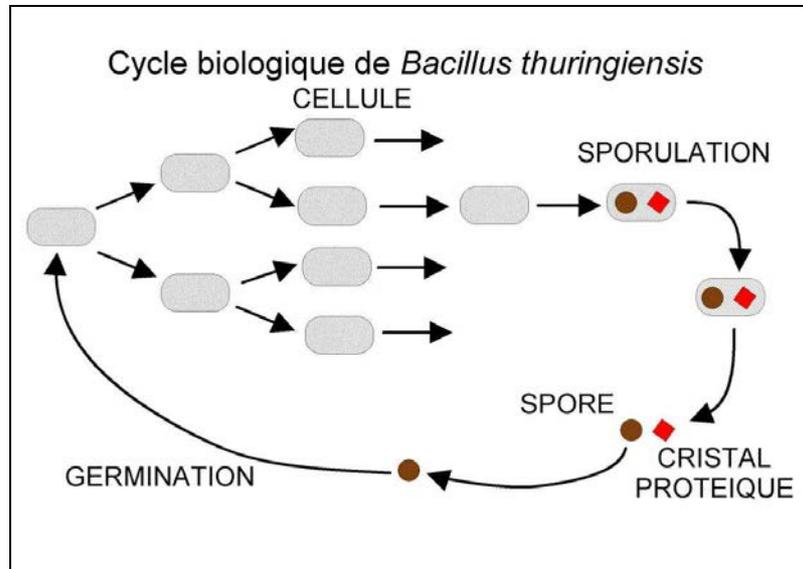
Bacillus thuringiensis est un bacille Gram positif, aérobic et sporulé. On le retrouve pratiquement dans tous les sols, l'eau, l'air et le feuillage des végétaux. Il fait partie d'un groupe de six bacilles, rassemblés sous le terme « groupe *Bacillus cereus* » : *B. anthracis* (responsable de la maladie du charbon), *B. cereus*, *B. mycoïdes*, *B. pseudomycoïdes*, *B. weihenstephanensis* et *B. thuringiensis* (LONC *et al.*, 1997). À l'état végétatif, *Bacillus thuringiensis* a la forme d'un bâtonnet de 5µm de long sur 1µm de large, et est pourvu de flagelles. Il se distingue des autres bacilles du groupe *cereus* par sa capacité à synthétiser des cristaux formés de protéines (HÖFTE et WHITELEY, 1989; MARTIN, 1994).

3. Le cycle de croissance de *Bacillus thuringiensis*

Il comporte deux phases (figure 1) :

- Une phase végétative pendant laquelle les cellules se multiplient de façon exponentielle par scissiparité ;
- Une phase stationnaire pouvant conduire à une différenciation cellulaire : la sporulation. Les spores sont une forme de résistance qui assure la conservation et la dispersion de *Bt*, avant de germer pour donner un nouveau cycle de croissance végétative.

Simultanément à la sporulation, chaque bactérie produit des cristaux protéiques composés d'une ou plusieurs toxines présentant des propriétés insecticides (YOUNG *et al.*, 1998) cité par (DRABO, 2005).



Source : http://www.inapg.inra.fr/ens_rech/bio/biotech/textes/applicat/agricult/vegetale/protcult/entomo98/gp1/btpart1.htm

Figure 1 : Cycle biologique de *Bacillus thuringiensis*

4. Les propriétés entomotoxiques de *Bacillus thuringiensis*.

Les toxines produites par *Bt* sont désignées sous le terme de protéines Cry ou δ -endotoxines. Chacune possède un spectre d'insectes cibles spécifique. Les bactéries peuvent produire une à cinq δ -endotoxines distinctes. Des souches de différentes variétés peuvent produire les mêmes types de toxine, et les souches de même sérotype flagellaire peuvent produire différents types de toxine. La variabilité de *Bt* est très grande, mais chaque souche est spécifique et active sur un nombre limité d'espèces (LAMBERT et PERFEROEN, 1992 ; CRICKMORE *et al.*, 1998).

Les gènes codant pour les δ -endotoxines sont localisés le plus souvent sur de grands plasmides qui peuvent être transférés d'une souche de *Bt* à l'autre. Entourés d'éléments transposables, ils peuvent être excisés ou redistribués dans le génome.

Aujourd'hui, on connaît une centaine de ces δ -endotoxines, dont certaines sont toxiques vis-à-vis d'autres Arthropodes tels que les Acariens et les Araignées, et même certains Protozoaires. Une classification des protéines Cry est établie sur la base des séquences des gènes correspondants, chaque protéine comportant 640 à 1200 acides aminés. Il n'a pas encore été possible de mettre en évidence l'activité toxique de certaines δ -endotoxines, mais cette

toxicité existe très probablement, sans que les cibles n'aient été encore découvertes (CRICKMORE *et al.*, 1998).

Les δ -endotoxines sont en fait des protoxines qui doivent être activées dans le tube digestif de l'insecte. Ainsi les extrémités COOH- et/ou NH₂- terminales des protéines Cry doivent être hydrolysées par les protéases de l'insecte afin de libérer les toxines (BRADLEY, 1979).

4.1. Classification des δ -endotoxines

Le *Bt* produit un corps d'inclusion parasporal de nature cristalline durant la sporulation. Ce cristal est constitué de protéines. Un grand nombre de protéines cristallisées apparentées ont été identifiées, et un cristal peut renfermer plusieurs types de protéine. Pour dénouer une situation aussi confuse, HÖFTE et WHITELEY (1989) ont proposé un système de classification des protéines cristallisées et des gènes codant leur synthèse. Cette classification repose sur la structure des protéines cristallisées et sur la gamme d'hôtes. Plus de 14 gènes codant la synthèse de protéines cristallisées distinctes ont été décrits, et d'autres protéines présentant des propriétés insecticides ont été identifiées (LERECLUS *et al.*, 1995). Les gènes codent pour la synthèse d'une famille de protéines apparentées présentant des propriétés insecticides (Cry). Ils sont répartis dans quatre grandes classes, selon que la spécificité des protéines s'exprime à l'endroit des Lépidoptères (I), des Lépidoptères et des Diptères (II), des Coléoptères (III) ou des Diptères (IV). Chaque classe est divisée en un certain nombre de sous-classes possédant des propriétés insecticides et structurales propres. Récemment, un nouveau système de classification fondé uniquement sur l'identité des acides aminés a été proposé (CRICKMORE *et al.*, 1998). Cette nouvelle classification permet de regrouper les toxines étroitement apparentées. Elle élimine la nécessité de soumettre chaque nouvelle toxine à des essais biologiques contre une série sans cesse croissante d'organismes.

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).

4.2. Mode d'action des δ -endotoxines

Le mode d'action des protéines Cry est aujourd'hui connu (figure 2). Les protéines cristallisées exercent leurs effets sur l'hôte en lysant les cellules épithéliales de l'intestin moyen et en provoquant la paralysie du tube digestif. L'insecte infecté cesse de se nourrir et finit par mourir s'il ne parvient pas à se rétablir. Une fois ingérés, les cristaux se dissolvent dans l'environnement alcalin de l'intestin moyen de l'hôte. La protéolyse de la protéine cristallisée solubilisée ou protoxine produit le fragment toxique, la toxine. Après avoir été ingéré, le cristal est dissout, puis partiellement digéré. La toxine se fixe alors sur des récepteurs spécifiques de l'intestin moyen de l'insecte. Elle y forme des pores transmembranaires conduisant à un influx d'électrolytes et d'eau aboutissant à la lyse des cellules épithéliales. Cette destruction progressive des structures du tube digestif permet la germination des spores ingérées avec le cristal et la multiplication végétative des cellules bactériennes dans l'hémocoel. Ainsi, les tissus de l'insecte sont peu à peu envahis, si bien que la larve cesse de s'alimenter et finalement meurt (BRADLEY, 1979 ; ARONSON *et al.*, 1986; LERECLUS *et al.*, 1989; ADANG, 1991; GILL *et al.*, 1992; BAUER, 1995). L'affaiblissement de l'insecte est parfois précipité par l'intervention d'autres agents infectieux. Ce mode d'action permet de dégager deux raisons différentes de la spécificité de chaque toxine pour un spectre d'insectes parfois très réduit :

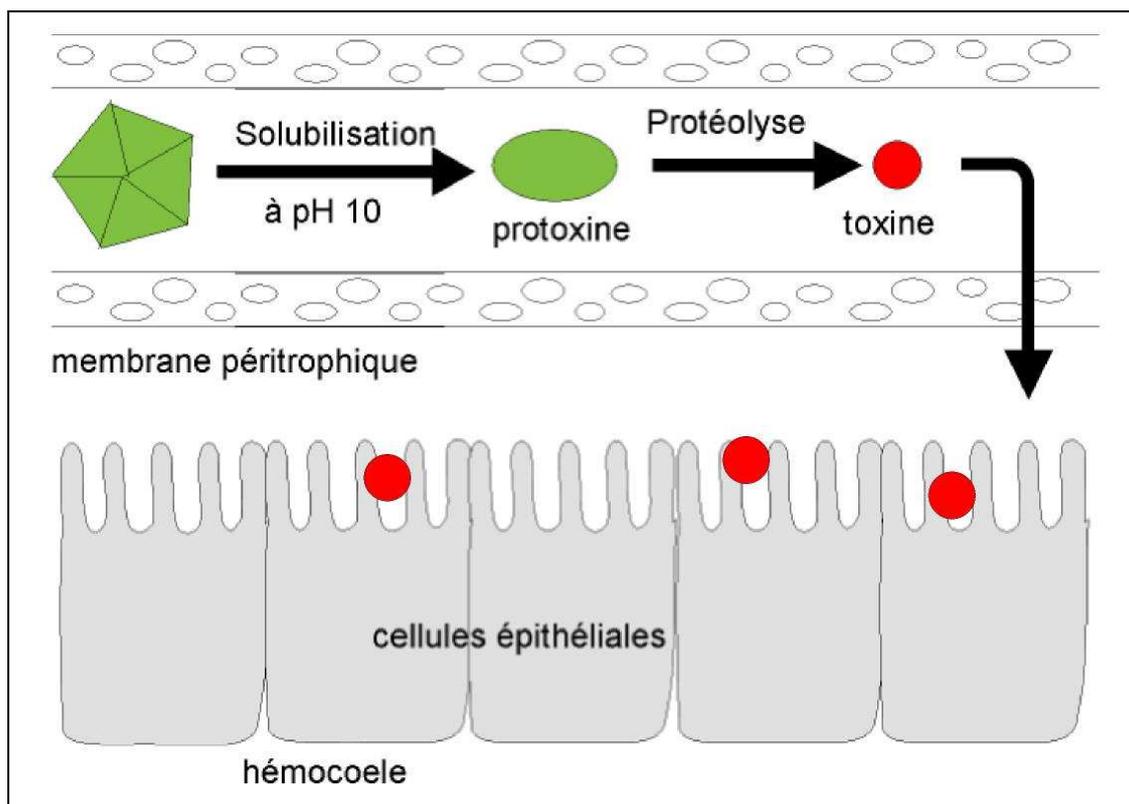
- une spécificité de liaison de la toxine avec des récepteurs de la paroi intestinale;
- une spécificité par rapport à l'activité protéolytique et au pH intestinal de l'insecte, variables d'une cible à l'autre et déterminants dans l'efficacité de la toxine.

