

BURKINA FASO
Unité-Progress-Justice

MINISTERE DES ENSEIGNEMENTS SECONDAIRE, SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE POLYTECHNIQUE
DE BOBO-DIOULASSO

INSTITUT DU DEVELOPPEMENT RURAL

CENTRE NATIONAL DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE ET TECHNOLOGIQUE

INSTITUT DE L'ENVIRONNEMENT
ET DE RECHERCHES AGRICOLES
Station de Farako-bâ

MEMOIRE DE FIN D'ETUDES

Présenté en vue de l'obtention du

DIPLOME D'INGENIEUR DU DEVELOPPEMENT RURAL

OPTION : AGRONOMIE

THEME :

Efficacité biologique d'extraits de neem (*Azadirachta indica* A. Juss) sur des populations de *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera : Noctuidae) en cultures du cotonnier et de la tomate

Directeur de mémoire : Pr DICKO Idrissa

Maîtres de stage : Dr DABIRE Rémy
Dr SOU Sibiri Dramane

Juillet 2002

GOUBA Abel

TABLE DES MATIERES

TABLE DES MATIERES.....	i
DEDICACE.....	iv
REMERCIEMENTS.....	v
SIGLES ET ABBREVIATIONS.....	vii
LISTE DES TABLEAUX.....	viii
LISTE DES FIGURES.....	ix
RESUME.....	XI

INTRODUCTION GENERALE.....	1
----------------------------	---

PREMIERE PARTIE : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE 1 : LE COTONNIER.....	4
1.1. CLASSIFICATION ET VARIÉTÉS CULTIVÉES AU BURKINA FASO.....	4
1.2. CULTURE DU COTONNIER.....	4
1.2.1. Cycle du cotonnier.....	4
1.2.2. Abscission ou chute des organes fructifères.....	5
1.2.2.1. Chute des boutons floraux.....	5
1.2.2.2. Chute des capsules.....	5
1.3. NUTRITION MINÉRALE.....	6
1.4. CONTRAINTES LIÉES À LA CULTURE COTONNIÈRE.....	6
1.4.1. Contraintes abiotiques.....	6
1.4.2. Contraintes biotiques.....	7
1.4.2.1. Maladies.....	7
1.4.2.2. Mauvaises herbes.....	8
1.4.2.3. Insectes ravageurs.....	8

CHAPITRE 2 : LA TOMATE.....	11
2.1. DESCRIPTION ET IMPORTANCE DE LA TOMATE.....	11
2.2. CYCLE DE DÉVELOPPEMENT.....	11
2.3. NUTRITION MINÉRALE.....	12
2.4. MALADIES ET RAVAGEURS DE LA TOMATE AU BURKINA FASO.....	12
2.4.1. Maladies de la tomate.....	12
2.4.2. Ravageurs de la tomate.....	14

CHAPITRE 3 : <i>HELICOVERPA ARMIGERA</i>.....	15
3.1. POSITION SYSTÉMATIQUE.....	15
3.2. DESCRIPTION	15
3.3. BIOLOGIE ET ÉTHOLOGIE DE <i>HELICOVERPA ARMIGERA</i>	17
3.3.1. <i>Mœurs – Accouplement – Ponte et Fécondation des femelles</i>	17
3.3.2. <i>Choix de site de ponte et Migration</i>	17
3.3.3. <i>Diapause</i>	18
3.4. CYCLE BIOLOGIQUE	19
3.5. MÉTHODES DE LUTTE.....	20
3.5.1. <i>Lutte chimique</i>	20
3.5.2. <i>Lutte biologique</i>	21
3.5.3. <i>Phéromones sexuelles et techniques culturales</i>	21
3.5.4. <i>Résistance variétale</i>	22

DEUXIEME PARTIE :

UTILISATION DU NEEM CONTRE *HELICOVERPA ARMIGERA* SUR LE COTONNIER ET LA TOMATE AU LABORATOIRE ET AU CHAMP

CHAPITRE 1 : MATERIEL D'ETUDES	24
1.1. LOCALISATION DES SITES EXPÉRIMENTAUX	24
1.2. INSECTE	26
1.3. MATÉRIEL VÉGÉTAL	26
1.4. MATÉRIEL TECHNIQUE ET MILIEU DE CULTURE.....	26
1.5. INSECTICIDE VÉGÉTAL	27
CHAPITRE 2 : METHODOLOGIE AU LABORATOIRE.....	28
2.1. DÉFINITION ET OBJECTIF:	28
2.2. MÉTHODOLOGIE	28
2.2.1. <i>Préparation du milieu d'élevage</i>	28
2.2.2. <i>Conduite de l'élevage</i>	29
2.2.3. <i>Traitements</i>	30
2.2.4. <i>Détermination des CL 50 et CL90</i>	30
2.2.4.1. <i>Méthode</i>	30
2.2.4.2. <i>Préparation des solutions</i>	31
2.2.4.3. <i>Application du produit</i>	31
2.2.5. <i>Observations de mortalité</i>	32
2.2.6. <i>Analyses statistiques</i>	32
2.3. RÉSULTATS ET DISCUSSION	33
2.3.1. <i>Evolution de la sensibilité de <i>Helicoverpa armigera</i> au produit de neem suivant les systèmes de culture</i>	33
2.3.1.1. <i>Effet comparatif du produit de neem sur les deux souches de <i>Helicoverpa armigera</i></i>	33

2.3.1.2. Effet des extraits de neem sur les populations de chenilles de <i>Helicoverpa armigera</i> issues du cotonnier	36
2.3.1.3. Effet des extraits de neem sur les populations de chenilles de <i>Helicoverpa armigera</i> issues de la tomate	38
2.3.2. Discussion.....	44
5.3.3. Conclusion partielle	45
CHAPITRE 3 : METHODOLOGIE AU CHAMP	46
3.1. OBJECTIFS DE L'ÉTUDE	46
3.2. EFFET DES DOSES DU PRODUIT SUR LA POPULATION DE <i>HELICOVERPA ARMIGERA</i>	46
3.2.1. Méthodologie.....	46
3.2.1.1. Préparation de la pépinière.....	46
3.2.1.2. Préparation du champ.....	46
3.2.1.3. Dispositif expérimental	47
3.2.1.4. Entretien	49
3.2.1.5. Observations entomologiques	49
3.2.2. Analyses statistiques.....	49
3.2.3. Résultats et discussion.....	50
3.2.3.1. Incidence du produit sur les populations de <i>Helicoverpa armigera</i>	50
3.2.3.2. Discussion	55
3.2.3.3. Conclusion partielle.....	57
3.3. APPLICATION DE LA DOSE EFFICACE EN CONDITIONS PAYSANNES.....	58
3.3.1. Méthodologie.....	58
3.3.2. Résultats et discussion.....	60
3.3.2.1. Effet du traitement du produit sur les populations de <i>Helicoverpa armigera</i>	60
3.3.2.2. Discussion	66
3.3.2.3. Conclusion partielle.....	67
CONCLUSION GENERALE.....	68
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	70
ANNEXES	

DEDICACE

A LA MEMOIRE DE MAMAN,

A TOI PAPA,

A TOI TANTE ADOLPHINE,

A LA MEMOIRE DE GRAND PAPA PAUL,

A LA MEMOIRE DE TONTON JOËL,

A MES SŒURS ET FRERES YVETTE, LEA, FLORENCE
HERVE ET YOLANDE,

A MES ONCLES, TANTES ET COUSINS,

A VOUS TOUS AMIS ET FRERES EN CHRIST,

POUR TOUS LES EFFORTS CONSENTIS A MON EGARD,

JE DEDIE CE MEMOIRE

REMERCIEMENTS

La réalisation du présent document a été rendue possible grâce à la contribution de nombreuses personnes. Il nous est très agréable de leur témoigner notre reconnaissance et leur adresser nos vifs remerciements pour leur inestimable contribution à la réussite de notre étude. Nos remerciements s'adressent particulièrement à :

M.YAMEOGO Georges (DDPC) et Dr DAKUO Déhou, (Adjoint /DDPC) qui ont bien voulu nous accepter comme stagiaire dans leur structure. Nous tenons à remercier particulièrement le Dr DAKUO Déhou pour ses riches conseils scientifiques sur les aspects agronomiques de la culture du cotonnier et pour son attention à notre égard.

Pr DICKO Idrissa, Maître de Conférence, notre Directeur de mémoire pour nous avoir consacré de son temps aussi précieux, vu son calendrier chargé. Il nous a fait bénéficier de sa grande expérience scientifique par ses approches. Il nous a donné l'amour du travail par son rythme aussi exemplaire dans les corrections et ses remarques très pertinentes qui ont contribué à améliorer la qualité de ce document.

Dr DABIRE Rémy (Chargé de recherche) et Dr Sou Sibiri Dramane (Chef de la section SEPHY) nos maîtres de stage pour leur encadrement exemplaire et leurs riches conseils scientifiques tout au long de notre stage. Ils nous ont fait partager leur grande expérience scientifique. Leurs remarques et leur rigueur scientifique nous ont beaucoup guidé tout au cours de ces 10 mois et laissé en nous une empreinte inoubliable. La qualité de leur documentation sur *Helicoverpa armigera* (Hübner), sur le cotonnier et la tomate, la facilité d'échanges et leur totale disponibilité à nous recevoir à n'importe quel moment nous ont largement servi à la réalisation de ce mémoire. Leur contribution à la réalisation de notre étude mérite une reconnaissance très particulière. Nous faisons une mention particulière au Dr DABIRE pour le cours d'analyses statistiques reçu et pour l'initiation au logiciel SAS.

Dr DAKOUO Dona (chef du Programme Riz et Riziculture), Dr. SOMDA Irénée (Enseignant à l'IDR) pour leurs conseils, leurs encouragements et leurs observations pertinentes qui ont contribué à améliorer la qualité de ce travail.

Ms HEMA Omer, SOME Hugues, KARAMAGE François-Xavier, TIEMTORE Claude Bernard pour leurs conseils, leurs encouragements et leurs remarques critiques qui

ont amélioré la qualité de ce document. M. GNANKINI Olivier, pour son initiation au logiciel DL50 version 4.6.

Ms. YE Moumouni, HANDE Samou, tous techniciens au Programme Coton (IN.E.R.A) pour nous avoir accepté dans le laboratoire d'élevage comme frère. Leur combativité et leur efficacité dans la réussite de l'élevage nous ont témoigné de leur grande amitié à notre égard. Qu'ils trouvent ici notre attention particulière pour la qualité du travail abattu.

M. YARO Romain pour son inestimable aide dans la conduite de l'expérimentation et la collecte des données sur le terrain.

Ms. KOANDA Karim, ZONO Ibi Ibrahim, KAMBOU Soumaïla, tous techniciens SEPHY, pour leur détermination sur le terrain à échantillonner les larves.

M. TRAORE Ibrahim (SOFITEX) pour sa sympathie, ses encouragements et sa disponibilité à nous recevoir tout au long de notre étude.

Ms. OUEDRAOGO Ousmane et KARGOUGOU Lassana pour leurs encouragements et leurs documentations sur les statistiques cotonnières.

M. KAM pour ses encouragements et la qualité de ses photos. Mmes OUEDRAOGO Sophie et OUATTARA Fanta pour leurs encouragements, les petites fournitures de bureau mises à notre disposition et pour tous les services rendus. A Mme OUEDRAOGO, pour sa grande marque de sympathie, ses conseils et sa totale disponibilité dans la réussite de la rédaction du présent mémoire.

Tout le personnel enseignant de l'IDR pour la formation reçue pendant ces trois années.

Mes amis Sylvain OUEDRAOGO, Lamine DIALLO, Sheick SANGARE, Sandrine BASSONON et Gisèle MARE pour toutes les batailles effectuées ensembles.

Tout le personnel de la DDPC et de la PV pour son soutien moral et ses encouragements qu'il nous a toujours prodigués.

Enfin, que tous ceux qui ont contribué à la réalisation de ce travail, loin de l'oubli, trouvent ici nos sincères remerciements.