B. thuringiensis produit diverses autres toxines et enzymes pouvant être responsables de la pathogénicité des cellules végétatives infectant l'hôte :

- Différentes enzymes lysantes : des chitinases, hémolysines, phospholipases, protéases, etc ;
- des β -exotoxines à large spectre d'activité. Ce sont des nucléotides thermostables inhibant l'ARN polymérase. Un des critères de choix des souches utilisées comme insecticides porte sur l'absence de ces β -exotoxines dangereuses pour l'homme.

- des toxines protéiques secrétées, appelées Vip3A : thermosensibles, de grande masse moléculaire (80 kDa), elles présentent un spectre d'activité différent des δ -endotoxines ce qui permettrait de compléter et d'étendre l'utilisation des protéines insecticides dérivées de *Bt*. En effet, ces toxines semblent très efficaces sur certains Lépidoptères comme *Agrotis ipsilon*, peu sensible aux δ -endotoxines (ESTRUCH, 1996).

Les toxines de *B. thuringiensis* présentent un intérêt majeur dans la lutte contre les insectes ravageurs ou vecteurs de pathogènes : on a donc cherché à appliquer comme biopesticides ces bactéries et leurs toxines sur les cultures. Plus récemment, les gènes codant pour certaines de ces toxines, ayant été isolés et clonés, ont été intégrés dans le génome de plantes cultivées. Néanmoins, il n'est pas exclu que l'efficacité de *Bt* comme insecticide soit réduite, si l'apparition de la résistance chez les insectes cibles devenait une réalité (Mc GAUGHEY *et al.*, 1998 ; TABASHNIK, 1994 et 1997).



Source : <http://www.new.gouv.qc.ca/pesticides/virus/nil/bti/chap3.htm>

Figure 2 : Schéma du mode d'action du cristal de *Bacillus thuringiensis*

CHAPITRE II : CARACTERISTIQUES BIOLOGIQUES DE *BEMISIA TABACI* (GENNADIUS)

Bemisia tabaci (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae), communément appelé « Mouche blanche », est un insecte polyphage. Il est largement distribué dans les tropiques et sous les tropiques, sévissant du Nord au Sud de l'Europe, au Japon et dans la partie Sud des Etats Unis (HILL, 1987). *B. tabaci* est un important ravageur pour de nombreuses cultures appartenant à différentes familles botaniques. Il a un répertoire d'environ 500 plantes hôtes d'espèces différentes et une grande capacité à se disperser entre ces plantes, tout au long de l'année. Il a par ailleurs un niveau élevé de reproduction et une forte propension à développer des résistances à plusieurs classes d'insecticides (BYRNE et BELLOWS, 1991). Il occasionne des dommages directes en s'alimentant sur les plants, mais aussi des dégâts indirectes par ses sécrétions de miellat qui servent de support de croissance pour de nombreux pathogènes. Ce ravageur est aussi un important vecteur de maladies virales (BYRNE *et al.* 1990).

1. Taxonomie

La mouche blanche appartient à l'Ordre des Homoptères, au Sous-Ordre des Sternorrhyncha, à la superfamille des Aleyrodoidea et à la famille des Aleyrodidae. Cette famille comprend deux sous familles qui sont :

- Les Aleurodicinae qu'on retrouve principalement en Amérique du Sud ;
- Les Aleyrodinae qui sont plus répandu.

Une troisième famille, celle des Udamoselinae est en cours d'identification.

Selon MOUND et HALSEY (1978), les espèces appartenant à la famille des Aleyrodidae ont été cataloguées pour la première fois par KIRKALDY en 1907 et une liste des espèces a également été fournie par QUAINANCE en 1908.

2. Statut du ravageur des cultures

Selon HOROWITZ *et al.* (1998), *B. tabaci* a été décrit pour la première fois en Grèce comme ravageur des plants de tabac en 1908. Les infestations dans les champs de coton ont été signalées à la fin des années 20 et au début des années 30 en Inde, puis au Soudan et en Iran en 1950, au Salvador en 1961, au Mexique en 1962, au Brésil en 1968, en Turquie en 1974, en Israël en 1976, en Thaïlande en 1978 et en 1981 en Arizona et en Californie au Etats-Unis. Il est depuis lors, devenu l'un des plus importants ravageurs de l'agriculture mondiale (NARANJO *et al.*, 2004). Au Burkina Faso, la mouche blanche (*B. tabaci*) était, jusqu'à ces dernières années, observées en fin de saison des pluies sur cotonnier. La campagne agricole

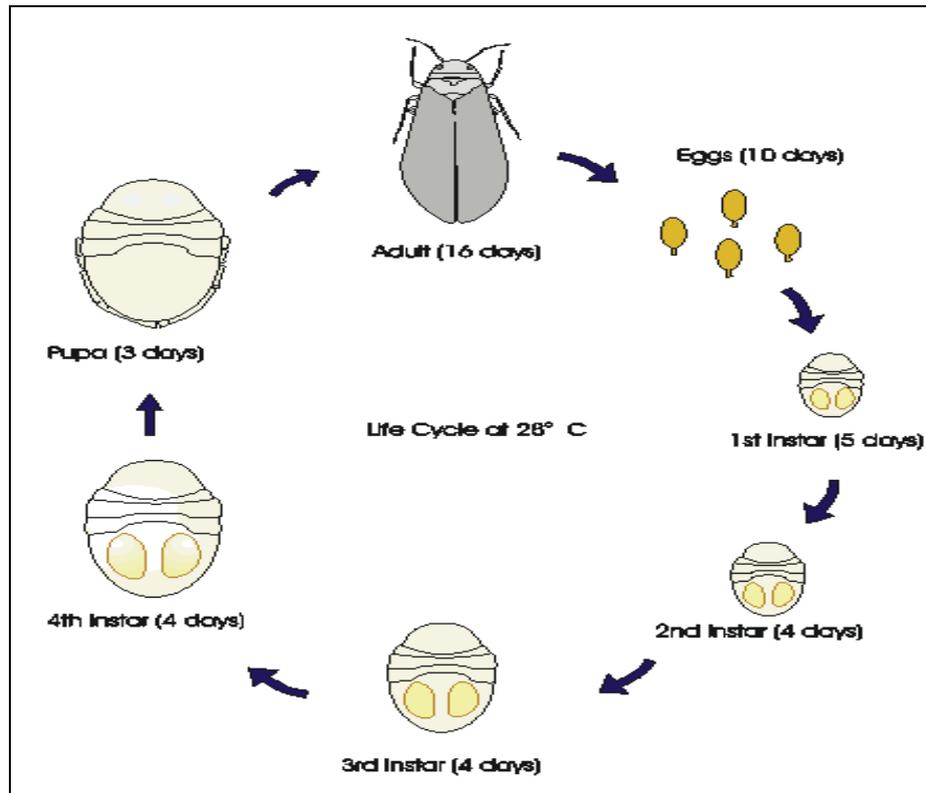
1998 a connu le début des fortes pullulations de cet insecte qui ont atteint des niveaux jamais égalés par le passé (TRAORE, 1999).

3. Cycle biologique

Les œufs pondus par les femelles, sont d'environ 0,2 millimètre de long et sont en forme de poire. Ils sont déposés sur la face inférieure des feuilles les plus jeunes. Les premiers stades larvaires se déplacent sur une distance très courte au-dessous de la surface de la feuille jusqu'à ce qu'elles trouvent un emplacement approprié pour l'alimentation. Une fois fixées, ces larves restent immobiles jusqu'à ce qu'elles atteignent le stade adulte, excepté de brèves périodes pendant les mues. Le 4^{ème} stade larvaire, ou stade chrysalide, est d'environ 0,7 millimètre de long. Les taches rouges en forme d'œil, qui deviennent des yeux au stade adulte, sont caractéristiques de ce stade (BYRNE et BELLOW, 1991) (Figure 3).

Les adultes ont environ 1 millimètres de long, avec des ailes blanches couvertes d'une poudre cireuse. Des analyses morphométriques ont mis en évidence un dimorphisme sexuel à partir des formes d'ailes. Les longueurs moyennes des ailes des femelles et des mâles sont de 2,13 millimètres et de 1,81 millimètre, respectivement (BYRNE et BELLOW, 1991).

La période de développement de *B. tabaci*, de l'œuf à l'adulte, est variable selon la plante hôte (COUDRIET *et al.*, 1985). BUTLER *et al.*(1983) ont étudié le développement de *B. tabaci* sur de jeunes plants de cotonnier maintenus à des températures constantes dans des coffrets. Le temps de développement moyen, était de 23,6 jours à 25°C, et 17.8 jours à 27.5°C.



Source : Naranjo (2004)

Figure 3 : Cycle biologique de *Bemisia tabaci*.

4. Migration

Les vols de *B. tabaci* se produisent durant la matinée jusqu'au milieu de la journée avec un seul pic (BYRNE et BELLOWS, 1991). Les adultes de *B. tabaci* ont une capacité limitée à orienter leurs vols (BYRNE *et al.*, 1990). Ils effectuent deux types distincts de vol :

- Les vols courts ;
- les vols de fond.