SIGLES ET ABREVIATIONS

CIRAD-CA : Centre de Coopération International en Recherche Agricole
pour le Développement- département Cultures Annuelles

CL50 : Concentration Létale provoquant 50 % de mortalité

DDPC : Direction du Développement de la Production Cotonnière

FAO : Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture

INERA : Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles

IRAC : Insecticide Resistance Advisory Committee

IRSAT : Institut de Recherche en Sciences Appliquées et Technologiques

JAR : Jour Après Repiquage

JAT : Jour Après Traitement

MARA : Ministère de l'Agriculture et des Ressources Animales

PE : Parcelle Élémentaire

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I : Principaux insectes ravageurs du cotonnier.....	10
Tableau II : Principales maladies de la tomate rencontrées au Burkina Faso.....	13
Tableau III : Principaux ravageurs de la tomate au Burkina Faso.....	14
Tableau IV : Cycle de développement de <i>Helicoverpa armigera</i> à 25°C.....	19
Tableau V : Activité de l'huile de neem sur les chenilles de <i>Helicoverpa armigera</i> issues du cotonnier (mortalité cumulée en % après transformation log10).....	34
Tableau VI : Activité d'extraits de neem sur les chenilles de <i>Helicoverpa armigera</i> issues de la tomate (mortalité cumulée en % après transformation log10) au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002.....	35
Tableau VII : Evolution des valeurs de CL50 et de CL90 du Super Faso « EX » sur <i>Helicoverpa armigera</i> sur le cotonnier au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002.....	37
Tableau VIII : Evolution des valeurs de CL50 et de CL90 du Super Faso « EX » sur <i>Helicoverpa armigera</i> sur la tomate au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002.....	39
Tableau IX : Evolution des populations larvaires de <i>Helicoverpa armigera</i> sur la tomate en fonction des dates d'observation et comparaison des traitements suivant ces dates à Kuinima (Burkina Faso), janvier-février 2002.....	52
Tableau X : Evolution des populations larvaires de <i>Helicoverpa armigera</i> sur la tomate en fonction des jours d'observations en milieu paysan à Kuinima (Burkina Faso), février 2002.....	64

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Différents stades de développement de <i>Helicoverpa armigera</i>	16
Figure 2 : Températures maxima et minima (°C) mensuelles à Bobo-Dioulasso (Burkina Faso) au cours de la période avril 2001 – février 2002.....	25
Figure 3 : Hygrométrie mensuelle (%) à Bobo-Dioulasso (Burkina Faso) au cours de la période avril 2001 – février 2002.....	25
Figure 4a : Relation dose-mortalité du produit de neem sur <i>Helicoverpa armigera</i> sur tomate stade L3 (48 heures) au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002.....	40
Figure 4b : Relation dose-mortalité du produit de neem sur <i>Helicoverpa armigera</i> sur cotonnier stade L3 (48 heures) au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002.....	40
Figure 5a : Relation dose-mortalité du produit de neem sur <i>Helicoverpa armigera</i> sur cotonnier stade L3 (72 heures) au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002.....	41
Figure 5b : Relation dose-mortalité du produit de neem sur <i>Helicoverpa armigera</i> sur tomate stade L3 (72 heures) au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002.....	41
Figure 6a : Relation dose-mortalité du produit de neem sur <i>Helicoverpa armigera</i> sur cotonnier stade L4-L53 (48 heures) au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002.....	42
Figure 6b : Relation dose-mortalité du produit de neem sur <i>Helicoverpa armigera</i> sur tomate stade L4-L5 (48 heures) au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002.....	42
Figure 7a : Relation dose-mortalité du produit de neem sur <i>Helicoverpa armigera</i> sur cotonnier stade L4-L5 (72 heures) au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002.....	43

Figure 7b : Relation dose-mortalité du produit de neem sur <i>Helicoverpa armigera</i> sur tomate stade L4-L5(72 heures) au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002.....	43
Figure 8 : Dispositif expérimental de l'essai à Kuinima (Burkina Faso), 2001-2002.....	48
Figure 9 : Evolution du nombre moyen de chenilles de <i>Helicoverpa armigera</i> sur la tomate en fonction des doses d'extraits de neem à Kuinima (Burkina Faso), janvier-février 2002.....	53
Figure 10 : Evolution de la population larvaire de <i>Helicoverpa armigera</i> sur la tomate en fonction des dates d'observation à Kuinima (Burkina Faso), janvier-février 2002.....	54
Figure 11a : Nombre moyen des populations de <i>Helicoverpa armigera</i> sur la tomate en fonction des traitements pour le paysan 1 à Kuinima (Burkina Faso), février 2002.....	61
Figure 11b : Nombre moyen des populations de <i>Helicoverpa armigera</i> sur la tomate en fonction des traitements pour le paysan 2 à Kuinima (Burkina Faso), février 2002.....	61
Figure 12a : Evolution du nombre moyen de chenilles de <i>Helicoverpa armigera</i> sur la tomate après application de la dose efficace d'extraits de neem chez le paysan 1 (45 JAR) à Kuinima (Burkina Faso), février 2002.....	65
Figure 12b : Evolution du nombre moyen de chenilles de <i>Helicoverpa armigera</i> sur la tomate après application de la dose efficace d'huile de neem chez le paysan 2 (45 JAR) à Kuinima (Burkina Faso), février 2002.....	65

RESUME

La polyphagie de *Helicoverpa armigera* et l'asynchronisme des cultures du cotonnier et de la tomate permettent la présence de la noctuelle presque toute l'année. Au Burkina Faso, *H. armigera* a développé une résistance aux pyréthrinoides. La présente étude contribue à la recherche d'alternatives de lutte par l'usage de substance naturelle en vue d'une prévention et d'une gestion de ces populations. Ainsi, des tests de toxicité d'extraits de neem (SUPER FASO « EX ») ont été effectués au laboratoire sur la première génération F1 des souches issues du cotonnier et de la tomate. L'étude a permis de mettre en évidence que la concentration létale (CL50) au stade L3 de *H. armigera* issu de la tomate et du cotonnier est obtenue avec la dose d'extraits de neem de 5 % à 48 heures. Par contre la mortalité de 50 % des chenilles du stade L4-L5 survient à 72 heures à la dose de 6 % sur la souche issue du cotonnier et de 5 % sur celle issue de la tomate. L'utilisation de trois doses (1 %, 2 % et 3 %) du produit de neem en parcelle expérimentale de tomate a permis de noter que seules les doses de 2 % et 3 % ont été efficaces contre l'insecte. Par ailleurs, le temps d'efficacité du produit a été de 4 à 6 jours après deux applications à intervalle de 7 jours avec la dose de 3 %. Toutefois, l'application de la dose 3 % en champs paysans présente un délai d'efficacité de 5 à 8 jours.

Mots clés : Cotonnier, Tomate, *Helicoverpa armigera*, extraits de neem, substance naturelle

INTRODUCTION GENERALE

D'importantes sources de revenus pour une paysannerie pauvre et de devises pour le Burkina Faso, les cultures de rente telles que les cultures cotonnières et légumières (la tomate), en complément aux cultures vivrières, jouent un rôle vital dans l'économie agricole (SCHWARTZ, 1991).

Le coton encore appelé « or blanc » représente 50 à 70 % des exportations totales du Burkina Faso avec plus de 200 000 exploitations agricoles. Dans la zone Ouest, la culture cotonnière occupe une superficie moyenne de 22,92 % des superficies cultivables. L'évolution de la production au cours des dix dernières campagnes agricoles a connu une augmentation spectaculaire tant au niveau des superficies emblavées (176 900 ha en 1992 et 260 000 ha en 2000), de la production en coton graine (163 301 tonnes en 1992 et 275 000 tonnes en 2000) que du rendement (923 kg /ha en 1992 et 1 038 kg /ha en 2000) (D. D. P. C., 2001).

A l'instar des autres cultures de rente, la culture légumière connaît aussi une croissance exponentielle en matière de production (FAO, 1999). La tomate occupe la première place parmi les cultures maraîchères avec une production nationale estimée à environ 32 146 tonnes. Elle procure d'importants revenus monétaires aux producteurs de l'Ouest et du Centre du pays à cause de la consommation due à l'effet de la forte urbanisation et des possibilités d'exportation vers les pays limitrophes (IN.E.R.A., 2000).

Cependant, ces deux spéculations sont soumises à la pression de nombreux facteurs abiotiques et biotiques qui limitent ainsi leurs rendements. Au nombre des facteurs biotiques figurent les ravageurs (PARRY, 1982 ; MESSIAEN *et al.*, 1991). En effet, le cotonnier et la tomate partagent un cortège similaire de ravageurs que sont les piqueurs suceurs (*Bemisia tabaci*), les phyllophages (*Spodoptera spp*) et les carpophages (*Helicoverpa armigera*, *Diparopsis wateri*) (CAUQUIL, 1986 ; FAO, 1999).

De ce complexe de ravageurs, *Helicoverpa armigera* (Lépidoptère : Noctuidae) est l'un des plus importants. Ravageur polyphage, *H. armigera* évolue aussi bien sur le cotonnier avec 2 à 4 générations en saison humide que sur la tomate avec 4 à 6 générations en saison sèche. Les infestations atteignent un seul pic important par an sur le cotonnier, généralement observé durant la deuxième moitié du mois de septembre et la première moitié d'octobre (NIBOUCHE, 1994).

L'utilisation des organochlorés a permis de contrôler le niveau de populations de ce ravageur, mais très vite, l'apparition des formes de résistance a conduit à leur remplacement par les pyréthrinoïdes (ANGELINI *et al.*, 1982 ; VAISSAYRE, 1983). Les infestations sur le cotonnier et sur la tomate sont de plus en plus précoces et se sont intensifiées entraînant l'échec des traitements à base de pyréthrinoïdes ou en association avec d'autres molécules chimiques, telles que les organophosphorés (BOUCHARD *et al.*, 1991 ; TRAORE, 1997 ; VAISSAYRE, 2000).

Face à ce phénomène de résistance développé chez cette noctuelle, de nombreuses investigations ont été menées sur la bio-écologie du ravageur (TOGUEBAYE et COUILLOU, 1982), sur l'évolution de sa sensibilité aux produits chimiques organiques (GOEBEL et JACQUEMARD, 1990 ; MARTIN *et al.*, 1993 ; TRAORE *et al.*, 2000) et sur la possibilité d'utilisation des substances naturelles à effet insecticide ou insectifuge (SEHGAL et UJAGIR, 1990).

En outre, au Burkina Faso, ce sont les producteurs de coton de la saison hivernale qui se convertissent en maraîchers pendant l'intersaison faisant ainsi bénéficier des cultures maraîchères des produits chimiques utilisés en culture cotonnière. Aussi, l'utilisation intensive et anormale de pesticides communs sur le cotonnier et sur la tomate laisse apparaître d'énormes conséquences du fait que la tomate est souvent consommée en légume frais. Il y a ainsi un risque d'intoxication des populations humaines par les résidus toxiques des produits et un effet néfaste sur l'environnement.

Dans une perspective de lutte intégrée pour réduire le niveau des populations de ce ravageur, il est nécessaire d'associer aux méthodes classiques de lutte d'autres méthodes. L'utilisation d'extraits de végétaux comme le neem s'inscrit dans cette optique de lutte intégrée. Les atouts de cette molécule sont leur activité insecticide ou insectifuge envers de nombreuses familles d'insectes, leur toxicité relativement basse sur l'environnement et leur biodégradabilité (SOMBATSIRI & TEMBOONKEAT, 1987).

La présente étude a pour objectif de rechercher des alternatives à la lutte chimique classique exclusive par l'utilisation de molécules biologiques. Le travail comporte deux parties : une première consacrée à la revue bibliographique et une seconde portant sur les expérimentations de l'efficacité du produit réalisées au laboratoire et au champ en milieu paysan.

PREMIERE PARTIE :

REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE 1 : LE COTONNIER

1.1. Classification et variétés cultivées au Burkina Faso

Le cotonnier est une dicotylédone dialypétale, de l'ordre des Malvales, de la famille des Malvacées, de la tribu des Hibiscées et du genre *Gossypium* L. Il est à l'origine une plante pérenne dont le cycle de développement a été réduit à une seule saison dans l'optique d'accroître la production (CASTELLA, 1996). Les cotonniers ont la particularité d'avoir une floraison indéterminée.

En Afrique de l'Ouest, les espèces cultivées sont : *G. barbadense* et *G. hirsutum*. Au Burkina Faso, seule l'espèce *G. hirsutum* est cultivée (PARRY, 1982). Les variétés cultivées sont diversifiées suivant les régions du pays. Dans la zone Est, les variétés F 135 et STAM 59A couvrent l'ensemble des superficies exploitées et dans les zones Ouest et Sud-Ouest, ce sont les variétés STAM 42 et FK 290 qui dominent.

1.2. Culture du cotonnier

1.2.1. Cycle du cotonnier

- Selon PARRY (1982) et COTON DOC (1994), le cycle du cotonnier comprend 3 stades :
- le stade de la levée qui s'étale sur 6 à 10 jours après semis, pouvant atteindre 30 jours en conditions défavorables ;
 - le stade végétatif qui commence 6 à 8 jours après la levée et se poursuit jusqu'à 50-65 jours ;
 - le stade reproducteur de 85 à 140 jours ; il s'étale du début de la floraison à la maturation des capsules.

La durée du cycle de *G. hirsutum* du semis à la récolte se situe entre 140 et 210 jours.

1.2.2. Abscission ou chute des organes fructifères

1.2.2.1. Chute des boutons floraux

La chute des boutons floraux ou abscission (encore appelée shedding) pré-florale peut survenir au début de l'apparition des boutons floraux et s'estompe à proximité de la floraison. L'avortement peut être causé par une carence hydrique, une mauvaise nutrition, une insolation insuffisante ou une attaque parasitaire (cas d'attaques par *Helicoverpa armigera*). Il existe aussi un avortement dit physiologique provoqué par la plante elle-même et indépendant de toute contrainte. Son intensité est fonction de la charge du cotonnier en capsules en cours de maturation et la fin marque le début du deuxième cycle de fructification (PARRY, 1982). Dans ce cas, on parle d'abscission par phénomène de corrélation.

1.2.2.2. Chute des capsules

La chute des capsules ou abscission post-florale survient au début de la croissance des capsules. Elle est de 3 types :

- abscission par fécondation insuffisante : un ovaire qui ne reçoit aucun tube pollinique ou un nombre insuffisant d'ovules fécondés (≤ 10) dans une jeune capsule tombe toujours pratiquement ;
- abscission par contrainte : elle est occasionnée par divers facteurs dont le déficit hydrique, les attaques directes d'insectes piqueurs ou de chenilles (*H. armigera*, *Diparopsis watersi*, *Earias* spp), une mauvaise insolation ou une nutrition minérale inadéquate ;
- abscission physiologique par phénomène de corrélation : l'intensité de la chute des jeunes capsules augmente avec le cycle. Les dernières semaines affichent un « taux de shedding » de 100 % et la fin de formation de nouvelles fleurs. C'est un phénomène de corrélation (COTON DOC, 1994).

Dans certains cas, la jeune capsule ne chute pas mais se dessèche et reste sur pied, c'est la momification.

1.3. Nutrition minérale

Le soufre, un des constituants de la plante exporté du sol pour servir dans la constitution des acides aminés, joue un rôle dans la synthèse de la chlorophylle (JOFFRE, 1998). L'application a lieu entre la levée et le 50^{ème} jour après semis (NAULEAU, 1994) et l'absorption doit être de façon régulière.

Le bore est apporté en petite quantité durant la floraison. Son rôle est déterminant dans la pollinisation et l'allongement des cellules épidermiques qui vont donner des fibres.

Quant au potassium, à l'azote et au phosphore, DAKUO (1994) fait cas de la nécessité de les appliquer tout au long du cycle surtout lors de la période de maturation et aussi en plein cycle de végétation.