Les vols de courte distance se produisent sous la voûte de la plante hôte tandis que les vols de fond se produisent lorsque les adultes décollent de la plante, se font prendre dans un courant d'air et dérivent passivement (LENTEREN et NOLDUS 1990). La plus longue distance de vol mesurée était de 7 kilomètres (COHEN, 1990).

5. Les ennemis naturels de *Bemisia tabaci*

Dix-neuf espèces d'insectes appartenant à quatre familles, les Chrysopidae, les Miridae, les Anthocoridae et les Coccinellidae, ainsi que onze espèces d'acariens appartenant à deux familles, les Phytoseiidae et les Stipendiaire ont été recensées comme prédateurs de *B. tabaci* (LOPEZ-AVILA, 1986 ; GERLING, 1990).

Vingt huit espèces ont été identifiées comme parasitoïdes de *B. tabaci*. Il s'agit des Aphelinidae des genres :

- Aphelosoma* : représenté par une espèce ;
- Encarsia* avec 20 espèces ;
- Eretmocerus* avec 6 espèces.
- Une espèce appartenant au genre *Amitus* de la famille des Platygasteridae a également été répertoriée. (LOPEZ-AVILA, 1986).

Les recherches, visant à utiliser les entomopathogènes pour le contrôle de *B. tabaci*, sont encore au stade embryonnaire. Cependant, quatre espèces d'entomopathogènes ont été mises en évidence comme agent infectieux de *Bemisia tabaci*. Il s'agit de *Paecilomyces fumosoroseus* (Wize) Brown & Smith, *Paecilomyces farinosus* (Holm ex S. F. Gray) Brown & Smith, *Erynia radicans* (Brefeld) Humber, et *Aschersonia aleyrodinis* Webber, (FRANSEN, 1990).

Au Burkina Faso, le parasitoïde *Encarsia* sp., est le principal ennemi naturel de la mouche blanche *B. tabaci* (GNANKINE, 2005). Selon HODDLE *et al.* (1998), *Encarsia* sp est présent dans toutes les régions du monde à climat tempéré. Ils mesurent 0,6 mm, la tête et le thorax sont noirs avec un abdomen jaune. La femelle pond ses œufs de préférence dans le 3e ou le début du 4e stade larvaire de l'aleurode. Dix jours après le parasitisme, la larve se transforme en pupa. La durée totale de développement de l'oeuf à l'adulte est de 21 jours à 23°C, mais cette durée varie avec la température: de 15 jours (à 26°C) à 32 jours (à 18°C). La femelle d'*Encarsia* pond 10 à 15 oeufs par jour et vit 2 à 3 semaines sous conditions optimales. La durée de vie diminue fortement aux températures plus élevées. Durant sa vie, une femelle d'*Encarsia* parasite en moyenne 250 à 450 larves d'aleurode.

CHAPITRE III : IMPACT DES CULTURES TRANSGENIQUES SUR LA FAUNE AUXILIAIRE DANS LE MONDE

Depuis le développement des plantes génétiquement modifiées, des inquiétudes ont été exprimées sur les effets écologiques potentiellement nuisibles de leur utilisation à grande échelle. Dans le cas des plants exprimant des protéines insecticides, ces inquiétudes se sont focalisées sur l'impact de cette technologie sur les organismes non cibles (COWGILL et ATKINSON, 2004). De nos jours, de nombreuses études se sont intéressées particulièrement à l'effet des cultures génétiquement modifiées exprimant la protéine insecticide de *Bacillus thuringiensis* sur différentes espèces d'insectes à travers le monde.

Dans les cellules de la plante, la toxine *Bt* est produite sous une forme soluble (CRICKMORE, 2006). Selon GRAHAM *et al.*, (2001) l'alimentation directe sur les tissus végétaux représente probablement la seule voie d'exposition à la toxine pour les organismes non cibles. STREINBRECHER, (2004), ayant évalué l'effet du maïs *Bt* sur *Aphidius rhopalosiphi*, un parasitoïde inféodé au genre *Aphis*, a montré que l'expression de la toxine *Bt* n'induit aucun changement comportemental du parasitoïde. Le même auteur, sur des plants de Canola et d'Aubergine, rapporte que l'alimentation et la reproduction de *Diaeretiella rapae* (McINTOSH) *et d'Aphidius ervi* (HALIDAY), tous des parasitoïdes de *Aphis*, ne sont pas influencées par l'expression de la toxine *Bt*. Aussi, les expériences conduites par SCHULER *et al.*, (2001 et 2003) sur le vol et les habitudes alimentaires des femelles de *Cotesia plutellae* (Kurdjumov) parasitoïde de *Plutella xylostella* (LINNAEUS), ont montré que les femelles de ce parasitoïde ne distinguent pas les larves de *P. xylostella* s'alimentant sur des plants contenant la toxine *Bt* de celles issues de plants non transformés.

WHITEHOUSE *et al.*, (2005), en Australie, ont montré que la diversité et la richesse spécifique des espèces utiles collectées dans la voûte des plants de cotonnier était plus réduite sur les plants traités aux insecticides que sur les plants exprimant la toxine *Bt*. Au USA, NARANJO (2005 a et 2005 b) a montré que la présence de la toxine *Bt* en comparaison aux insecticides classiques n'affecte ni la diversité des arthropodes, ni l'abondance et les fonctions des ennemis naturels.

En chine, JIA et PENG (2002) rapportent que les populations d'insectes prédateurs observées dans les champs de coton *Bt* étaient significativement plus importantes que celles des champs de coton traités régulièrement aux insecticides classiques. Les mêmes auteurs ont aussi montré que les parcelles transgéniques hébergeaient, du fait de la réduction des applications

insecticides, de nombreux insectes phytophages non ciblés par la toxine, tels que *Lygus pratensis* (L.), *Lygus lucorum* (Meyer-Dur), *Adelphocoris suturalis* (Jak.), *Adelphocoris fasciaticollis* (Reuter) et *Adelphocoris lineolatus* (Goeze). Cependant, les densités de populations d'*Aphis gossypii* (Glover), collectées sur les plants de coton *Bt* étaient de 443 à 1646 fois plus faibles que celles observées sur les plants de cotonniers traités régulièrement avec des pyréthrinoides et des organophosphorés.

L'impact des biotechnologies sur la diversité biologique reste, au regard du nombre d'études conduites à travers le monde, une préoccupation de la plus grande importance. En rappel, la présente étude intitulée « Impact du coton Bollgard II sur la faune auxiliaire des insectes nuisibles du cotonnier. Cas de *Encarsia* sp. parasitoïde de *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera : Aleyrodidae) à l'Ouest du Burkina Faso. », se propose d'apporter des éléments de réponse à cette préoccupation par le suivi des fluctuations des populations et du parasitisme de *B. tabaci*, sur les variétés de cotonnier transgénique et conventionnelles, cultivées au Burkina Faso.

MATERIEL ET METHODES

CHAPITRE IV : MATERIEL ET METHODES

Les travaux ont été conduits sur des cultures de plein champ pendant la saison pluvieuse de l'année 2005. Pendant la campagne sèche de l'année 2006, un dispositif en pot sous irrigation a été mis en place en milieu contrôlé.

1. Le site

L'essai en plein champ a été conduit sur la station expérimentale de Farako-Bâ à 10 km au Sud de la ville de Bobo-dioulasso, tandis que l'essai en pot a été mis en place dans les locaux des laboratoires de défense des cultures de l'INERA Farako-Bâ, toujours au Burkina Faso.

2. Matériel

2.1. Matériel végétal

Trois variétés de cotonnier ont été utilisées pour les essais au champ et au laboratoire :

- La FK37, une variété conventionnelle de l'INERA, répondant aux caractéristiques du marché international et actuellement vulgarisée dans toute la région Ouest.
- La DP50, une variété américaine issue de DELTA PINE et de LAND CAMPANY.
- La DP50 transformée, provenant de DELTA PINE et de LAND CAMPANY dans laquelle est introduite le gène Bollgard II de MONSANTO.

2.2. Matériel animal

Deux espèces d'insectes ont été prises en compte dans ces essais. Il s'agit de :

- des formes larvaires fixes de *Bemisia tabaci* (GENNADIUS) ;
- les larves et les adultes d'*Encarsia sp.*

3. Le dispositif expérimental

3.1. En culture pluvial

Le dispositif était composé de 4 blocs constitués chacun de 20 lignes de 20 m. A l'intérieur de chaque bloc, quatre parcelles utiles de cinq lignes de 5 m représentaient les répétitions. L'écartement était de 0,80 m entre les lignes et de 0,40 m entre les poquets. Les semis ont été réalisés à 3 graines par poquet pour la semence transgénique et à 5 graines pour la semence conventionnelle.

Les allées entre les blocs sont de 2 m de large et l'ensemble de l'essai est entouré d'une bande de 15 m emblavée avec la variété de coton FK37.

Les objets suivants ont été comparés :

- Bloc A : variété de cotonnier Bollgard II sans application insecticide ;
- Bloc B : variété de cotonnier DP50 sans application insecticide ;
- Bloc C : variété de cotonnier FK37 sans application insecticide
- Bloc D : variété de cotonnier FK37 traitée six fois contre l'ensemble du complexe des ravageurs du cotonnier à intervalle de 14 jours à partir du 30^{ème} jour après la levée.

3.2. En culture irriguée

Sous une serre en nylon, cinq lots de 05 pots sont constitués pour chaque variété comparée, soit un total de 25 pots pour chaque objet et de 75 pots pour l'ensemble de l'essai. Les pots ont une hauteur de 26 cm et un diamètre de 30 et 22 cm respectivement pour les parties supérieure et inférieure. Chaque lot de 5 pots forme une répétition. Les pots sont remplis jusqu'au 4/5 de terre préalablement stérilisée à la chaleur pendant deux heures dans des bacs. Les semis sont effectués à trois graines par poquet.