Au Burkina Faso, les doses d'engrais recommandées pour la culture du coton sont estimées à 200 kg /ha de NPKSB (22-14-13-4,5-0,75), apportés en une seule application, à 30 jours après la levée. Tout retard dans l'application des engrais est préjudiciable à l'expression de la potentialité de production des plantes du cotonnier par la limitation de l'efficacité de la fumure épandue (DAKUO, 1998).

1.4. Contraintes liées à la culture cotonnière

1.4.1. Contraintes abiotiques

Au Burkina Faso, la culture cotonnière est soumise à la pression de nombreux facteurs abiotiques qui limitent son rendement. Les besoins en éléments nutritifs indispensables sont peu élevés en culture cotonnière. Cependant, en l'absence d'éléments essentiels ou lorsque ces derniers se trouvent en quantité insuffisante, la plante manifeste des troubles physiologiques qui peuvent estomper sa croissance (DAKUO, 1994).

La grande variabilité spatio-temporelle (3-5 mois) de la pluviométrie constitue une entrave aux pratiques culturales. En effet, l'eau est indispensable à la phase d'imbibition. L'accumulation de l'eau dans la graine est nécessaire dans le processus de germination, car elle permet à la graine germée de survivre avant que la radicule ne puisse assurer l'alimentation hydrique de la plantule. Aussi, l'intervention d'une poche de sécheresse prolongée occasionne-t-elle des manquants à la levée et raccourcit-elle la durée du cycle de floraison (PARRY, 1982).

L'insuffisance de l'équipement agricole due au faible revenu des paysans, le coût élevé des intrants agricoles et le non respect des pratiques culturales et itinéraires techniques (faibles densités, mauvaise utilisation des intrants agricoles) réduisent considérablement les rendements en culture cotonnière.

Outre ces facteurs, les sols de la zone cotonnière, de types ferrugineux tropicaux sur matériaux variés, ferralitiques, hydromorphes et bruns eutrophes, sont pauvres en matière organique. L'érosion éolienne et hydrique contribuent, avec la pression démographique sur les terres cultivables, à fragiliser l'écosystème par la dégradation de l'environnement.

1.4.2. Contraintes biotiques

1.4.2.1. Maladies

VAISSAYRE (2000) a étudié le complexe de maladies en fonction de leur apparition chronologique durant le cycle du cotonnier. Aux 3 stades phénologiques principaux du cotonnier, on associe 3 complexes particuliers de maladies :

- à la phase levée (0 à 45 jours) on peut observer des fontes de semis provoquées par *Colletotrichum gossypii* South, *Pythium*, *Rhizoctonia* et *Fusarium* ;
- à la phase végétative (45 à 90 jours), on a des pourritures du collet et des racines causées par *Macrophomina phaseolina*, la fusariose causée par *Fusarium oxysporum*, la verticilliose provoquée par *Verticillium dahliae* auxquelles s'ajoutent la bactériose due à *Xanthomonas campestris* pv. *malvacearum*, l'alternariose et la rhizoctoniose ;

- à la phase reproductrice : on note la présence de virescence florale (phyllopie), de “ leaf curl ” et de la Maladie de Cotonnier Rouge (MCR) dus aux jassides (*Orosius cellulosus*) et aux aleurodes.

1.4.2.2. Mauvaises herbes

L'une des principales contraintes biotiques qui affecte considérablement la production cotonnière dans les pays en voie de développement est la présence de mauvaises herbes. En effet, outre la compétition vive avec les plantes de cotonnier dans l'assimilation des éléments nutritifs au début du cycle, elles peuvent servir d'hôtes secondaires pour différents insectes ou maladies. Au Burkina Faso, on note entre autres la présence de *Aneilema lanceolatum* Benyham, *Commelina benghalensis* Linnaeus, *Cyperus esculentus* Linnaeus, *Hyptis spicigera* Lamarck, *Ipomoea dichroa* Choisy et *Cleome viscosa* Linnaeus (LE BOURGEOIS et MERLIER, 1995).

1.4.2.3. Insectes ravageurs

Les déprédateurs du cotonnier peuvent être classés en 3 groupes en fonction du mode de nutrition :

- les phyllophages : les Lépidoptères (*Spodoptera littoralis*, *Sylepta derogata*, *Anomis flava*), les altises (*Nisotra spp*, *Podagrica spp*) et le Coléoptère (*Syagrus calcaratus*) causent des dégâts sur les organes florifères et fructifères du cotonnier (CAUQUIL, 1986) ;
- les piqueurs-suceurs : les aphides, les punaises, les jassides, les aleurodes et les cochenilles sont des vecteurs potentiels d'agents pathogènes qui occasionnent des maladies sur le cotonnier. *Aphis gossypii*, *Bemisia tabaci*, *Dysdercus vólkeri* et *Ferrisia virgata* produisent des miellats aux conséquences néfastes pour la qualité des fibres (PARRY, 1982) ;
- les carpophages : il s'agit essentiellement des chenilles de Lépidoptères : *Helicoverpa armigera*, *Diparopsis watersi*, *Earias spp*, *Pectinophora gossypiella*, *Cryptophlebia leucotreta* (CAUQUIL, 1990 ; VAISSAYRE et CAUQUIL, 2000).

Au Burkina Faso, les principaux ravageurs du cotonnier sont repartis dans 2 ordres : les Lépidoptères et les Homoptères. En raison de la diversité des espèces et de l'importance des individus que composent leurs populations, les insectes ravageurs sont capables de s'attaquer au cotonnier depuis la jeune plante jusqu'à l'ouverture des capsules.

Le tableau I illustre les différents types de ravageurs rencontrés au Burkina Faso sur le cotonnier au cours de son développement et la nature des dégâts occasionnés. Au nombre de ces ravageurs, les carpophages et les piqueurs suceurs sont les plus importants et peuvent être à l'origine de pertes de l'ordre de 42 à 90 % de la production potentielle en l'absence de toute protection phytosanitaire sur la culture (TRAORE *et al.*, 2001).

Tableau I : Les principaux insectes ravageurs du cotonnier.

Noms scientifiques	Ordre	Famille	type ravageur	Organes attaqués	Symptômes	Importance
<i>Empoasca flavescens</i>	Homoptère	Cicadellidae	Piqueur-suceur	feuilles	Feuilles recroquevillées coloration jaune puis rouge shedding des organes florifères	++
<i>Lygus vosseleri</i>	Hétéroptère	Myridae	Piqueur-suceur	Jeunes boutons floraux	feuilles, Chute des ébauches florales	+
<i>Helopeltis schoutedeni</i>	Hétéroptère	Myridae	Piqueur-suceur	feuilles, rameaux, capsules	Limbe en griffe, chancre allongé brun et craquelés, nécrose noirâtre	+
<i>Aphis gossypii</i>	Homoptère	Aphidae	Piqueur-suceur	feuilles, rameaux	Feuilles gaufrées, production de miellat	+++
<i>Bemisia tabaci</i>	Homoptère	Aleyrodidae	Piqueur-suceur	feuilles	Feuilles recroquevillées, production de miellat	+++
<i>Dysdercus vólkeri</i>	Hétéroptère	Pyrrhocoridae	Piqueur-suceur	Capsules et graines	Pourritures, production de miellat	+
<i>Sylepta derogata</i>	Lépidoptère	Pyraustidae	Phyllophage	feuilles	Feuilles enroulées	+
<i>Spodoptera littoralis</i>	Lépidoptère	Noctuidae	Phyllophage	feuilles	Feuilles desséchées, organes fructifères détériorés	+
<i>Anomis flava</i>	Lépidoptère	Noctuidae	Phyllophage	feuilles	Plante déchiquetée	+
<i>Polyphagotarsonemus latus</i>	Acarien	Tarsonemidae	Phyllophage	limbe	Feuilles déformées, déchirées et chute des boutons floraux	+
<i>Tetranychus urticae</i>	Acarien	Tetranychidae	Phyllophage	feuilles	Limbe desséché, coloration rougeâtre bronzée	+
<i>Cryptophlebia</i>	Lépidoptère	Pyraustidae	Carpophage	organes fructifères	Tortillon, destruction graine, fibre mucilagineuse	+
<i>Leucotreta</i>	Lépidoptère	Noctuidae	Carpophage	boutons floraux, Fleurs, capsules	Shedding, perforation capsule	++
<i>Diparopsis watersi</i>	Lépidoptère	Noctuidae	Carpophage	Tiges, organes fructifères	Shedding, écimage	++
<i>Earias sp. :</i>	Lépidoptère	Noctuidae	Carpophage	organes fructifères	Shedding, destruction capsules	+++
<i>Helicoverpa armigera</i>	Lépidoptère	Noctuidae	Carpophage	Fleur, capsules	Rosette, destruction graine, fibre	+
<i>Pectinophora gossypiella</i>	Lépidoptère	Gelechiidae	carpophage			

Source : (PARRY, 1982 ; CAUQUIL, 1986 ; CAUQUIL, 1990 ; VAISSAYRE et CAUQUIL, 2000)

NB : +++ : Très important ++ : Moyennement important + : Faiblement important

CHAPITRE 2 : LA TOMATE

2.1. Description et importance de la tomate

De la famille des Solanacées, la tomate appartient au genre *Lycopersicon* (MESSIAEN, 1975). La tomate est considérée comme une plante vivace, autoféconde et est propagée par la graine. L'origine de l'espèce *L. esculentum* se situe au nord-ouest de l'Amérique du Sud (DOUCET et MALENFANT, 1985). La graine est petite et pubescente et la tige est herbacée et rampante si elle n'est pas soutenue par un tuteur.

La production de la tomate en Afrique subsaharienne est faible, comparée aux dix premiers producteurs mondiaux (PHILOUZE, 1999). Au Burkina Faso, la culture de la tomate connaît un essor important tant au niveau des superficies cultivées (1 033,26 ha), de la production (23 008,24 tonnes) que des rendements (22,4 tonnes /ha) (M.A.R.A., 1993). Elle constitue un secteur porteur de l'économie agricole où elle dégage au niveau national plus de 5 millions de francs CFA de revenus agricoles à partir des périmètres irrigués et des systèmes de production de contre saison (IN.E.R.A., 2000).

2.2. Cycle de développement

La tomate est une herbacée cultivée comme plante annuelle (ELISE *et al.*, 1989). La jeune plante produit 7 à 14 feuilles composées avant de développer sa première inflorescence. La floraison débute 56 à 70 jours après le semis avec une première inflorescence de 4 à 12 fleurs qui donnera le premier bouquet de fruits. La maturation des fruits intervient 42 à 56 jours après le plein développement de la fleur. Le cycle de production est compris entre 90 et 120 jours (FAO, 1999). Cependant selon le nombre de feuilles qui séparent deux bouquets floraux, on distingue des variétés à croissance « déterminée » et des variétés à croissance « indéterminée » (MESSIAEN, 1989). Chez les variétés à croissance déterminée, les sympodes comportent 1-3 feuilles et la formation des inflorescences n'est pas suivie de rameaux à l'aisselle de la dernière feuille formée. A l'opposé, les variétés dite indéterminées présentent une croissance sympodiale.

Chaque sympode est constitué de 3 feuilles, d'une inflorescence et des ramifications à l'aisselle des feuilles.

2.3. Nutrition minérale

Les besoins en éléments nutritifs de la tomate sont peu élevés. La tomate a besoin d'une fumure de fond sous forme de matière organique à raison de 30-50 T /ha et d'une fumure minérale NPK (200-100-200) avant plantation. Après 2 mois de culture, l'azote complémentaire (30 g/m²) est apporté sous forme minérale en 2-3 applications (FAO, 1999). La tomate est exigeante en phosphore pour une floraison rapide. Une alimentation azotée adéquate contribue à assurer un feuillage abondant, plus coloré, ainsi qu'un pouvoir d'assimilation accru. Cependant, un excès fait gonfler les fruits et provoque des nécroses apicales (DOUCET et MALENFANT, 1985).

2.4. Maladies et ravageurs de la tomate au Burkina Faso

2.4.1. Maladies de la tomate

Divers agents pathogènes (bactéries, champignons, virus ou mycoplasmes) sont responsables des maladies des plantes de tomate. Ces agents pathogènes sont favorisés par des conditions particulières de température, d'humidité ou de rayonnement solaire, par l'absence d'éléments minéraux indispensables dans le sol, la présence de substances toxiques ou une combinaison de ces diverses formulations (MESSIAEN, 1974).

Au Burkina Faso, l'agent pathogène responsable du flétrissement bactérien (*Pseudomonas solanacearum*) est largement répandu dans les sols, favorisé par les conditions climatiques favorables. Les dégâts causés par la bactérie sont importants et ont un impact économique estimé à 100 % de mortalité de la culture (OUEDRAOGO et D'ARONDEL DE HAYES, 1994). Les principales maladies responsables des pertes de rendement en culture de tomate sont recensées dans le tableau II.

Tableau II : Principales maladies de la tomate rencontrées au Burkina Faso

Nom des maladies	Agent pathogène	Organe attaqué	Symptômes
Flétrissement bactérien	<i>Pseudomonas solanacearum</i>	Feuilles	Flétrissement
Gale bactérienne	<i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>vesicatoria</i>	Feuilles, fruits	Hâlo jaune discret, tâches noires et brunes
Alternariose	<i>Alternaria dauci</i> f. sp <i>solani</i>	Feuilles, fruits, tiges	Anneaux chlorotiques, chancres, sépales nécrosés
Stemphyliose	<i>Stemphylium</i> spp	Feuilles	Tâches foliaires
Marbure de nervure de poivron	<i>Peper veinal mottle virus</i> (PVMV)	Feuilles	Mosaïque, bordure vert foncée des nervures
Virus des feuilles jaunes	<i>Tomato yellow leaf curl virus</i> (TYLCV)	Feuilles	Leaf curl

Source : OUEDRAOGO (1995) et FAO (1999).