Les objets suivants sont comparés :

- Objet A : Bollgard II sans application insecticide ;
- Objet B : DP50 sans application insecticide ;
- Objet C : FK37 sans application insecticide

4. La fumure

La fumure minérale est apportée en dose fractionnée d'engrais coton NPKBS de formule (15-20-15-6-1), complétée par l'urée (46 % N). En culture, le NPKBS est appliqué après un démariage à deux plants par poquet à la dose de 150 kg/ha soit 240 g par ligne, 20 jours après la levée (JAL). Le complément d'urée dosé à 50 kg/ha soit 80 g par ligne, est effectué en même temps que le buttage au 45^{ème} JAL. Dans le dispositif de laboratoire, le NPKBS et l'urée sont apportés aux mêmes doses que dans l'essai En culture, soit 4,8 g de NPKBS à 20 JAL et 1,6 g d'urée à 45 JAL par pot. Les sarclages sont faits à la demande.

5. La protection phytosanitaire

En culture (tableau II), les applications insecticides sont réalisées tous les 14 jours à partir du 30^{ème} jour après levée (JAL), sur les parcelles réservées à cet effet. Les pulvérisations sont

faites en un seul passage avec un appareil à pression entretenue pouvant débiter 150 l de bouillie à l'ha. Dans le dispositif en pot, aucune application insecticide n'est effectuée.

Tableau II : Doses de substances actives testées sur le complexe des ravageurs du cotonnier en culture à Farako-Bâ pendant la campagne 2005/2006, au Burkina Faso.

Objets	Périodes	Substances actives	Doses/ha	Sup (m ²)	Quantité produit
FK37 pv	T1: 30 jal	Endosulfan 500 g/l	1000 cc	320	35,2 cc
	T2: 44 jal	Endosulfan 500 g/l	1000 cc	320	35,2 cc
	T3: 58 jal	Cyfluthrine 18 g/l-profenofos 200 g/l	1000 cc	320	35,2 cc
	T4: 72 jal	Cyfluthrine 18 g/l-profenofos 200 g/l	1000 cc	320	35,2 cc
	T5: 86 jal	Cyperméthrine 72 g/l- Acétamipride 16 g/l	500 cc	320	17,6 cc
	T6: 100 jal	Cyperméthrine 72 g/l- Acétamipride 16 g/l	500 cc	320	17,6 cc

6. Les observations

En culture, toutes les semaines à partir du 30^{ème} jour après la levée, cinq feuilles colonisées par *Bemisia tabaci* sont récoltées dans chaque parcelle utile. Chaque feuille est prélevée parmi les cinq feuilles terminales d'un plant de cotonnier choisi de façon aléatoire.

Au laboratoire, une feuille infestée par pot est prélevée parmi les cinq feuilles terminales sur un plant, soit un total de 5 feuilles infestées par répétition et 25 feuilles prélevées pour chaque objet.

Ce dispositif adopté s'inspire des conclusions de HOROWITZ *et al.* (1998) ; EKBOM et XU (1990) qui soutiennent que *B. tabaci* a tendance à sélectionner la plante et les organes qu'il colonise.

Les feuilles récoltées sont placées dans des sachets plastiques transparents de dimensions 30 cm x 15 cm et ramenées au laboratoire où, à l'aide d'une loupe binoculaire de marque WILD HEERBRUGG les formes fixes de *B. tabaci* sont dénombrées sur toute la largeur de la feuille en adoptant un grossissement variant de (12 x 10 = 120) à (50 x 10 = 500) en fonction du degré de détail souhaité. Cependant, pour des infestations très importantes, les dénombrements ont été faits sur une surface foliaire d'1cm², répétée cinq fois sur l'ensemble de la feuille.

Les observations ont porté sur tous les stades larvaires de *B. tabaci*. Les stades parasités sont identifiés et dénombrés selon le procédé proposé par (NARANJO *et al.*, 2004) et (GNANKINE, 2005), basé sur trois symptômes caractéristiques du parasitisme de *B. tabaci* qui sont :

- Le déplacement des mycétomes qui sont des structures jaunes normalement trouvées au centre du corps de *B. tabaci* (Photo 1 et 2).
- La présence de méconium permettant de distinguer les larves parasitées par *Encarsia* sp (Photo 3).

Positionnement symétrique
des mycétomes.



Source Naranjo *et al.*, (2004)

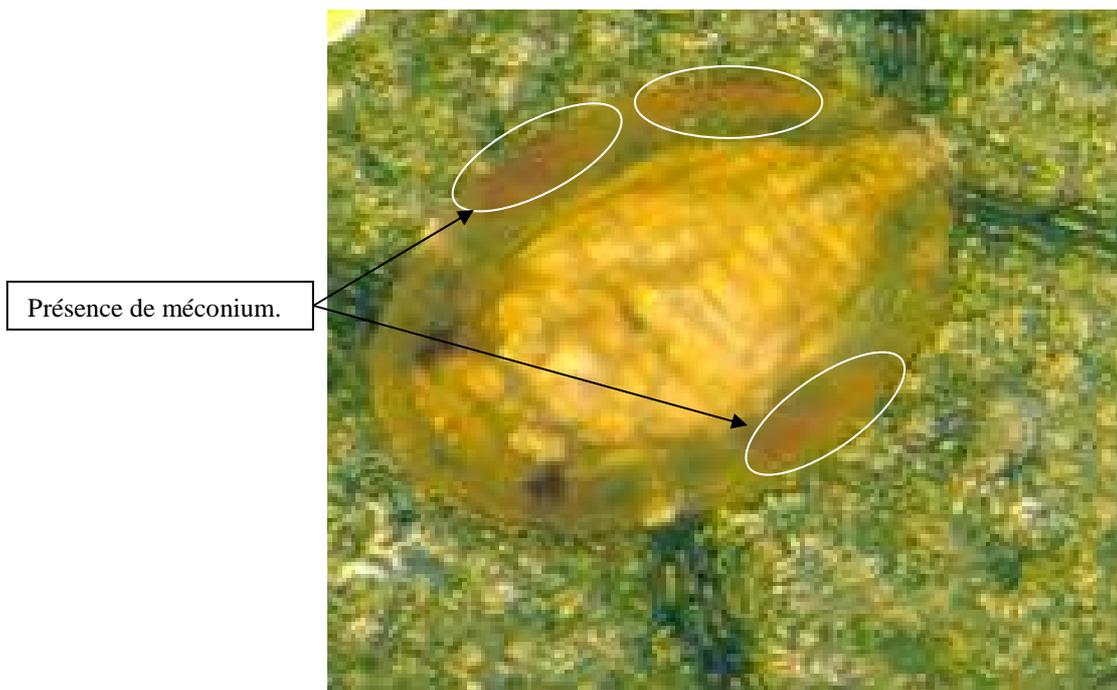
Photo 1 : forme fixe non parasitée de *Bemisia tabaci*

Positionnement asymétrique
des mycétomes.



Source Naranjo *et al.*, (2004)

Photo 2 : forme fixe parasitée de *Bemisia tabaci*



Source Naranjo *et al.*, (2004)

Photo 3 : forme fixe de *Bemisia tabaci* parasitée par *Encarsia sp*

7. L'analyse des données

Les données ont été saisies à l'aide du logiciel EXCEL 2003 de MICROSOFT WINDOW et analysées à l'aide des logiciels XLSTAT 2006 version d'évaluation d'ADDINSOFT SARL, XLSTAT 6.1.9 et SAS (SAS Institute, 1992). Les analyses non paramétriques ont été utilisées en lieu et place des analyses paramétriques classiques, du fait de la grande variabilité entre les données que les différentes transformations appliquées ne corrigent pas. Les niveaux de corrélation entre les variables sont établis à l'aide du test de corrélation non paramétrique de Spearman. Les tests de comparaison d'échantillons appariés et indépendants de FRIEDMAN et de KRUSKAL WALLIS ainsi que le test de comparaison de deux échantillons de WILCOXON, sont utilisés pour les calculs statistiques et la séparation des moyennes. Les valeurs affectées de la même lettre ne diffèrent pas statistiquement.

RESULTATS ET DISCUSSION

CHAPITRE V : RESULTATS

1. Infestations et parasitisme de Bemisia tabaci sur le cotonnier en culture

Les infestations de *Bemisia tabaci*, ont variée significativement ($P = 0,026$) pendant la campagne pluvieuse. Les infestations constatées sur la variété de cotonnier DP50, non traitée, ont été significativement plus faibles que celles observées sur la variété locale FK37, aussi non traitée. Cependant, elles sont restées équivalentes statistiquement à celles enregistrées sur la variété transgénique BgII non traitée et la variété locale FK37 traitée selon le programme vulgarisé (tableau III).

L'examen du taux de formes fixes parasitées par feuille a également mis en évidence une différence significative ($P = 0,005$). La variété DP50 non traitée et la variété locale FK37 traitée selon le programme vulgarisé, ont affiché des taux de parasitisme significativement supérieurs à ceux observés sur la variété transgénique BgII non traitée ainsi que sur la variété FK37 non traitée.

Tableau III : analyse des infestations de *B. tabaci* et du taux de parasitisme en plein champ, pendant la campagne pluvieuse 2005/2006 à Farako-Bâ, au Burkina Faso.

Objets	Densités de formes fixes/feuille	Taux de parasitisme/feuille (%)
Bg II, nt	121,13 ab	104,50 b
DP50, nt	106,36 a	134,94 a
FK37, nt	133,18 b	107,15 b
FK37, pv	121,31 ab	135,41 a
Probabilité ($p < 0,05$)	0,026	0,005
Signification	s	s

NB : les valeurs à l'intérieur des colonnes sont exprimées en rang

2. Infestations et parasitisme de Bemisia tabaci au laboratoire

Au laboratoire, les résultats ont mis en évidence des différences significatives entre les comparaisons, et ce pour le nombre de formes fixes de *B. tabaci* par cm^2 ($P < 0,0001$) et le taux de parasitisme ($P < 0,0001$) (Tableau IV).

La variété DP50, non traitée, ainsi que la variété DP50 avec le gène Bollgard II ont enregistré les plus faibles infestations de *B. tabaci* au cm², tandis que les plus fortes infestations ont été observées sur la variété FK37 non traitée.