2.4.2. Ravageurs de la tomate

Au Burkina Faso, de nombreux ravageurs occasionnent des dégâts non négligeables à la culture de la tomate. Ces ravageurs sont des insectes, des nématodes et des acariens. Parmi les insectes, *Helicoverpa armigera* et *Bemisia tabaci* sont les plus importants et occasionnent des abandons de champs. La noctuelle *H. armigera* ronge les feuilles, coupe les bouquets floraux et troue les fruits occasionnant leur pourrissement (BOUCHARD, 1995). Le tableau III regroupe les plus importants ravageurs et les dégâts occasionnés (D'ARNONDEL DE HAYES, 1995 ; SAWADOGO *et al.*, 1995 et FAO, 1999).

Tableau III : Principaux ravageurs de la tomate au Burkina Faso

Type de ravageur	Nom scientifique	Dégâts	Importance
Insectes	<i>Helicoverpa armigera</i>	Pourriture et chute des bouquets floraux, des fruits	+++
	<i>Bemisia tabaci</i>	Production de miellat, jaunissement des feuilles	+++
	<i>Myzus persicae</i>	Feuilles décolorées, production de miellat	+
Acariens	<i>Aculops lycopersici</i>	Fruits crevassés, feuilles sèches	+
Nématodes	<i>Meloïdogyne spp</i>	Galles des racines	++

NB :

+++ : Très important

++ : Moyennement important

+ : Faiblement important

CHAPITRE 3 : *HELICOVERPA ARMIGERA*

3.1. Position systématique

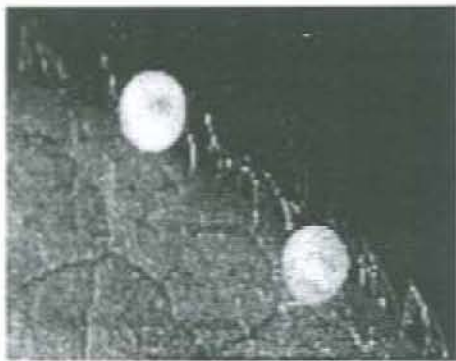
Helicoverpa armigera (Hübner) appartient à l'embranchement des arthropodes, à la classe des insectes, à l'ordre des Lépidoptères et à la famille des Noctuidae. Cette espèce a été longtemps confondue à *Heliothis armigera*. HARDWICH (1965) crée un nouveau genre *Helicoverpa* qui se distingue du genre *Heliothis* à la fois par les genitalia mâle et femelle et par la présence d'écailles spécialisées à la face inférieure des profémurs des mâles. Cependant, l'usage de ce nouveau genre reste sommaire et le genre *Heliothis* est le plus usité dans la littérature.

3.2. Description

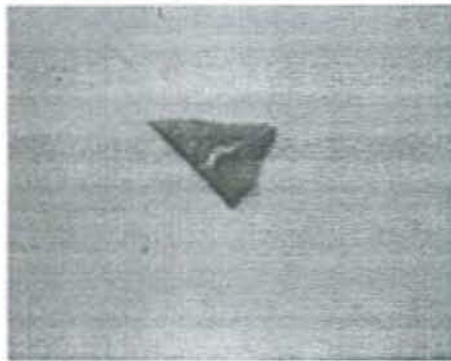
H. armigera est une chenille polyphage de couleur variable qui se caractérise par deux lignes latérales claires. Les stades de développement (figure 1) comprennent :

- l'œuf : les œufs de *H. armigera*, subsphériques en forme de grenade, mesurent 0,4 à 0,6 mm de diamètre. La couleur blanc nacré lors de la ponte vire au brun avant l'éclosion lorsque la capsule céphalique de l'embryon devient visible par transparence au travers du chorion (TOGUEBAYE et COUILLOUD, 1982) ;
- la chenille : les larves de 1^{er} et de 2^{ème} stades ont une capsule céphalique de couleur brun noire à brun foncée. A partir du 3^{ème} stade larvaire, la capsule céphalique prend une coloration orangée (GIRET et COUILLOUD, 1982) ;
- la chrysalide : sa longueur est de 15 à 20 mm (DELATTRE, 1973). L'examen des derniers segments abdominaux révèle une différence morphologique chez les deux sexes ;
- l'imago : les papillons ont une taille de 32 à 38 mm. Le dimorphisme sexuel est essentiellement basé sur la couleur (NIBOUCHE, 1994).

Figure 1: Différents stades de développement de *Helicoverpa armigera*



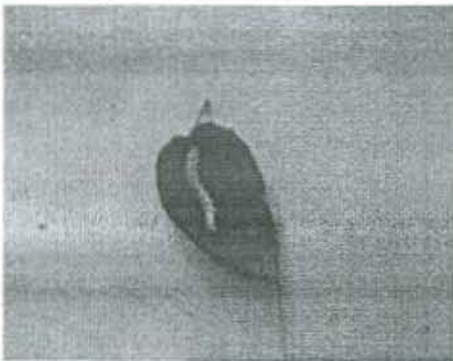
Oeufs



1er stade



2ème stade



3ème stade



4ème stade



5ème stade



6ème stade



Chrysalide



Papillon

3.3. Biologie et éthologie de *Helicoverpa armigera*

3.3.1. Mœurs – Accouplement – Ponte et Fécondation des femelles

Les adultes de *Helicoverpa armigera* ont une activité essentiellement nocturne. Trois phases d'activité peuvent être distinguées (NIBOUCHE, 1994) en 24 heures :

- la première phase d'activité débute à la tombée de la nuit pendant laquelle les papillons sont à la recherche de plantes plus attractives pour leur alimentation ou la ponte des femelles. Des déplacements inter-cultures se produisent ;
- la seconde phase d'activité, réduite, intervient au milieu de la nuit durant laquelle les papillons restent posés sur les feuilles ;
- la troisième phase d'activité intervient entre 1 heure et 5 heures du matin où les mâles deviennent actifs et est marquée par les accouplements.

L'oviposition qui est la ponte des femelles atteint un pic peu après le coucher du soleil et dure en moyenne 3 heures par nuit. Les femelles ont une fécondité potentiellement élevée de 300 à 3000 œufs par femelle (REED, 1965).

3.3.2. Choix de site de ponte et Migration

L'oviposition s'effectue préférentiellement sur des plantes hôtes au stade de floraison (VAISSAYRE, 2000). Le pic de floraison et le pic d'oviposition synchronisent particulièrement dans le cas des plantes à durée de floraison courte (ZALUCKI *et al.*, 1986). Cependant, de nombreuses exceptions existent et des infestations peuvent être observées au cours de la phase végétative ou de maturation des cultures hôtes. Sur le cotonnier et la tomate, cultures attractives, les œufs sont de préférence déposés sur la face inférieure des jeunes feuilles (VAISSAYRE, 1978 ; BORDAT, 1985) plus foncées et sur les plantes développées et vigoureuses.

Pour CAYROL *et al.* (1974), la diapause et la migration sont deux mécanismes permettant à une espèce de se soustraire de l'action des conditions de milieu défavorables. *Helicoverpa armigera* est capable de diapauser et de migrer à la fois. FARROW et DALY (1987) ont indiqué des mouvements sur de courtes distances à l'intérieur ou à proximité du couvert végétal, essentiellement motivés par l'alimentation, la ponte ou la recherche d'un abri diurne. TAYLOR (1974) a observé des vols entre habitats ou zones de ponte, des vols d'alimentation ou d'abri, orientés et limités en altitude à la couche biologique où la vitesse de l'insecte est supérieure à celle du vent.

Il faut mentionner que le phénomène de migration chez *H. armigera* est facultatif. L'insecte est sédentaire lorsque le chevauchement des cultures permet une alimentation continue des larves.

3.3.3. Diapause

H. armigera peut présenter, sous certaines conditions, un arrêt de développement du stade nymphal. Chez les populations originaires du Burkina Faso, on note la présence de potentialités diapausantes (NIBOUCHE, 1994). Les mécanismes d'induction et de levée de la diapause nymphale sont influencés par la photopériode et la température.

La diapause photopériodique est induite sur les larves par l'action de jours courts et de températures modérées (moins de 26-27°C pour HACKETT et GATEHOUSE, 1982). Le seuil en dessous duquel aucun développement n'est observé chez les nymphes en diapause photopériodique est de 16°C (HMIMINA, 1986).

La diapause thermique se produit par l'action de basses températures (inférieures à un seuil compris entre 18 et 21°C) à partir des premiers jours du stade nymphal. La réactivation intervient lorsque la température dépasse le seuil de 15 à 21°C suivant les individus (BUES *et al.*, 1989).

Ces deux phénomènes agissent de manière complémentaire. Ce mécanisme permettrait aux nymphes de rester en diapause durant la saison sèche chaude et de reprendre leur développement lors du refroidissement des températures du sol aux premières pluies.

3.4. Cycle biologique

Le cycle biologique de *Helicoverpa armigera* est fortement variable en fonction des températures, de l'hygrométrie, du substrat nutritif et des cultures hôtes associées (GIRET et COUILLOUD, 1982). La durée du cycle est de 35 à 45 jours à 25°C et à 70 % d'humidité relative (BOURNIER, 1984). En général, 6 à 10 générations se succèdent dans l'année avec un chevauchement dès la 2^{ème} ou la 3^{ème} génération. Le tableau IV fournit des indications sur la durée des différents stades de développement, la longueur des larves et la largeur de leur capsule céphalique.

Tableau IV : Cycle biologique de *Helicoverpa armigera* à 25°C

Stade larvaire	Durée (jour)	Longueur de la chenille en fin de stade (mm)	Largeur moyenne capsule céphalique (mm)	Description
Adulte	4 - 5	-	-	Ponte
Œuf	3	-	-	Éclosion
1 ^{er} stade	2 - 3	2,71 ± 0,21	0,27 ± 0,02	1 ^{ère} mue
2 ^e stade	2 - 3	4,97 ± 0,13	0,47 ± 0,03	2 ^e mue
3 ^e stade	3 - 4	9,85 ± 0,38	0,79 ± 0,08	3 ^e mue
4 ^e stade	4	14,8 ± 0,5	1,18 ± 0,03	4 ^e mue
5 ^e stade	4	20,4 ± 0,18	1,79 ± 0,01	5 ^e mue
Dernier (6 ^e) stade	6 - 7	33,1 ± 0,8	2,59 ± 0,08	Mue nymphale
Chrysalide	10 - 14			Émergence adulte

Source : TOGUEBAYE et COUILLOUD (1982) ; BOURNIER (1984).

3.5. Méthodes de lutte

3.5.1. Lutte chimique

La lutte chimique contre *Helicoverpa armigera* a été initialement basée sur l'emploi des organochlorés, notamment le DDT, qui se sont avérés efficaces pendant une courte période. Pour étendre le spectre d'activité du DDT contre d'autres Lépidoptères des associations avec d'autres molécules (DDT-endosulfan-méthyl parathion) ont été vulgarisées (ANGELINI et COUILLOU, 1976). Mais à la longue des formes de résistances et de toxicité sont apparues avec ces organochlorés. En effet, leur forte rémanence et leur faible solubilité dans l'eau ont entraîné une accumulation des résidus dans les sols et tout au long de la chaîne alimentaire (CASTELLA, 1996). Ces risques ont conduit à la formulation d'autres molécules. Dès leur apparition, les pyréthrinoïdes ont prouvé leur exceptionnelle activité contre *H. armigera*. L'association des pyréthrinoïdes avec certains organophosphorés a permis d'obtenir un effet de potentialisation autorisant une réduction de dose d'emploi de pyréthrinoïdes (VAISSAYRE, 1983). Cependant, compte tenu notamment de l'apparition de résistances aux pyréthrinoïdes, d'autres familles d'insecticides sont également employées : organochlorés (endosulfan uniquement), carbamates (notamment le thiodicarb utilisé comme ovicide) et régulateurs de croissance.

Au Burkina Faso, sur le cotonnier, le traitement se fait avec des binaires ou des ternaires où la matière active de la famille des pyréthrinoïdes est associée à une ou deux matières actives de famille chimique différente (organophosphorés et organochlorés). Sur la tomate, la protection insecticide n'est pas organisée et est basée sur des applications insecticides variées à dominance de pyréthrinoïdes.

Cette protection insecticide assurait jusque là un bon contrôle des populations de *H. armigera* et donnait au milieu paysan d'excellentes performances économiques. Mais au cours de ces dernières années, la recrudescence de *H. armigera* au champ, malgré l'intensification de la lutte chimique, témoigne d'une relative perte de sensibilité aux insecticides déjà vulgarisés (INERA, 2001).

3.5.2. Lutte biologique

Pour le contrôle des populations de *Helicoverpa armigera*, une abondante littérature fait état de l'intérêt potentiel des entomophages et des entomopathogènes. La protection des ennemis naturels en laissant des périodes suffisamment longues sans insecticides chimiques ou en utilisant des insecticides très spécifiques et des techniques d'application évitant la destruction des entomophages doivent être envisagés. Le faible niveau de connaissance technique des paysans et la relative faiblesse de la technicité de production constituent des contraintes à l'adoption de cette méthode. Des tentatives de contrôle de *H. armigera* au champ sur le cotonnier, par pulvérisation d'insecticides à base de toxines de *Bacillus thuringiensis* (Bt), réalisées en Afrique subsaharienne (MONTALDO, 1991) se sont dans l'ensemble révélées peu probantes. En revanche, des résultats intéressants ont été enregistrés sur la tomate en Afrique subsaharienne (VAISSAYRE, 2000). Cependant, la vulgarisation de cette technique est confrontée actuellement aux problèmes de mise au point de formulations fiables et peu onéreuses.

3.5.3. Phéromones sexuelles et techniques culturales

En ce qui concerne *H. armigera*, aucune tentative de piégeage de masse ne semble avoir été réalisée. La seule utilisation actuelle des phéromones sexuelles semble être la surveillance des vols des adultes et la détection des risques d'oviposition (NIBOUCHE, 1994).

L'incidence de *H. armigera* peut être réduite par quelques techniques culturales. Ainsi, l'enfouissement des résidus de culture permet la destruction d'une grande partie des chrysalides hibernant dans le sol (WILSON, 1983). L'effet attractif du maïs en floraison sur les adultes peut permettre l'utilisation de cette culture comme plante piège attirant les adultes de *H. armigera* et les détournant du cotonnier. De même les dates de semis précoces permettent de réduire l'incidence de *H. armigera* (CAUQUIL, 1985). La dynamique des populations déprédatrices est influencée par l'entretien, la fertilisation, les dates de semis et le choix des cultures qui précèdent ou qui accompagnent les cultures cotonnières et maraîchères.

3.5.4. Résistance variétale

La résistance d'une variété représente la capacité de celle-ci à restreindre, retarder ou surmonter les infestations des ravageurs (KUMAR, 1991). Sur le cotonnier, le caractère glabre du feuillage est défavorable à l'oviposition de *Helicoverpa armigera*. Les caractères feuille découpée (okra) et bractée atrophiée (frego) permettent une réduction de l'oviposition. La haute teneur en gossypol exerce un effet d'antibiose sur les populations larvaires ainsi qu'une non-préférence par réduction de ponte (PAULY et VAISSAYRE, 1980)

Des variétés de tomate résistantes à *H. armigera* n'ont pas encore été développées. Le renforcement de la vigueur des plantes et la désynchronisation de leur cycle vis-à-vis du ravageur (pseudo-résistance) sont des propriétés qui favorisent la résistance variétale

DEUXIEME PARTIE :

UTILISATION DU NEEM CONTRE *HELICOVERPA*
ARMIGERA SUR LE COTONNIER ET LA TOMATE AU
LABORATOIRE ET AU CHAMP

Introduction

La lutte chimique classique a été longtemps exclusivement utilisée pour combattre les ravageurs des cultures. Cette méthode de lutte au cours des années a occasionné l'apparition de la résistance chez certaines espèces et la dégradation des écosystèmes par ses effets néfastes sur l'environnement, sur la santé humaine et sur les ennemis naturels.

La perte de sensibilité de la noctuelle *Helicoverpa armigera* aux pyréthrinoïdes, à l'origine des coûts élevés de production, a été décelée au cours de ces dernières années en Afrique francophone (VASSAL *et al.*, 1997 ; IN.E.R.A., 2001). De même, l'effet résiduel de ces traitements insecticides, effectués en majeure partie par une population analphabète, expose à une intoxication environnementale et alimentaire.

La nécessité de protéger la production cotonnière et la culture de la tomate, consommée souvent à l'état frais contre ce ravageur, s'avère indispensable pour assurer une production durable. La lutte contre *H. armigera* impose désormais à l'agriculteur l'adoption d'une méthode visant à éviter l'installation du ravageur tout en préservant la santé humaine. L'une des alternatives en cours est l'utilisation d'extraits de neem contre ce ravageur dans une perspective de lutte intégrée. La détermination de la dose de matière active insecticide capable de contrôler une population de ravageurs s'avère impérative dans la stratégie de lutte raisonnée.

Le produit étant une nouvelle formulation, l'objectif visé consiste à déterminer les concentrations létales (CL50 et CL90) de ce produit biologique susceptible de provoquer respectivement 50 % et 90 % de mortalité des chenilles de *H. armigera* au laboratoire dans un premier temps et à tester l'efficacité biologique en milieu réel, au champ dans un second temps. Dans le mode de présentation des résultats, la sous-section "Matériel" est commune aux deux essais. Les méthodologies et les résultats discutés sont présentés de manière séparée.

CHAPITRE 1 : MATERIEL D'ETUDES

Le matériel ci-dessous a été utilisé aussi bien au cours des études conduites au laboratoire qu'en milieu paysan, au champ.

1.1. Localisation des sites expérimentaux

L'expérimentation s'est déroulée sur le périmètre maraîcher de Kuinima, situé au secteur n°6 (quartier Bolomakoté) de Bobo-Dioulasso. Elle est conduite pendant la période allant de décembre 2001 à février 2002 (inter-campagne). Les figures 2 et 3 résument les caractéristiques météorologiques de la zone de Bobo-Dioulasso pendant la période d'avril 2001 à février 2002 qui pourraient influencer l'évolution de la dynamique des populations de *Helicoverpa armigera*.

La figure 2 montre que les températures maxima et minima ont peu varié aussi bien durant la saison hivernale qu'en intersaison. Durant la période allant de décembre 2001 à février 2002, les températures maxima ont variées entre 37°C et 39°C et les minima entre 17,4°C et 18°C.

Les taux d'humidité relative augmentent considérablement en début de saison hivernale (mai) pour décroître par la suite en décembre (figure 3). Pendant la période de décembre à février, les taux d'hygrométrie ont varié entre 24 % et 36 % pour les maxima et sont restés stables (11 % - 14 %) pour les minima.

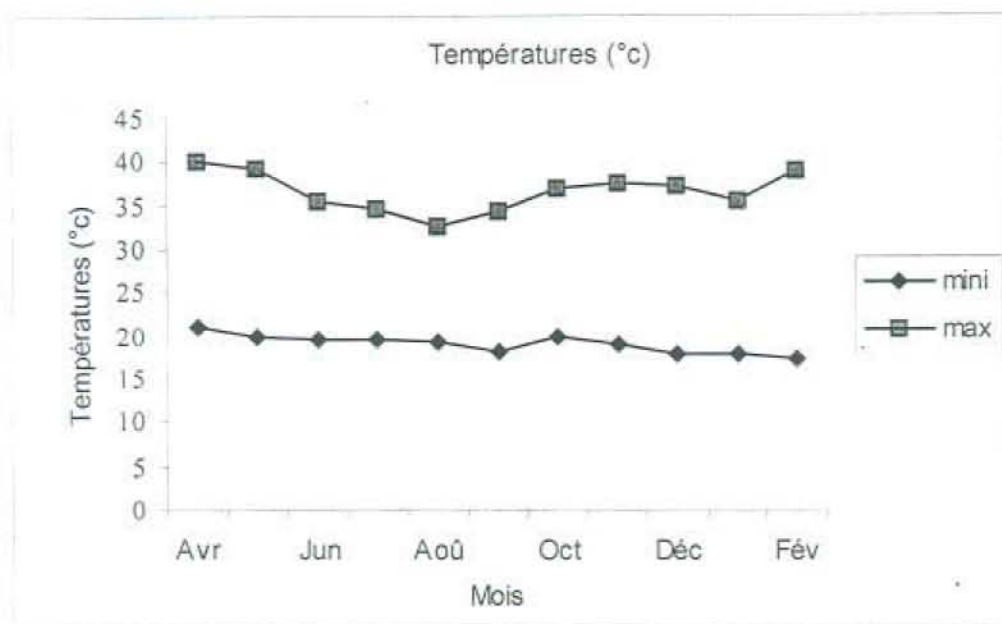


Figure 2 : Températures maxima et minima (°C) mensuelles à Bobo-Dioulasso (Burkina Faso) au cours de la période avril 2001- février 2002.

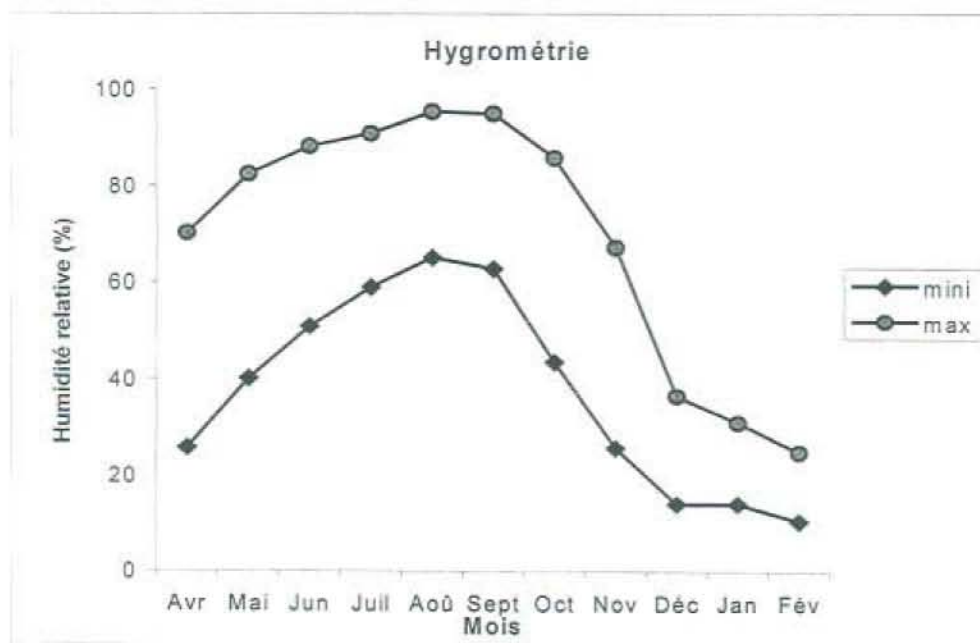


Figure 3 : Hygrométrie mensuelle (%) à Bobo-Dioulasso (Burkina Faso) au cours de la période avril 2001-février 2002

1.2. Insecte

Les souches de *Helicoverpa armigera* utilisées dans cette étude sont celles issues du cotonnier et de la tomate. La souche de *H. armigera* issue de la tomate a été récoltée à Réo (village de Goundi), tandis que celle issue du cotonnier a été prélevée à Farako-bâ (Bobo-Dioulasso). Les deux souches ont été mises en élevage au laboratoire. Les tests sont effectués sur la première génération (F1).

1.3. Matériel végétal

Le matériel végétal utilisé au cours de l'expérimentation au champ est la variété de tomate Roma VF, à fruit ovale (oblong) et de coloration uniforme à maturité. C'est une variété très sensible aux attaques des Lépidoptères carpophages et à cycle déterminé de 70 à 125 jours (FAO, 1999).

1.4. Matériel technique et milieu de culture

Le matériel utilisé pour élever et tester les chenilles de *H. armigera* au laboratoire se compose : de plaques compartimentées (18 cm de long et 7,5 cm de large), de pinces souples, d'alcool à 70°C, de pipettes, du scotch, du coton, de compresses (40 cm x 40 cm et 20 cm x 20 cm), d'un thermomètre, d'un humidificateur, d'un mixeur, de pondeurs-papillons en polystyrène et transparents (18 cm de diamètre et de 25 cm de hauteur), de pots cylindriques (17,5 cm x 5,5 cm et 4,5 cm x 3,5 cm), de plateaux (36 cm de longueur et 28 cm de largeur), d'éprouvettes, de l'eau de javel, du miel et d'une boîte à ultra violet (UV).

Le milieu nutritif artificiel utilisé pour l'élevage des chenilles de *H. armigera* se compose comme suit :

Agar agar	60 g
Eau stérile	2800 ml
Semoule de maïs	336 g
Germe de blé	84 g
Levure de bière	90 g
Huile de maïs	2 cc

1.5. Insecticide végétal

Le bio-insecticide utilisé est un extrait de neem appelé "SUPER FASO « EX »", proposé par l'IRSAT aux doses de 30 ml, 60 ml et 90 ml. Ces doses correspondent respectivement aux solutions de 1 %, 2 % et 3 %. Il s'agit d'un produit biologique à base de tourteaux d'amandes de neem dont le mode d'action sur les insectes est varié. Les solvants sont des alcools produits par voie biologique. C'est-à-dire que sans dénaturer le complexe des principes actifs du produit.

CHAPITRE 2 : METHODOLOGIE AU LABORATOIRE

2.1. Définition et Objectif:

La toxicité d'un produit se mesure par ses concentrations létales 50 et 90 (CL50 et CL90), c'est à dire la quantité de matière active exprimée en milligramme par millilitre (mg/ml) de solution qui, au cours d'une expérience, tue la moitié et 90 % des individus testés. Pour calculer les CL50 et CL90 d'un insecticide, on établit une relation entre la dose du produit et la mortalité qu'elle engendre sur la population (ILBOUDO *et al.*, 1997). Les CL50 et CL90 dépendent de l'insecte, de la méthode d'application, de la température et bien sûr de l'insecticide.

L'objectif visé par cette étape était de tester 6 doses d'extraits de neem capables de provoquer 50 % et 90 % de mortalité des larves de *Helicoverpa armigera* récoltées sur le cotonnier et la tomate.

2.2. Méthodologie

2.2.1. Préparation du milieu d'élevage

Pour la préparation de 300 ml de milieu nutritif requis, les opérations suivantes sont effectuées :

Dans un premier temps, nous avons pris 1400 ml d'eau stérile dans laquelle a été bouilli l'agar-agar (60 g), auquel nous avons ajouté 2 cc d'huile de maïs. La préparation a été par la suite refroidie à 80°C.

Dans un second temps, 336 g de semoule de maïs, 84 g de germe de blé et 90 g de levure de bière ont été mélangés avec le restant d'eau stérile (soit 1400 ml) à l'aide du brasseur (1 minute respectivement à la force 2 ; à la force 6 et à la force 10). L'agar-agar refroidi à 80°C a été ensuite ajouté en laissant le brasseur à la force 10.

Le milieu nutritif ainsi préparé est coulé dans des grands plateaux (36 cm de longueur et 28 cm de largeur) en matière plastique. Il est refroidi et stérilisé dans la boîte à ultra violet pendant 2 minutes, puis conservé dans un réfrigérateur pendant 7 jours.

2.2.2. Conduite de l'élevage

Le choix de la méthode d'élevage a été orienté par son objectif. Il s'agit d'une production de chrysalides de bonne qualité afin d'assurer une descendance optimale de chenilles nécessaires à la réalisation du test avec les extraits de neem. La méthode d'élevage utilisée a été mise au point par COUILLOUD et GIRET (1980).