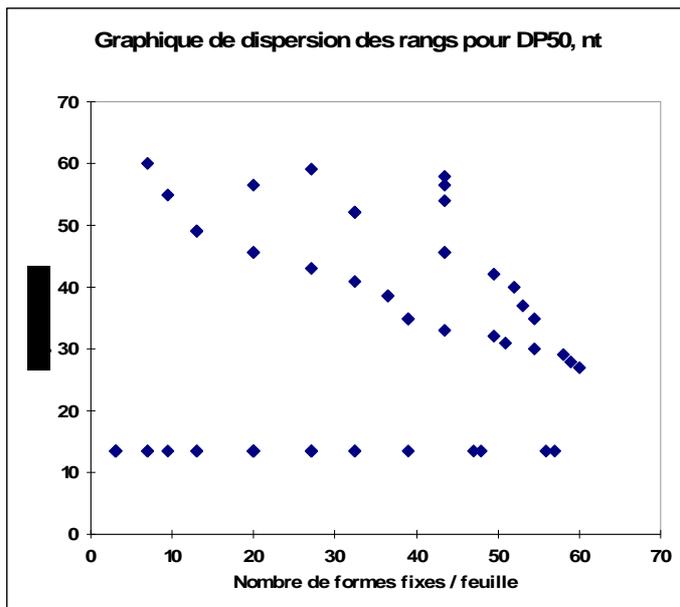
A l'examen du taux de formes fixes parasitées de *B. tabaci*, la variété FK37 non traité enregistre un taux de parasitisme significativement plus important que ceux observés respectivement sur les variétés DP50 non traité et DP50 avec le gène Bollgard II.

Tableau IV : Infestations de *B. tabaci* et taux de parasitisme au laboratoire pendant la campagne 2006, au Burkina Faso.

Objets	Densités de formes fixes/cm²	Taux de parasitisme (%)/cm²
Bg II, nt	44,64 a	44,03 b
DP50, nt	52,41 a	39,00 b
FK37, nt	96,69 b	62,47 a
Probabilité (p<0,05)	< 0,0001	< 0,0001
Signification	HS	HS

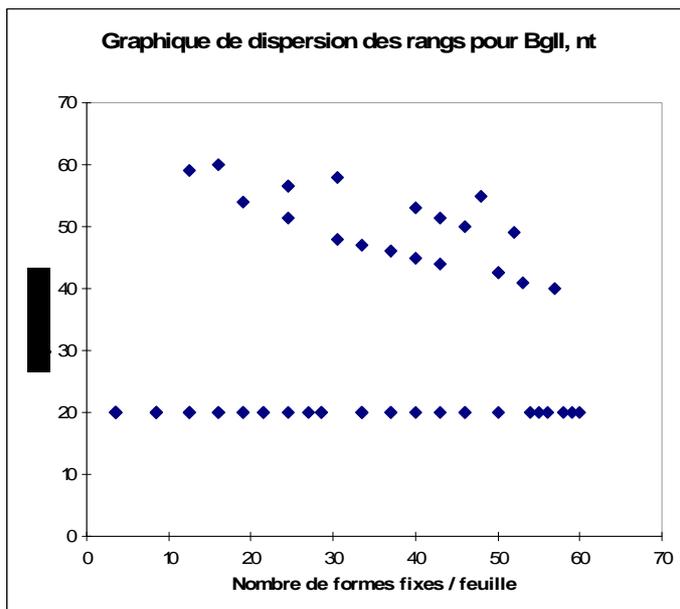
NB : les valeurs à l'intérieur des colonnes sont exprimées en rang

Les Figures (4, 5, 6 et 7) montrent les différents niveaux de corrélation obtenus entre le taux de parasitisme et les densités de formes fixes par feuille. Le test de corrélation non paramétrique de Spearman effectué au seuil alpha de 0,05 pour les objets DP50, nt ; BgII, nt et FK37, pv (Figure 4, 5 et 6), n'indique pas de corrélation significative entre le taux de parasitisme et le nombre de formes fixes de *B. tabaci*. Cependant pour l'objet FK37, nt (figure 07), ce test a mis en évidence une corrélation significative entre ces deux variables avec une probabilité de (P = 0,004) et une valeur observée de (0,365).



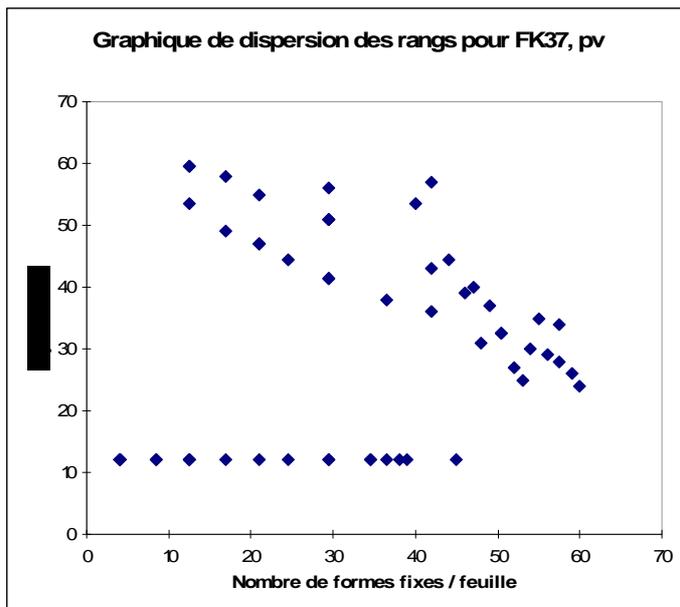
Valeur observée : 0,17
P-value bilatérale : 0,18
Alpha : 0,05

Figure 4: graphique de dispersion des rangs pour la variété de cotonnier DP50, non traité pendant la campagne 2005/2006 à Farako-Bâ au Burkina Faso.



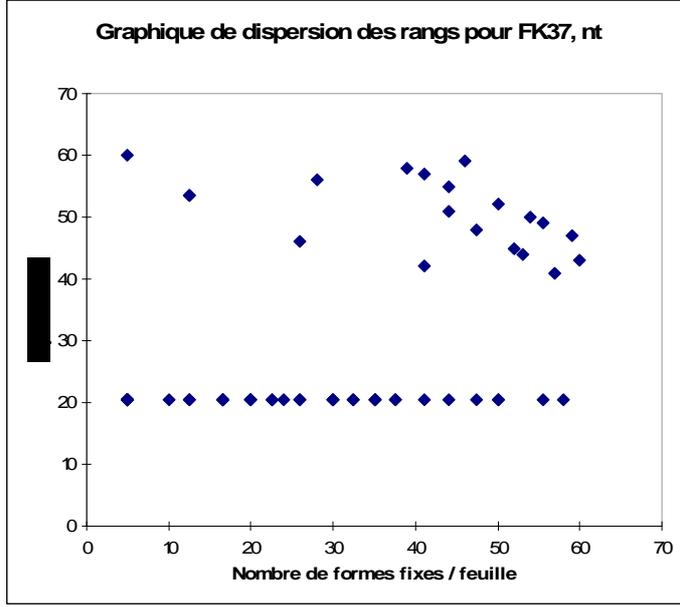
Valeur observée : 0,18
P-value bilatérale : 0,17
Alpha : 0,05

Figure 5: graphique de dispersion des rangs pour la variété de cotonnier BgII, non traité pendant la campagne 2005/2006 à Farako-Bâ au Burkina Faso.



Valeur observée : 0,18
P-value bilatérale : 0,18
Alpha : 0,05

Figure 06: graphique de dispersion des rangs pour la variété de cotonnier **FK37** traité selon le programme insecticide vulgarisé, pendant la campagne 2005/2006 à Farako-Bâ au Burkina Faso.



Valeur observée : 0,37
P-value bilatérale : 0,00
Alpha : 0,05

Figure 07: graphique de dispersion des rangs pour la variété de cotonnier **FK37** non traité, pendant la campagne 2005/2006 à Farako-Bâ au Burkina Faso.

CHAPITRE VI : DISCUSSIONS

Les résultats de l'étude indiquent que les infestations de *Bemisia tabaci* ne sont pas affectées par les δ -endotoxines du coton Bollgard II. Ces résultats s'accordent à ceux de NARANJO (2002 et 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 DENG *et al.*, (2002), en Chine, pour qui le coton *Bt* favorise indirectement les pullulations de *B. tabaci*, ainsi qu'à celles de LUMBIERRES *et al.*, (2004) qui ont également constaté de plus fortes densités de pucerons sur du maïs transgénique, exprimant la protéine insecticide Cry1Ab.

De nombreux facteurs concourent au choix de la plante hôte pour l'oviposition par *B. tabaci* (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 kairomones par la plante hôte jouent un rôle prépondérant. En effet, *B. tabaci* s'alimente principalement de la sève du phloème (BYRNES et BELLOWS, 2001) et l'accessibilité à la source alimentaire surtout pour le premier stade larvaire, est affectée par les caractéristiques de la feuille telles que la pilosité, l'épaisseur de la cuticule et de la membrane épidermique (CHU *et al.*, 1999 ; CHU *et al.*, 2001 ; GRUENHAGEN et PERRING, 2001). De même, les composantes qui déterminent la qualité de la sève tels que le carbone, l'azote, et les métabolites, affectent directement la fécondité de *B. tabaci* (ISAACS *et al.*, 1998 ; AWMACK et LEATHER, 2002 ; OMONDI *et al.*, 2005). KRISTOFFERSEN (2003) soutient également que les femelles de *B. tabaci* répondent plus souvent aux kairomones des plants, qu'aux phéromones des mâles. Par ailleurs, les travaux de SAXENA et STOTZKY (2001), ainsi que ceux de (GROOT et DICKE (2002), sur une variété de maïs transgénique, ont mis en évidence, la possibilité d'une modification, en présence des δ -endotoxines, des caractéristiques physiologiques et morphologiques de la plante. L'une des hypothèses qui pourraient expliquer ces résultats est que les δ -endotoxines Cry1Ac et Cry2Ab n'affectent pas les caractéristiques morphologiques et physiologiques de la plante qui régissent les infestations de *B. tabaci*.

Nos résultats ont également montré que les variétés du Burkina Faso sont beaucoup plus colonisées par *B. tabaci* que les variétés américaines. Ces résultats s'expliqueraient par la présence d'un facteur variétal. Les variétés burkinabè et américaines ont été sélectionnées dans des contextes écologiques différents, pour répondre à des exigences spécifiques.

NARANJO (2002) indique à ce propos que la pression parasitaire qui est un facteur écologique déterminant dans le développement des plantes, peut varier dans le temps et dans l'espace. En outre, CHU *et al.*, (2001) ont montré, en comparant plusieurs variétés de cotonnier, que l'absence de pilosité qui est une caractéristique de la variété de cotonnier DP50, pouvait expliquer en partie le faible niveau d'infestation de cette variété par *B. tabaci*.