Pour ce faire, les chenilles de *Helicoverpa armigera*, tous stades confondus prélevées au champ, sont individualisées dans des plaquettes (18 cm de long et 7,5 cm de large) à compartiments proportionnels à leur taille disposant d'un milieu préalablement préparé et acheminées au laboratoire. Au laboratoire, les chenilles sont isolées dans des pots de 4,5 cm de diamètre et 3,5 cm de hauteur contenant le milieu artificiel et placées dans une cellule climatique régulée dans les conditions suivantes : température : $27^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$; humidité relative : $70\% \pm 5\%$; photophase - scotophage : 12h – 12h. Le milieu est renouvelé tous les deux jours. Au terme de leur développement, les chenilles pénètrent dans le milieu nutritif où elles façonnent une loge pour la nymphose.

Les chrysalides sont récupérées et placées sans milieu nutritif dans des loges de taille plus importante (17,5 cm de diamètre et 5,5 cm de hauteur) et les adultes émergent 10 – 14 jours après. Les adultes sont ensuite placés dans des boîte-pondeurs cylindriques de 18 cm de diamètre et de 25 cm de hauteur en polystyrène et transparents, fermés à leur sommet par un carré de compresse (40 cm × 40 cm) servant de support de ponte aux femelles. Le support de ponte est changé tous les jours. L'accouplement et la ponte ont eu lieu pendant la scotopériode. Les œufs sont désinfectés dans une solution de formol (10 % de matière active) par un bain d'une demi-heure. Un abreuvoir est placé dans chaque boîte-pondeur pour l'alimentation des papillons. Il est constitué par un coton dentaire plongé dans un tube de 28 mm de diamètre et 35 mm de hauteur contenant une solution aqueuse mielleuse.

A l'éclosion des premiers œufs (3 jours après la ponte), la gaze comportant les œufs et les larves néonates est placée dans un grand pot (17,5 cm de diamètre × 5,5 cm de hauteur) contenant de petits cubes de milieu nutritif. Le pot est coincé dans sa partie supérieure par un couvercle grillagé. Les boîtes ont été recouvertes par un carton ne laissant filtrer la lumière que dans sa partie inférieure.

Les larves néonates à phototropisme positif sont attirées par les cubes du milieu nutritif, au fond du pot où elles le colonisent plus rapidement. Pour éviter tout problème de cannibalisme, les larves de deuxième stade (5 mm environ) sont récupérées et placées dans des pots individuels (4,5 cm de diamètre × 3,5 cm de hauteur) contenant le milieu nutritif.

2.2.3. Traitements

Les 6 traitements portent sur les doses d'extraits de neem. Chaque traitement est constitué de 30 chenilles de *Helicoverpa armigera* et est répété 3 fois. Les tests ont porté sur les stades larvaires L3 et L4-L5. Les traitements sont :

- T0 : Témoin absolu (eau distillée)
- T1 : Solution d'extraits de neem à 12 %
- T2 : Solution d'extraits de neem à 10 %
- T3 : Solution d'extraits de neem à 5 %
- T4 : Solution d'extraits de neem à 3 %
- T5 : Solution d'extraits de neem à 2 %
- T6 : Solution d'extraits de neem à 1 %

2.2.4. Détermination des CL 50 et CL90

2.2.4.1. Méthode

Dans l'évaluation de la sensibilité des chenilles de *H. armigera* aux extraits de neem afin de détecter rapidement les phénomènes de résistance, nous avons utilisé la méthode IRAC n°7 (Insecticide Resistance Advisory Committee) dite de « dipping ». Dans cette méthode, le bio-insecticide agit essentiellement par contact ou par ingestion sur le ravageur au travers d'un

intermédiaire, la feuille du cotonnier. Pour ce faire, nous avons appliqué à des lots de 30 chenilles 6 doses croissantes de la solution d'extraits de neem de formulation « EX » qui doivent théoriquement provoquer des mortalités croissantes. La méthode dipping présente l'avantage d'être simple et de s'appliquer aux formulations commerciales

2.2.4.2. Préparation des solutions

La formule suivante (DURUPHTY *et al.*, 1989) a permis d'obtenir la solution mère :

$$C_i V_i = C_f V_f \quad \text{avec } V_f = V_i + V_{ed}$$

C_i = Concentration de la formulation à utiliser pour la préparation de la solution

V_i = Volume de la formulation à pipeter

C_f = Concentration de la solution mère

V_f = Volume de la solution mère

V_{ed} = Volume d'eau distillée

La solution mère ainsi préparée est diluée pour obtenir une dose plus faible. Nous avons appliqué la méthode de facteur de dilution pour préparer les autres doses suivant la formule :

$V_n = V / \text{facteur}$; où V_n est le volume de la solution mère à pipeter et V , le volume de la nouvelle solution.

2.2.4.3. Application du produit

Elle a consisté à nourrir des chenilles des stades L3 et L4-L5 avec des feuilles de cotonnier préalablement trempées dans la solution bio-insecticide de concentration connue. Les solutions sont préparées le jour même du test sous forme d'émulsion à partir de la formulation commerciale SUPER FASO « EX ». Les jeunes feuilles, vertes et fraîches sont récoltées le jour du test sur des cotonniers n'ayant subi auparavant aucun traitement insecticide, mais ayant reçu une protection fongicide leur permettant d'éviter le développement des champignons, tel que *Aspergillus flavus*, qui peuvent intoxiquer les chenilles. Une fois récoltées, les feuilles sont trempées une à une dans les solutions (6 doses pour le test) pendant 5 secondes avec une légère agitation, puis séchées à plat sur des séchoirs (42 cm de longueur et 25 cm de largeur) pendant une heure environ en salle climatisée à 25°C. Elles sont ensuite placées sur le fond de grand pot

(17,5 cm de diamètre × 5,5 cm de hauteur) de manière à en recouvrir toute la surface. Un morceau de coton imbibé d'eau est enroulé autour du pédoncule de chaque feuille pour retarder le dessèchement de celle-ci. Le dispositif adopté est la randomisation totale. Les chenilles sont réparties de façon homogène en lots de 30 chenilles /dose /grand pot (17,5 cm diamètre × 5,5 cm hauteur) constituant des traitements à l'aide d'une pince molle sur les feuilles de cotonnier. Chaque dose est répétée 3 fois pour le même stade larvaire, soit 90 larves testées par dose et par stade larvaire. Un lot témoin est constitué avec les feuilles traitées à l'eau distillée. Les larves sont isolées pendant 24 heures sans source alimentaire dans des pots vides de 4,5 cm de diamètre × 3,5 cm de hauteur avant d'être mises en contact avec les feuilles traitées ou non.

Après la constitution des lots, les traitements sont ensuite placés dans les cellules d'élevage à température (27°C) et humidité (70 %) constantes et à l'obscurité pour éviter le cannibalisme.

2.2.5. Observations de mortalité

Les observations ont consisté au décompte de la mortalité des larves à 24 heures, 48 heures, 72 heures et 96 heures. Les concentrations létales 50 et 90 (CL50 et CL90) sont calculées et exprimées en mg /ml. Les chenilles moribondes incapables de coordonner leurs mouvements sont considérées comme mortes à 24 heures. Une chenille qui ne bouge plus est considérée comme morte à 48 heures et 72 heures. Les observations à 96 heures servent de confirmation de la mortalité observée aux heures précédentes. Le test est rejeté si le taux de mortalité dans le témoin est supérieur ou égal à 10%.

2.2.6. Analyses statistiques

L'analyse statistique des résultats est effectuée sur la mortalité enregistrée à 24 heures, à 48 heures, 72 heures et 96 heures. Pour déterminer la CL50 et la CL90 de l'insecticide, nous nous sommes servis du logiciel DL50 version DL4.6 mis au point par le service de biométrie du CIRAD-CA suivant la méthode probit /log-dose de FINNEY (1971). Ce logiciel permet en outre les transformations (log10) des doses et des pourcentages de mortalité ainsi que la détermination de la droite pondérée dose-mortalité.

2.3. Résultats et discussion

2.3.1. Evolution de la sensibilité de *Helicoverpa armigera* au produit de neem selon la plante hôte

2.3.1.1. Effet comparatif du produit de neem sur les deux souches de *Helicoverpa armigera*

Les tableaux V et VI indiquent une mortalité de 43 % des chenilles de *Helicoverpa armigera* en 24 heures pour toutes les souches du stade L3 avec la dose de 12 %, contrairement à ce qu'on observe pour les doses inférieures (10 %, 5 %, 3 %, 2 %, 1 %). La mortalité de 100 % est obtenue au bout de 96 heures à la dose de 12 % du produit de neem, comparativement au témoin (3 % de mortalité) pour les deux souches. Les doses d'extraits de neem présentent une relation linéaire entre la mortalité des chenilles de *H. armigera* et la durée de l'exposition des chenilles au produit. L'effet moindre du produit est obtenu avec la dose de 1 % qui enregistre une mortalité de 41 % au terme des 96 heures.

En ce qui concerne l'analyse suivant les plantes hôtes (Tableaux V et VI), la mortalité des chenilles de *H. armigera* du stade L4-L5 soumises à la forte dose de 12 % du produit de neem est relativement faible en 24 heures, de même pour les souches issues du cotonnier (30 % de mortalité) que pour celles issues de la tomate (33 %). Cependant, cette mortalité des chenilles de *H. armigera* augmente à 96 heures avec 80 % des souches issues du cotonnier et 87 % des souches issues de la tomate. La faible dose de 1 % des extraits de neem occasionne 7 % de mortalité des chenilles de *H. armigera* en 24 heures. A 96 heures, 20 % des chenilles issues du cotonnier et 30 % des chenilles de la tomate sont mortes. A l'inverse, le témoin T0 (feuilles traitées avec de l'eau distillée) n'enregistre aucune mortalité des chenilles du stade L4-L5 au bout des 96 heures pour toutes les deux souches des plantes hôtes.

Les tableaux VII et VIII montrent un effet positif du produit sur les deux souches de *H. armigera* pour les stades considérés. Les valeurs de CL50 et de CL90 du stade L3 de la souche du cotonnier (CL50 = 0,05 mg /ml et CL90 = 1,46 mg /ml à 48 heures) sont relativement peu élevées que celles enregistrées avec les souches de la tomate pendant toutes les 96 heures (CL50 = 0,05 mg /ml et CL90 = 0,74 mg /ml à 48 heures).

Pour toutes les souches, le stade L4 – L5 donne des valeurs de toxicité élevées du produit de neem (CL50 = 0,17 mg /ml et CL90 = 1,74 mg /ml à 48 heures sur le cotonnier ; CL50 = 0,22 mg /ml et CL90 = 4,66 mg /ml à 48 heures sur la tomate).

Tableau V : Activité d'extraits de neem sur les chenilles de *Helicoverpa armigera* issues du cotonnier (mortalité cumulée en % après transformation log10) au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002

Culture	Stades larvaires	Traitements (%) ¹	Pourcentage de mortalité			
			24h	48h	72h	96h
Cotonnier	L3	T0	0	0	3	3
		T1	43	70	90	100
		T2	33	57	79	90
		T3	27	47	59	66
		T4	23	40	48	59
		T5	20	37	45	52
		T6	13	30	34	41
	L4-L5	T0	0	0	0	0
		T1	30	47	73	80
		T2	17	33	57	67
		T3	10	23	43	47
		T4	10	17	33	40
		T5	7	10	23	30
T6	7	7	17	20		

NB :

1. Traitements : T0 = Témoin absolu (eau distillée)

T1 = Solution d'extrait de neem à 12 %

T2 = Solution d'extrait de neem à 10 %

T3 = Solution d'extrait de neem à 5 %

T4 = Solution d'extrait de neem à 3 %

T5 = Solution d'extrait de neem à 2 %

T6 = Solution d'extrait de neem à 1 %

Tableau VI : : Activité d'extraits de neem sur les chenilles de *Helicoverpa armigera* issues de la tomate (mortalité cumulée en % après transformation log10) au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002

Culture	Stades larvaires	Traitements (%) ¹	Pourcentage de mortalité			
			24h	48h	72h	96h
Tomate	L3	T0	0	0	3	3
		T1	43	73	97	100
		T2	37	63	79	93
		T3	23	43	55	62
		T4	17	43	52	59
		T5	13	37	45	55
		T6	13	27	31	41
	L4-L5	T0	0	0	0	0
		T1	33	47	80	87
		T2	23	33	60	73
		T3	17	23	43	57
		T4	13	17	33	47
		T5	13	13	30	40
		T6	7	13	23	30

NB :

1. Traitements : T0 = Témoin absolu (eau distillée)

T1 = Solution d'extrait de neem à 12 %

T2 = Solution d'extrait de neem à 10 %

T3 = Solution d'extrait de neem à 5 %

T4 = Solution d'extrait de neem à 3 %

T5 = Solution d'extrait de neem à 2 %

T6 = Solution d'extrait de neem à 1 %

2.3.1.2. Effet des extraits de neem sur les populations de chenilles de *Helicoverpa armigera* issues du cotonnier

Le tableau VII montre que les valeurs de CL50 et de CL90 diminuent de façon progressive dans le temps pour tous les stades larvaires. Les populations de *Helicoverpa armigera* récoltées sur le cotonnier pendant la campagne hivernale deviennent de plus en plus sensibles au produit de neem d'un jour à l'autre. La toxicité du produit sur les larves du stade L4–L5 est faible, comparativement à celle observée sur les larves du stade L3. Les pentes des courbes de régression indiquent une faible variation comprise entre 0,78 et 1,69 pour le stade larvaire L3 et entre 0,88 et 1,45 pour les stades L4–L5.

A 24 heures, les larves du stade L3 (CL50 = 0,27 mg/ml) sont 3 fois plus sensibles au produit de neem que les larves du stade L4–L5 (CL50 = 0,83 mg/ml). A 48 heures, cette sensibilité augmente jusqu'à 3,4 fois que celle du stade L4–L5 (CL50 = 0,17 mg/ml). A 72 heures et à 96 heures, la sensibilité est 2 fois plus que celle des larves L4–L5 (CL50 = 0,06 mg/ml et 0,04 mg/ml).

La figure 4a indique une mortalité de 50 % des larves du stade L3, 48 heures après l'application d'une concentration de 0,05 mg/ml du produit. Cependant, dans le même temps, la mortalité de 90 % des larves s'obtient à une concentration plus élevée soit 1,46 mg/ml. A 72 heures, les concentrations du produit de 0,03 mg/ml et 0,21 mg/ml occasionnent respectivement 50 % et 90 % de mortalité des chenilles (figure 5a).

Au regard de la figure 6a la sensibilité des chenilles de *H. armigera* (stade L4–L5) au produit s'est traduite à 48 heures par une mortalité de 50 % de la population à la dose de 0,17 mg/ml du produit. La mortalité de 90 % de la population est observée à la concentration de 1,74 mg/ml. Ces doses restent comparativement élevées par rapport à celles observées au stade L3. La toxicité du produit à 72 heures, à l'origine de la mortalité de 50 % et de 90 % des larves indique des concentrations respectives de 0,06 mg/ml et de 0,51 mg/ml (figure 7a).

Tableau VII : Evolution des valeurs de CL50 et de CL90 du Super Faso « EX » sur *Helicoverpa armigera* sur le cotonnier au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002

Souche	Stades larvaires	Temps (heures)	CL50 (mg/ml) lim conf. (à p= 0,05)	CL90 (mg/ml) lim conf. (à p = 0,05)	pen		
Cotonnier	L3	24	0,27	67 – 1,095	12,17	0,227 – 651,778	0,78
		48	0,05	0,030 – 0,082	1,46	0,174 – 12,233	0,87
		72	0,03	0,018 – 0,036	0,21	0,098 – 0,448	1,39
		96	0,02	0,013 – 0,026	0,10	0,063 – 0,172	1,69
	L4 – L5	24	0,83	0,091 – 7,677	23,72	0,213 – 2640,561	0,88
		48	0,17	0,087 – 0,353	1,74	0,309 – 1,384	1,29
		72	0,06	0,042 – 0,085	0,51	0,184 – 1,384	1,39
		96	0,04	0,033 – 0,061	0,34	0,147 – 0,788	1,45

2.3.1.3. Effet des extraits de neem sur les populations de chenilles de *Helicoverpa armigera* issues de la tomate

A l'instar des populations du cotonnier, les populations de *Helicoverpa armigera* récoltées en inter-campagne sur la tomate montrent un comportement similaire de sensibilité aux extraits de neem (tableau VIII). La toxicité du produit représentée par les valeurs de CL50 et de CL90 indique une efficacité en fonction du temps.

A 24 heures, la sensibilité au produit de neem occasionnant 50 % de mortalité des larves du stade L3 (CL50 = 0,23 mg /ml) est 2,3 fois plus élevée que celle des larves du stade L4–L5 (CL50 = 0,53 mg /ml). A 48 heures, cette sensibilité est 4,4 fois plus grande que celle du stade L4–L5 (CL50 = 0,22 mg /ml). A 72 heures et à 96 heures, la toxicité du produit à l'origine de 50 % de mortalité des chenilles (stade L3) est respectivement 1,66 et 1,55 fois plus élevée que celle du stade L4–L5 (CL50 = 0,05 mg /ml et 0,03 mg /ml).

Les valeurs des mortalités enregistrées suivant les doses appliquées indiquent une relative faible variation entre les populations. Les valeurs des pentes varient entre 0,96 et 1,72.

Les figures 4b et 5b montrent que 50 % des larves du stade L3 sont mortes à 48 heures et à 72 heures après application du produit de neem à des concentrations respectives de 0,05 mg /ml et de 0,26 mg /ml. La mortalité de 90 % de la population dans le même temps est décelée respectivement à 0,74 mg /ml et à 0,16 mg /ml.

La toxicité du produit (figure 6b) présente des mortalités de 50% des chenilles de *H. armigera* (stade L4–L5) à 48 heures à la dose de 0,22 mg /ml et de 90 % à la dose de 4,66 mg /ml. La figure 7b montre que 50 % de la population sont mortes à 72 heures à la concentration de 0,05 mg /ml et 90 % mortes à 0,49 mg /ml.

Tableau VIII : Evolution des valeurs de CL50 et de CL90 du Super Faso « EX » sur *Helicoverpa armigera* sur la tomate au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002

Souche	Stades larvaires	Temps (heures)	CL50 (mg/ml)	lim conf. (à p= 0,05)	CL90 (mg/ml)	lim conf. (à p = 0,05)	penne
Tomate	L3	24	0,23	0,079 – 0,659	4,89	0,301 – 79,383	0,96
		48	0,05	0,029 - 0,068	0,74	0,170 – 3,202	1,05
		72	0,03	0,019 – 0,035	0,16	0,089 – 0,301	1,59
		96	0,02	0,013 – 0,025	0,10	0,061 – 0,162	1,72
	L4 – L5	24	0,53	0,087 – 3,194	16,28	0,250 – 1058,315	0,86
		48	0,22	0,080 – 0,635	4,66	0,303 - 71,610	0,97
		72	0,05	0,035 – 0,071	0,48	0,170 – 1,393	1,30
		96	0,03	0,021 – 0,042	0,26	0,116 – 0,592	1,36

Figure 4a : Relation dose-mortalité du produit de neem sur *Helicoverpa armigera* sur tomate stade L3 (48 heures) au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002

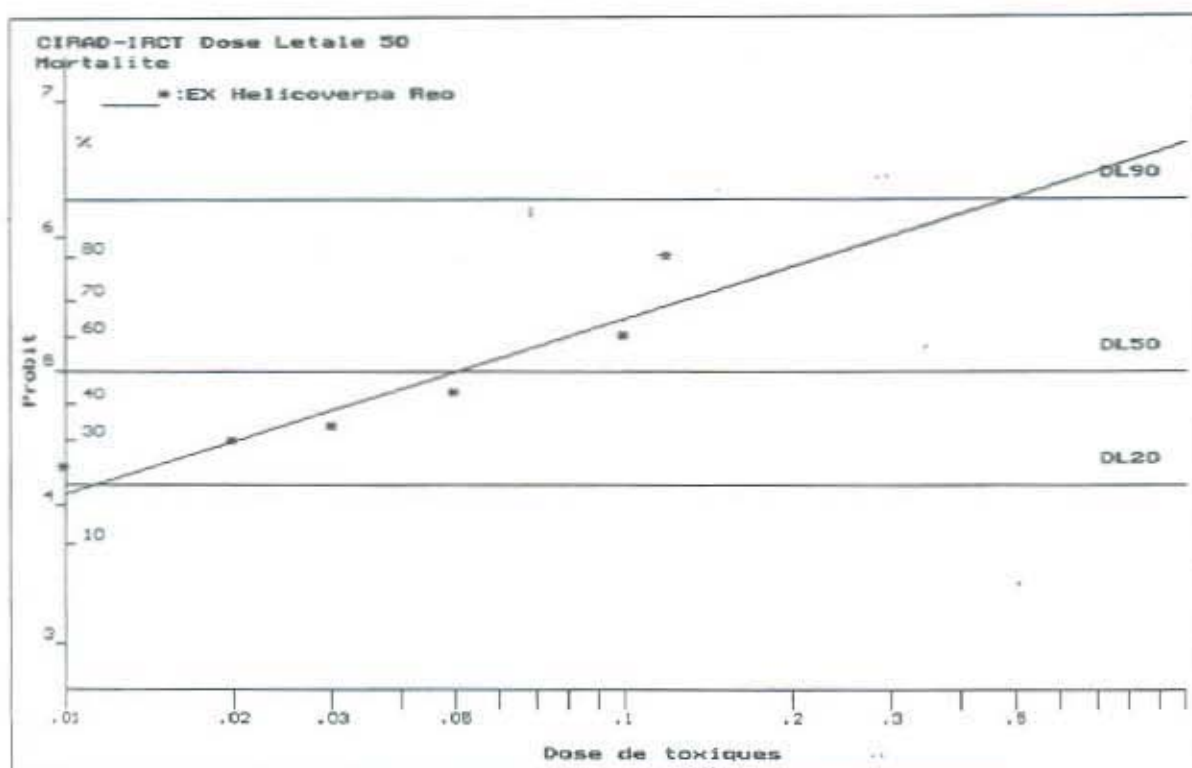


Figure 4b : Relation dose-mortalité du produit de neem sur *Helicoverpa armigera* sur cotonnier stade L3 (48 heures) au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002

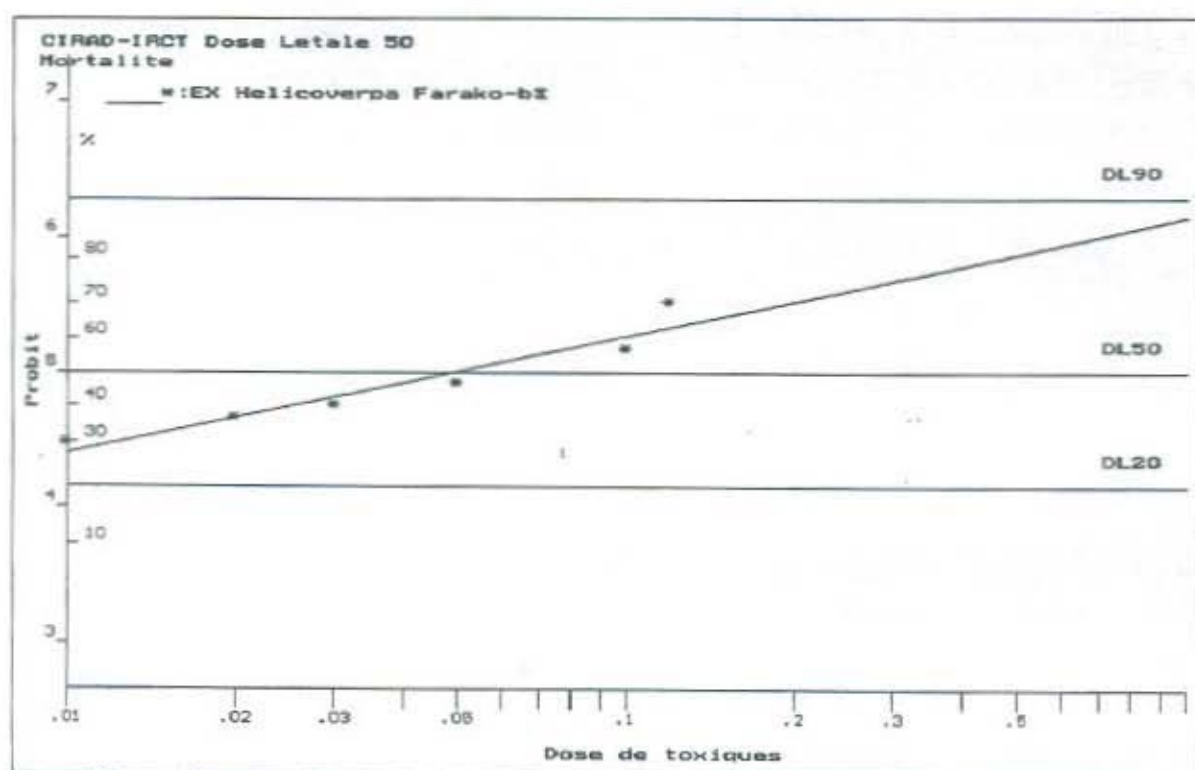


Figure 5a : Relation dose-mortalité du produit de neem sur *Helicoverpa armigera* sur cotonnier stade L3 (72 heures) au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002

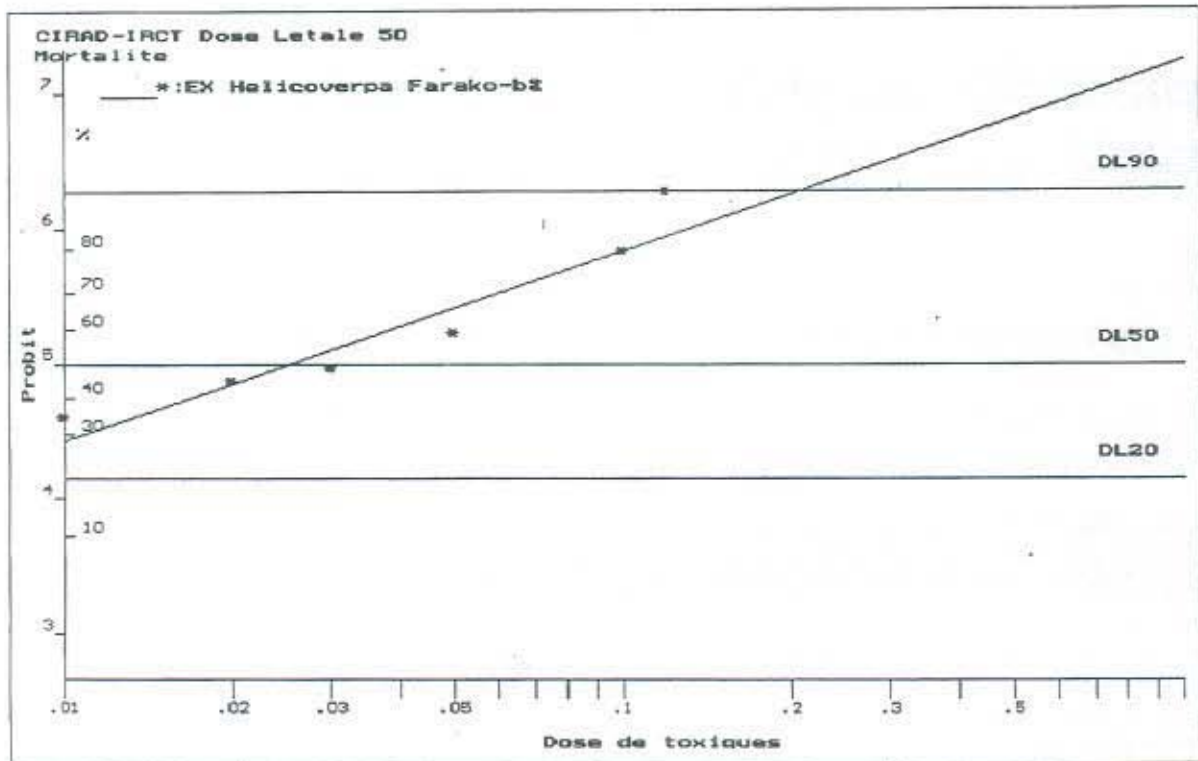


Figure 5b : Relation dose-mortalité du produit de neem sur *Helicoverpa armigera* sur tomate stade L3 (72 heures) au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002