Le taux de parasitisme en plein champ a été significativement plus réduit sur les cotonniers transgéniques (BgII, nt), comparativement aux cotonniers de la même variété conventionnelle. Par contre, dans le dispositif en serre, ce taux a été équivalent entre le cotonnier transgénique (BgII, nt) et son cultivar conventionnel (DP50, nt), et significativement plus important sur la variété locale (FK37, nt).

Ces résultats sont en conformité avec ceux de YANG *et al.*, (2005), qui avaient précédemment mis en évidence une interaction négative entre les parasitoïdes de *H. armigera* et les cotonniers transgéniques exprimant la protéine Cry1Ac. Ils sont en accord avec ceux de ZHANG *et al.*, (2006) qui ont conclu que la biologie et le comportement de *Propylaea japonica* (Thunberg) (Coleoptera: Coccinellidae), un prédateur de puceron, pouvaient être affectés lorsqu'ils s'alimentent avec des pucerons issus de cotonniers transgéniques. Par contre nos résultats contredisent ceux de LUNDGREN et WIEDENMANN, (2005) qui montrent que la protéine insecticide Cry3b1, exprimée dans le maïs transgénique n'affecte pas *Coleomegilla maculata* (LENGI) (Coleoptera: Coccinellidae), un autre prédateur de puceron. De même, AL-DEEB *et al.*, (2001) ont conclu que le maïs *Bt* n'affectait pas *Orius insidiosus* (SAY) (Hemiptera: Anthocoridae), un prédateur de *Ostrina nubilalis* (Hübner). De façon plus générale, NARANJO (2005), après l'évaluation de l'impact du Cry1Ac pendant six ans sur une frange représentative des ennemis naturels des ravageurs du cotonnier, a conclu que la toxine avait une faible incidence sur les ennemis naturels surtout comparée à l'utilisation des insecticides classiques.

La réduction significative de l'oviposition des populations d'*Encarsia* sp sur les populations larvaires de *B. tabaci* observée dans la présente étude, pourrait s'expliquer par une altération de la qualité nutritionnelle de l'hôte, suite à l'acquisition ou à la métabolisation des endotoxines Cry1Ac et Cry2Ab.

La spécificité des endotoxines de *Bacillus thuringiensis* aux populations de Lépidoptères a été largement mise en évidence à travers le monde (GILLS *et al.*, 1992). Toutefois, les investigations sont toujours en cours pour expliquer les causes réelles de cette spécificité (GROOT et DICKE, 2002). La plupart des auteurs ont mis en évidence le rôle du pH dans la

solubilisation du cristal toxique, ainsi que des enzymes protéolytiques et des récepteurs spécifiques au niveau de la membrane épithéliale de l'intestin des insectes susceptibles. Cependant, peu d'études ont expliqué l'innocuité de la toxine vis-à-vis des insectes à régime piqueurs suceurs tels que *Bemisia tabaci*. Elles ont néanmoins permis d'expliquer cette innocuité par l'absence de contact avec la toxine. Les travaux de laboratoire conduits par RAPS *et al.*, (2001) sur le maïs Bt ont corroboré ces assertions en démontrant par des procédés biochimiques, l'absence de la toxine Cry1Ab issue de *B. thuringiensis* dans le phloème de la plante. Pourtant, de nombreux facteurs tendent à favoriser l'acquisition de la toxine par *B. tabaci* 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 tissus végétaux expriment une forme tronquée de la toxine, qui ressemble plus étroitement à celle que l'on trouve dans l'intestin de l'insecte après la protéolyse. Le même auteur indique que cette toxine est produite sous une forme soluble dans les cellules de la plante plutôt que sous forme d'inclusions cristallines, telle qu'elle se présente dans la bactérie. *Bemisia tabaci* étant un insecte à régime piqueur suceur, cette forme soluble augmente les chances d'acquisition de la toxine 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).

Par ailleurs, GREENPLATE *et al.*, (2003) ont montré que les deux endotoxines s'exprimaient à des proportions de l'ordre de 3 à 4 ppm pour Cry1Ac et de 17 à 19 ppm pour Cry2Ab et ont conclu que l'endotoxine Cry2Ab contribue de façon plus importante à la toxicité totale de la plante. De plus, TORRES *et al.*, (2006) ont montré que l'expression de la toxine Cry1Ac diminuait dans les feuilles pendant le cycle de la culture et ont affirmé que l'acquisition de la toxine par l'insecte est fortement dépendante de la concentration de cette toxine dans la plante. En outre, les travaux de BRANDT *et al.*, (2004) ont mis en relief une association négligeable de l'endotoxine Cry1Ac avec les tissus de *Lygus hesperus* (Hemiptera : Miridae). Par contre, une forte association extracellulaire a été observée avec l'endotoxine Cry2Ab au niveau des microvillosités de l'intestin de l'insecte. Cela pourrait expliquer les résultats de nombreux auteurs dont ceux de NARANJO, (2005) qui ont travaillé sur les premières générations de plantes transgéniques n'exprimant qu'une seule protéine insecticide en l'occurrence Cry1Ac et qui ont conclu à l'innocuité de la toxine sur les populations d'ennemis naturels.

La possibilité pour *B. tabaci* d'acquérir les endotoxines peut constituer une source de perturbations du métabolisme de l'insecte et par conséquent influencer sur la qualité nutritive de l'hôte qu'il constitue pour *Encarsia* sp. VINSON et IWANTSH (1980) ont, à ce propos, indiqué que la qualité de l'hôte reste l'un des facteurs les plus déterminants pour l'oviposition des parasitoïdes. Le même auteur indique que les facteurs climatiques peuvent également affecter l'oviposition des parasitoïdes, ce qui pourrait expliquer le faible taux de parasitisme constaté dans le dispositif en pot.

Nos résultats ont également mis en exergue un taux de parasitisme significativement plus important en présence d'une protection insecticide sur la variété locale de cotonnier (FK37, pv), comparativement à la même variété sans protection phytosanitaire (FK37, nt). Ces résultats pourraient s'expliquer par l'existence d'une prédation intra-gilde. Selon LUCAS (2001), la prédation intra-gilde représente le cas où un membre de la guilda tue et dévore un autre membre de cette même guilda. De plus, les travaux de ROSELYNE (2005) sur la capacité discriminatoire du prédateur *Dicyphus hesperus* envers des proies saines, parasitées ou infectées ont montré que ce prédateur attaque tant les proies saines que les proies parasitées par *E. formosa*.

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES

La présente étude a permis d'évaluer l'impact du coton Bollgard II sur *Encarsia* sp, parasitoïde de *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera : Aleyrodidae) à l'Ouest du Burkina Faso. Elle a montré que le coton Bollgard II, ne favorise pas les infestations de *B. tabaci*.

Ces résultats ont également montré que le parasitisme d'*Encarsia* sp sur *Bemisia tabaci* est significativement corrélé à la densité des populations larvaires de *B. tabaci*. De même, ils ont mis en évidence une réduction des pontes des femelles d'*Encarsia* sp, sur les populations larvaires de *B. tabaci*, qui pourrait s'expliquer par une altération de la qualité de l'hôte, ainsi que par les facteurs climatiques.

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 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'influer les infestations de *B. tabaci* tels que les émissions de kairomones, la qualité nutritionnelle de la sève du phloème et la structure de la feuille.

Au niveau du ravageur, cette étude pourrait être poursuivie en évaluant l'impact de ces δ -endotoxines à différents stades de développement de *B. tabaci* et sur plusieurs générations du ravageur, ainsi que le mode d'acquisition par l'insecte.

Au niveau des ennemis naturels, le mode d'acquisition des δ -endotoxines, ainsi que l'impact de ces 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 de ces δ -endotoxines sur les principaux ennemis naturels de ce ravageur.

Ces résultats ont également mis en évidence la possibilité de l'existence d'une prédation intra guildes qui pourrait affecter l'efficacité de la lutte biologique. La prédation intra guildes représente le cas où un membre de la guildes tue et dévore un autre membre de cette même guildes. Les investigations pourraient être également poursuivies dans ce sens en évaluant le type d'association entre agents biologiques susceptibles d'optimiser la lutte biologique.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

ADANG, M.J. 1991. *Bacillus thuringiensis* insecticidal crystal proteins: gene structure, action, and utilization. In: Biotechnology for biological control of pests and vectors (Edited by K. Maramorosch). CRC Press, London. pp: 3-23.

AL-DEEB, M., WILDE G. E., AND HIGGINS R. A., 2001. No effect of *Bacillus thuringiensis* corn and *Bacillus thuringiensis* (Berliner) on the predator *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae). *J. Econ. Entomol.* 30: 625-629.

ARONSON A.I., BECKMAN, W., AND DUNN, P. 1986. *Bacillus thuringiensis* and related insect pathogens. *Microbiol. Rev.* 50: 1-24.

AWMACK C. S. AND LEATHER S. R., 2002. Host plant quality and fecundity in herbivorous insects. *Annu. Rev. Entomol.* 2002. 47:817-44.

BAUER, L.S. 1995. Resistance: a threat to the insecticidal crystal proteins of *Bacillus thuringiensis*. *Florida Entomol.* 78(3): 414-442.

BEEGLE, C.C., AND YAMAMOTO, T., 1992. Invitation paper (C.P. Alexander Fund): History of *Bacillus thuringiensis* Berliner research and development. *Can. Entomol.* 124: 587-616.

BRADLEY G., 1979. Cellular and molecular mechanisms of action of bacterial endotoxins. *Annual Reviews. Microbiology* 1979. 33:67-94.

BRANDT S.L., COUDRON T.A., HABIBI J., BROWN G.R., ILAGAN O.M., WAGNER R.M., WRIGHT OSMENT M.M., BACKUS E.A., HUESING, J.E. 2004. Interaction of Two *Bacillus Thuringiensis* O-Endotoxins with the Digestive System of *Lygus Hesperus*. *Current Microbiology.* 48:1-9.

BUTLER, G.D., HENNEBERRY T.J., AND CLAYTON T.E., 1983. *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae): Development, oviposition, and longevity in relation to temperature. *Annals of the Entomological Society of America* 76: 310-313.

BYRNE D. N. AND BELLOWS T. S., 1991. WHITEFLY BIOLOGY. *Annu. Rev. Entomol.* 36:431-57.

BYRNE, D.N., BELLOWS JR T.B. AND PARRELLA M.P., 1990. Whiteflies in agricultural systems. In: *Whiteflies: Their Bionomics, Pest Status and Management*, D. Gerling (ed.). Intercept, Hants, United Kingdom, pp. 227-261.

CHU, C., COHEN C. A., NATWICK T. E., SIMMONS S. G. AND HENNEBERRY T. S., 1999. *Bemisia tabaci* (Hemiptera:Aleyrodidae) biotype B colonisation and leaf morphology relationships in upland cotton cultivars. *Australian journal of Entomology* 38, 127-131.

CHU, C., FREEMAN, T.P., BUCKNER, J.S., NELSON, D.R., NATWICK, E.T., HENNEBERRY, T.J., 2001. *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) B Biotype: Factors Affecting Leaf Habitat, Oviposition, Feeding Site Selection, Host Finding, and Host Preference. *Journal of the Agricultural Association of China*. 3 (1) 48-64.

COHEN, S. 1990. Epidemiology of whiteflytransmitted viruses. In: *Whiteflies: their Bionomics, Pest Status and Management*, D. Gerling (ed.). Intercept, Hants, United Kingdom, pp. 211-225.

COUDRIET, D. L., PRABHAKER N., KISHABA A.N. AND MEYERDIRK D. E., 1985. Variation in developmental rate on different host and overwintering of the sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). *Environmental Entomology* 14: 516-519.

COWGILL S., AND ATKINSON H., 2004. Assessing the impact of gm plants: the effect of transgenic protease inhibitors on non-target invertebrates centre for plant sciences university of leeds, uk.

CRICKMORE N., 2006. Beyond the spore – past and future developments of *Bacillus thuringiensis* as a biopesticide. *Journal of Applied Microbiology*.

CRICKMORE N., ZEIGLER D. R., FEITELSON J., SCHNEPF E., VAN RIE J., LERECLUS D., BAUM J., et DEAN D. H., 1998. Revision of the nomenclature for the *Bacillus thuringiensis* pesticidal crystal proteins. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, p. 807-813.

DENG S.D., XU Ji. ZHANG Q.W., ZHOU S.W. and XU G.J., 2002. Effect of transgenic *Bacillus thuringiensis* cotton on population dynamics of non-target pests and natural enemies. In annual report of National Basic Research and Development Program, 8p.

DOGAN E.B, BERRY R.E, REED G.L, ROSSIGNOL P.A., 1996. Biological parameters of convergent lady beetle (Coleoptera: Coccinellidae) feeding on aphids (Homoptera: Aphididae) on transgenic potato. *Journal of Economic Entomology* 89(5): 1105-1108.

DRABO A., 2005. Evaluation de l'efficacité de deux δ -endotoxines de *Bacillus thuringiensis* (cry1ac et cry2ab) synthétisées par le cotonnier transgénique (coton bt) dans la gestion de la résistance de *Helicoverpa armigera* (Hubner) à la deltaméthrine. Mémoire de fin d'études, Institut du Développement Rural, 70p.

EKBOM, B. S. AND. XU R., 1990. Sampling and spatial patterns of whiteflies. In: *Whiteflies: Their Bionomics, Pest Status and Management*, D. Gerling (ed.). Intercept, Hants, United Kingdom pp. 107-121. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 91: 305 – 316.

ESTRUCH J. J., 1996. Vip3A, a novel *Bacillus thuringiensis* vegetative insecticidal protein with a wide spectrum of activities against lepidopteran insects ; *Proc. Natl Acad. Sci, USA, Agricultural Sciences*, Vol 93, p. 5389-5394.

FRANSEN, J.J., 1990. Natural enemies of whiteflies: Fungi. In: *Whiteflies: Their Bionomics, Pest Status and Management*, D. Gerling (ed.). Intercept, Hants, United Kingdom pp. 187-210.

FITT G.P; MARES C.L, LLEWELLYN D.J., 1994. Field evaluation and potential ecological impact of transgenic cottons (*Gossypium hirsutum*) in Australia. *Biocontrol Science and Technology* 4: 535-548.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS, 2004. Situation mondiale de l'alimentation et de l'agriculture. Collection FAO : Agriculture N 35.

GERLING, D. 1990. Natural enemies of whiteflies: Predators and parasitoids. In: *Whiteflies: their Bionomics, Pest Status and Management*, D. Gerling (ed.). Intercept, Hants, United Kingdom, pp. 147-185.

GILL, S.S., COWLES, E.A., AND PIETRANTONIO, P.V. 1992. The mode of action of *Bacillus thuringiensis* δ -endotoxins. *Ann. Rev. Entomol.* 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 doctorat de l'Université de Ouagadougou, 145p.

GRAHAM H., BROWN C. R., GROTH M. E AND DUAN J. J., 2001. Cry1Ab protein levels in phytophagous insects feeding on transgenic corn : implications for secondary exposure risk assessment. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 99: 37–45.

GREENPLATE J. T., MULLINS J. W., PENN S. R., DAHM A., REICH B. J., OSBORN J. A., RAHN P. R., RUSCHKE L. AND SHAPPLEY Z. W., 2003. Partial characterization of cotton plants expressing two toxin proteins from *Bacillus thuringiensis*: relative toxin contribution, toxin interaction, and resistance management. *J. Appl. Ent.* 127, 340–347.

GROOT A.T AND L DICKE M., 2002. Insect-resistant transgenic plants. *The Plant Journal* 31(4), 387-406.

GRUENHAGEN N. M. AND PERRING T. M., 2001. Plant influences on silverleaf whitefly oviposition and development and the potential for enemy-free space. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 99: 387–391.

GUTIERREZ A. P., ADAMCZYK J. J., PONSARD S. AND. ELLIS C.K., 2006. Physiologically based demographics of *Bt* cotton–pest interactions II. Temporal refuges, natural enemy interactions. *Ecological Modelling* 191 360–382.

HARDEE D.D AND BRYAN W.W., 1997. Influence of *Bacillus thuringiensis*-transgenic and nectariless cotton on insect populations with emphasis on the tarnished plant bug (Heteroptera: Miridae). *Journal of Economic Entomology* 90 (2): 663-668.

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., MEIER, M.S. AND RAPS, A., 2000. Review on non-target organisms and Bt-plants. Report to Greenpeace International, Amsterdam. EcoStrat GmbH. 75pp.

HILBECK, A., BAUMGARTNER, M., FRIED, P.M., BIGLER, F. 1998 a. Effects of transgenic *Bacillus thuringiensis* corn-fed prey on mortality and development time of

immature *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae). Environmental Entomology 27(2): 480-487.

HILBECK, A., MOAR, W.J.; PUSZTAI-CAREY, M.; FILIPPINI, A.; BIGLER, F. 1998
b. Toxicity of *Bacillus thuringiensis* Cry1Ab toxin to the predator *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae). Environmental Entomology 27 (5): 1255-1263.

HILBECK, A., MOAR, W.J.; PUSZTAI-CAREY, M.; FILIPPINI, A.; BIGLER, F. 1999. Prey-mediated effects of Cry1Ab toxin and protoxin and Cry2A protoxin on the predator *Chrysoperla carnea*. Entomologia Experimentalis et Applicata 91: 305–316.

Hill, D.S. 1987. Agricultural insect pests of temperate regions and their control. Cambridge University Press, Cambridge. 659 pp.

HOFFMANN MP, ZALOM FG, WILSON LT, SMILANICK JM, MALYJ LD, KISER J, HILDER VA, BARNES W.M., 1992. Field evaluation of transgenic tobacco containing genes encoding *Bacillus thuringiensis* δ -endotoxin or cowpea trypsin inhibitor: efficacy against *Helicoverpa zea* (Lepidoptera: Noctuidae). Journal of Economic Entomology 85 (6): 2516-2522.

HÖFTE, H., AND WHITELEY, H.R., 1989. Insecticidal crystal proteins of *Bacillus thuringiensis*. Microbiol. Rev., 53: 242-255.

HODDLE M. S., DRIESCHE R. G. V. AND SANDERSON J. P, 1998. Biology and use of the whitefly parasitoid *Encarsia formosa*. Annu. Rev. Entomol. 43:645–69.

HOROWITZ A.R., WEINTRAUB P. G. AND. ISHAAYA I., 1998. Status of Pesticide Resistance in Arthropod Pests in Israel. Phytoparasitica 26 (3).

ISAACS R., BYRNES D.N., HENDRIX L.D., 1998. Feeding rates and carbohydrates metabolism by *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on different quality phloem saps. Physiological Entomology (1998) 23, 241-248.

JAMES, C., 2004. Global status of commercialised biotec/GM crops: 2004. ISAAAA Briefs No. 32.

JIA, S AND PENG Y, 2002. GMO Biosafety Research in China. Environ. Biosafety Res. 1.

KLAAS H. V. AND BYRNE D. N., 1998. The effects of physiological factors and host plant experience on the ovipositional activity of the sweet potato whitefly, *Bemisia tabaci*. Entomologia Experimentalis et Applicata 89: 15–23.

KRISTOFFERSEN L., 2003.The chemical ecology of Homoptera - from host plants to conspecific interactions. Introductory paper no 147. Department of Ecology Chemical Ecology Lund University. 38 p.

LAMBERT B. ET PERFEROEN M., 1992. Insecticidal promise of *Bacillus thuringiensis* ; Bioscience, Vol. 42 No.2, p. 112.

LENTEREN, J. C. V. AND NOLDUS L. P. J. J., 1990. Whitefly-plant relationships: Behavioural and ecological aspects. In: *Whiteflies: Their Bionomics, Pest Status and Management*, D. Gerling (ed.). Intercept, Hants, United Kingdom, pp. 47-90.

LERECLUS, D., BOUGOUIN, C., LECADET, M.M., KLIER, A., AND RAPOPORT, G. 1989. Role, structure, and molecular organization of the genes coding for the parasporal delta-endotoxins of *Bacillus thuringiensis*. In: Regulation of Prokaryotic Development (Edited by I. Smith, R.A. Slepecky and P. Setlow). American Society for Microbiology, Washington, D.C. pp: 255-276.

LERECLUS D. BOUGOUIN, C., LECADET, M.M., and RAPOPORT, G., 1995. Overproduction of encapsulated Insecticidal Crystal Proteins in a *Bacillus thuringiensis* spore0A mutant ; Bio/technology ; Vol. 13, p.67.

LERECLUS, D., DELÉCLUSE, A., AND LECADET, M.-M. 1993. Diversity of *Bacillus thuringiensis* toxins and genes. In: *Bacillus thuringiensis*, an Environmental Biopesticide: theory and practice (Edited by P.F. Entwistle, J.S. Cory, M.J. Bailey and S. Higgs). Wiley, New York. pp. 37-69.

LONC E., LECADET M. M., LACHOWICZ T. M. AND PANEK E., 1997. Description of *Bacillus thuringiensis* wratislaviensis (h-47), a new serotype originating from Wrodaw (Poland) and other *Bt* soil isolates from the same area. Letters in Applied Microbiology, 24, 467-473.

LOPEZ-AVILA, A., 1986. Taxonomy and biology. In: *Bemisia tabaci* - A Literature Survey on the Cotton Whitefly with an Annotated Bibliography, M.J.W. Cock (ed.). C.A.B. International Institute of Biological Control, Silwood Park, United Kingdom, pp. 3-11.

LOZZIA G.C., 1999. Biodiversity and structure of ground beetle assemblages (Coleoptera Carabidae) in *Bt* corn and its effects on target insects. *Boll. Zool. Agr. Bachic. Ser. II*, 31 (1): 37-58.

LOZZIA G.C., C. FURLANIS, B. MANACHINI, I.E. RIGAMONTI. 1998 a. Effects of *Bt* corn on *Rhopalosiphum padi* L. (Rhynchota Aphididae) and on its predator *Chrysoperla carnea* Stephen (Neuroptera Chryopidae). *Boll. Zool. Agr. Bachic. Ser. II*, 30(2): 153-164.

LOZZIA, G.C. AND I.E. RIGAMONTI 1998 b. Preliminary study on the effects of transgenic maize on non target species. *IOBC Bulletin Vol. 21 (8)* : 171 – 180.

LUCAS E., 2001. Prédation intragilde et lutte biologique. *VertigO Vol 2 No 2*.

LUMBIERRES B.N., RAMON A. and XAVIER P., 2004. Transgenic *Bt* maize and *Rhopalosiphum padi* (Hom., Aphididae) performance. *Ecological Entomology (2004)* 29, 309–317.

LUNDGREN J. G. AND WIEDENMANN R. N., 2005. Tritrophic Interactions Among *Bt* (Cry3Bb1) Corn, Aphid Prey, and the Predator *Coleomegilla maculata* (Coleoptera: Coccinellidae). *Environ. Entomol.* 34(6): 1621-1625.

MARTIN, P.A.W., 1994. An iconoclastic view of *Bacillus thuringiensis* ecology. *Am. Entomol.* 40(1): 85-90.

Mc GAUGHEY W.H., GOULD F. et GELERNTER W., 1998. *Bt* resistance management ; *Nature biotechnology*, Vol. 16, p. 144.

MOUND, L.A. AND HALSEY, S.H. 1978. Whitefly of the world. A systematic catalogue of the Aleyrodidae (Homoptera) with host plant and natural enemy data. *British Mus. Nat. Hist., Chichester.* 328 pp.

NARANJO S. E, 2002. arthropod communities and transgenic cotton in the western USA. In M. Hoddle, (ed.), Proceedings 3rd California Conference on Biological Control, 15-16 August 2002, Davis, CA. pp. 33-38.

NARANJO, S. E. 2005 a. Long-Term Assessment of the Effects of Transgenic *Bt* Cotton on the Abundance of Non target Arthropod Natural Enemies Environ. Entomol. 34(5): 1193-1210

NARANJO, S. E. 2005 b. Long-term assessment of the effects of transgenic *Bt* cotton on the function of the natural enemy community. Environ. Entomol. 34: 1211-1223.

NARANJO, S.E., CAÑAS L., AND ELLSWORTH P.C., 2004. Mortalidad de *Bemisia tabaci* en un sistema de cultivos múltiples. Horticultura Internacional. pp. 14-21.

OMONDI A.B., OBENG-OFORI D., KYEREMATEN R.A., DANQUAH E.Y., 2005. Host preference and suitability of some selected crops for two biotypes of *Bemisia tabaci* in Ghana. Entomologia Experimentalis et Applicata 115 : 393–400, 2005.

ORR, D.B. AND LANDIS, D.L., 1997. Oviposition of European Corn Borer (Lepidoptera: Pyralidae) and impact of natural enemy populations in transgenic versus isogenic corn. Journal of Economic Entomology 90 (4): 905-909.

PILCHER, C.D.; OBRYCKI, J.J.; RICE, M.E.; LEWIS, L.C. 1997. Preimaginal development, survival and field abundance of insect predators on transgenic *Bacillus thuringiensis* corn. Environmental Entomology 26(2): 446-454.

RAPS A., KEHR J., GUGERLI P., MOAR W. J. BIGLER F AND HILBECK A., 2001. Immunological analysis of phloem sap of *Bacillus thuringiensis* corn and of the non target herbivore *Rhopalosiphum padi* (Homoptera: Aphididae) for the presence of Cry1Ab. Molecular Ecology 10, 525–533.

RIDDICK EW & BARBOSA P 1998. Impact of Cry3A-intoxicated *Leptinotarsa decemlineata* (Coleoptera: Chrysomelidae) and pollen on consumption, development, and fecundity of *Coleomegilla maculata* (Coleoptera: Coccinellidae). Annals of the Entomological Society of America 91 (3): 303-307.

RIDDICK EW, DIVELY G, BARBOSA P., 1998. Effect of a seed-mix deployment of Cry3A-transgenic and non-transgenic potato on the abundance of *Lebia grandis* (Coleoptera: Carabidae) and *Coleomegilla maculata* (Coleoptera: Coccinellidae). *Annals of the Entomological Society of America* 91 (5): 647-653.

ROSELYNE L., 2005. Intraguild interactions of the greenhouse whitefly natural enemies, predator *Dicyphus hesperus*, pathogen *Beauveria bassiana* and parasitoid *Encarsia Formosa*. *Maîtrise en biologie végétale de la faculté des sciences de l'agriculture et de l'alimentation de l'Université de Laval*. 150 p.

SAXENA D. AND. STOTZKY G., 2001. *Bt* corn has a higher lignin content than non-*Bt* corn. *American Journal of Botany*. 88:1704-1706.

SCHULER T. H, POTTING R. P.J., DENHOLM I, CLARK J. S., CLARK A. J., C. STEWART N AND. POPPY M. G., 2003. Tritrophic choice experiments with *Bt* plants, the diamondback moth (*Plutella xylostella*) and the parasitoid *Cotesia plutellae*. *Transgenic Research* 12: 351 –361.

SCHULER T. H., DENHOLM I., JOUANIN L, CLARK S. J., CLARK A. J. and POPPY G. M., 2001. Population-scale laboratory studies of the effect of transgenic plants on nontarget insects. *Molecular Ecology* 10, 1845–1853.

SCHULER T.H, POTTING R.P.J, DENHOLM I, POPPY G.M., 1999. Parasitoid behavior and *Bt*-plants. *Nature* 400: 825.

SIMS S.R., 1995. *Bacillus thuringiensis* var. *kurstaki* (CryIA(c)) protein expressed in transgenic cotton: effects on beneficial and other non-target insects. *Southwestern Entomologist* 20(4): 493-500.

STREINBRECHER, I, 2004. Effects of *Bt* transgenes on herbivorous insects parasitoid interactions. *Thesis of Doctorate* 81p.

TABASHNIK Bruce E., 1994. Evolution of resistance to *Bacillus thurengiensis* ; *Annual Review of Entomology* ; p. 47.

TABASHNIK Bruce E., 1997. Seeking the root of insect resistance to transgenic plants ; *Proc. Natl Acad. Sci, USA* ; Vol. 94, p. 3488.

- TORRES J. B., RUBERSON J. R. AND ADANG M. J., 2006.** Expression of *Bacillus thuringiensis* Cry1Ac protein in cotton plants, acquisition by pests and predators: a tritrophic analysis. *Agricultural and Forest Entomology* 8, 191–202.
- TRAORE D., 1999.** Rapport de la journée de concertation sur la mouche blanche au Burkina Faso. Mars 1999, Bobo-Dioulasso. INERA, BoboDioulasso, Burkina Faso. 18 pp.
- VINSON S. B. AND IWANTSCH G. F., 1980.** Host suitability for insect parasitoids. *Ann. Rev. Entomol.* 25:397-419.
- VISSER, J.H., 1986.** Host odor perception in phytophagous insects. *Annu. Rev. Entomol.* 31: 121-144.
- WHITEHOUSE M.E.A, WILSON L. J., AND. FITT G. P. 2005.** A Comparison of Arthropod Communities in Transgenic *Bt* and Conventional Cotton in Australia. Approximately. *Entomol.* 34(5): 1224-1241.
- WILSON FD, FLINT HM, DEATON WR, FISCHHOFF DA, PERLAK FJ, ARMSTRONG TA, FUCHS RL, BERBERICH SA, PARKS NJ, STAPP BR 1992.** Resistance of cotton lines containing a *Bacillus thuringiensis* toxin to pink bollworm (Lepidoptera: Gelechiidae) and other insects. *Journal of Economic Entomology* 85 (4): 1516 - 1521.
- YANG Y. YU Y., REN L., SHAO Y., QIAN K AND ZALUCKI M. P., 2005.** Possible incompatibility between transgenic cottons and parasitoids. *Australian Journal of Entomology* 44, 442–445.
- ZHANG G., WAN F., ´BOR G. L. VEI L.ˆ, LIU W., AND GUO J., 2006.** Transmission of *Bt* Toxin to the Predator *Propylaea japonica* (Coleoptera: Coccinellidae) Through Its Aphid Prey Feeding on Transgenic *Bt* Cotton. *Environ. Entomol.* 35(1): 143-150.