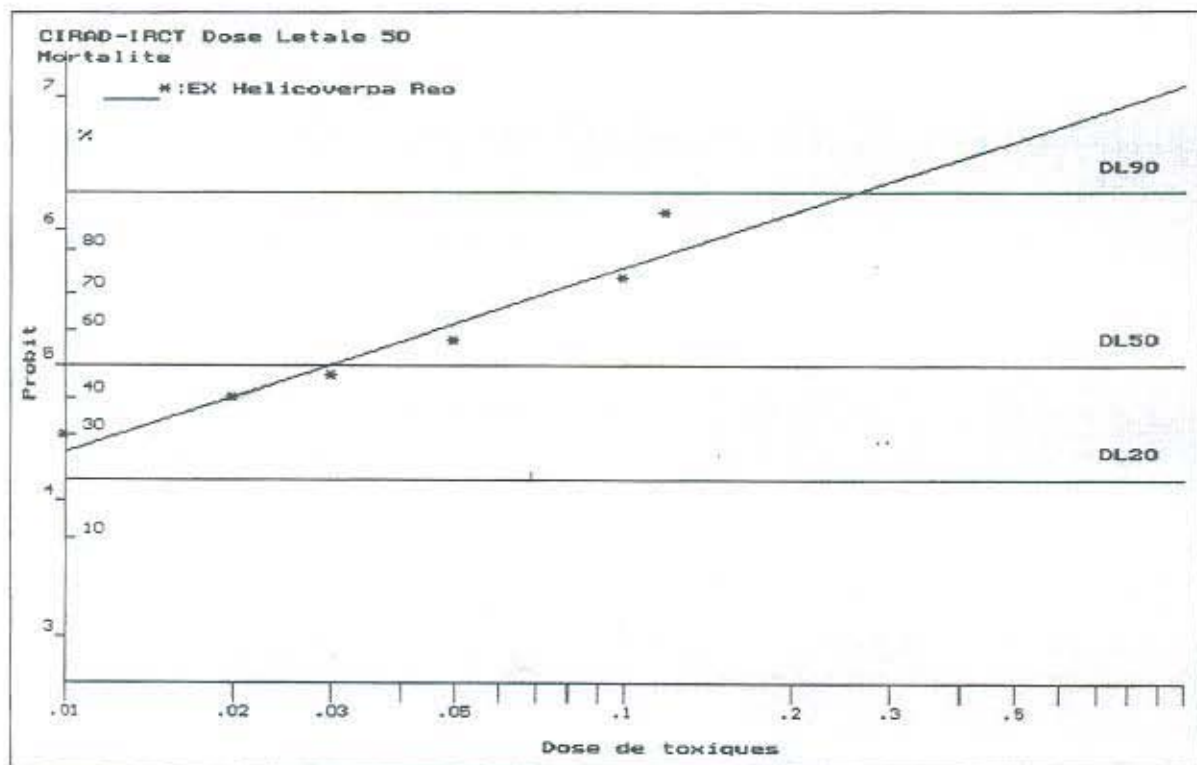


Figure 6a : Relation dose-mortalité du produit de neem sur *Helicoverpa armigera* sur cotonnier stade L4-L5 (48 heures) au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002

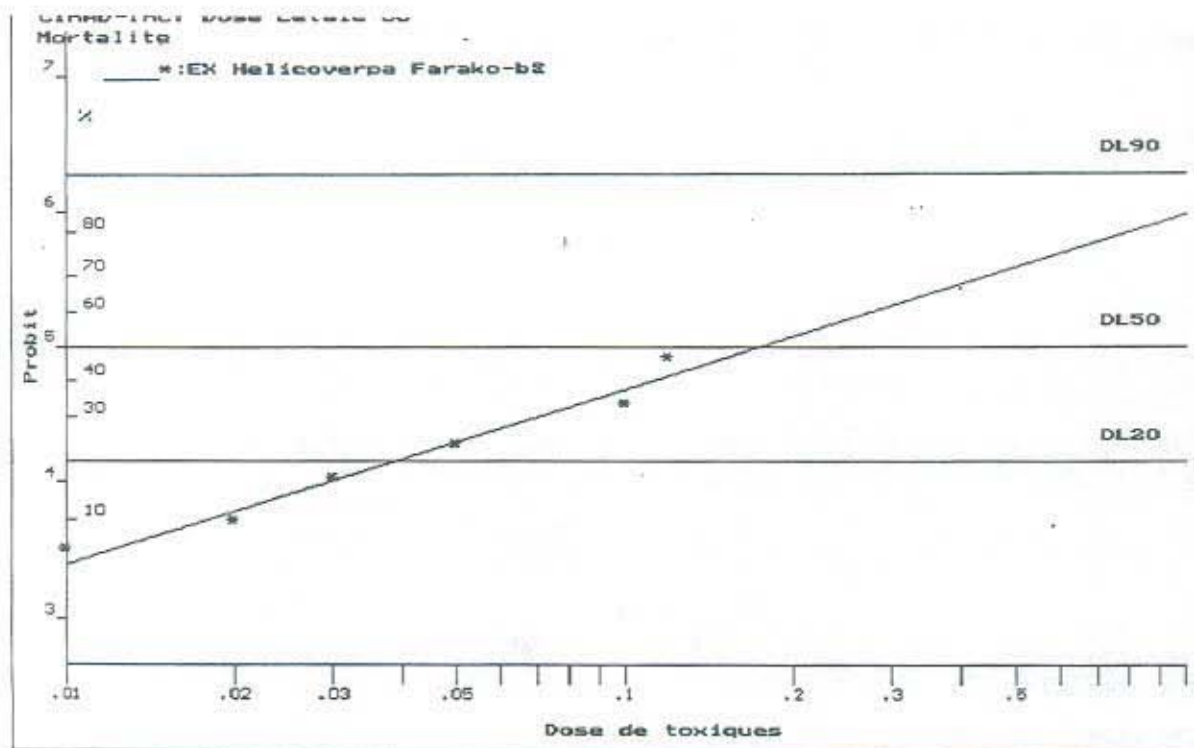


Figure 6b : Relation dose-mortalité du produit de neem sur *Helicoverpa armigera* sur tomate stade L4-I (48 heures) au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002

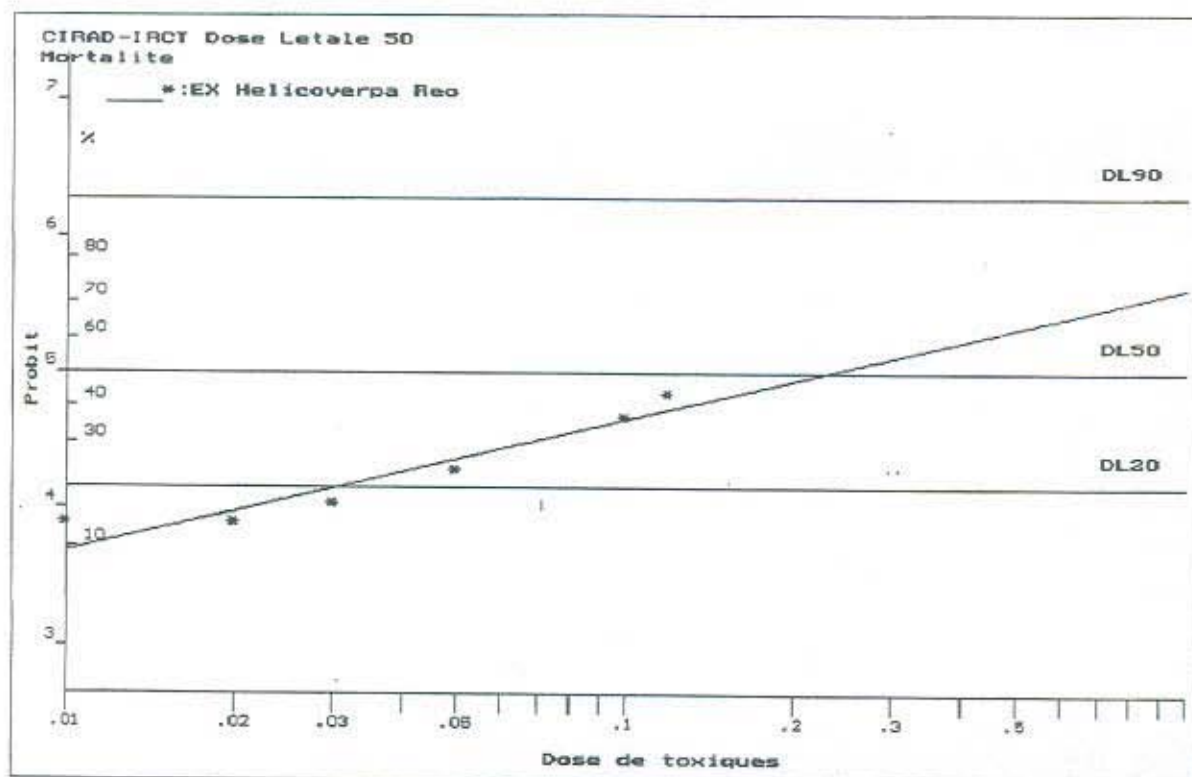


Figure 7a : Relation dose-mortalité du produit de neem sur *Helicoverpa armigera* sur cotonnier stade L4-l (72 heures) au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002

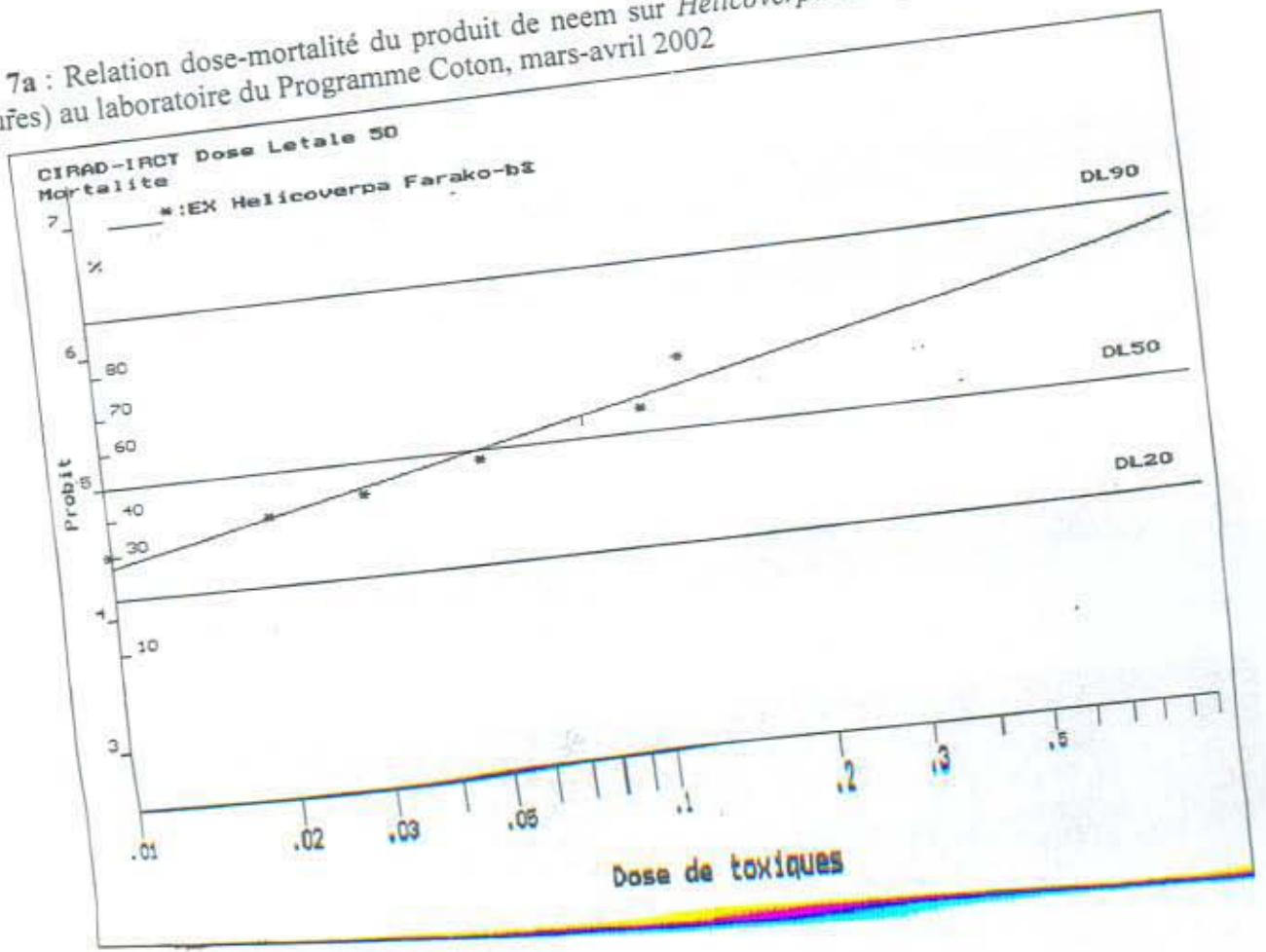


Figure 7b : Relation dose-mortalité du produit de neem sur *Helicoverpa armigera* sur tomate stade L4-L (72 heures) au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002

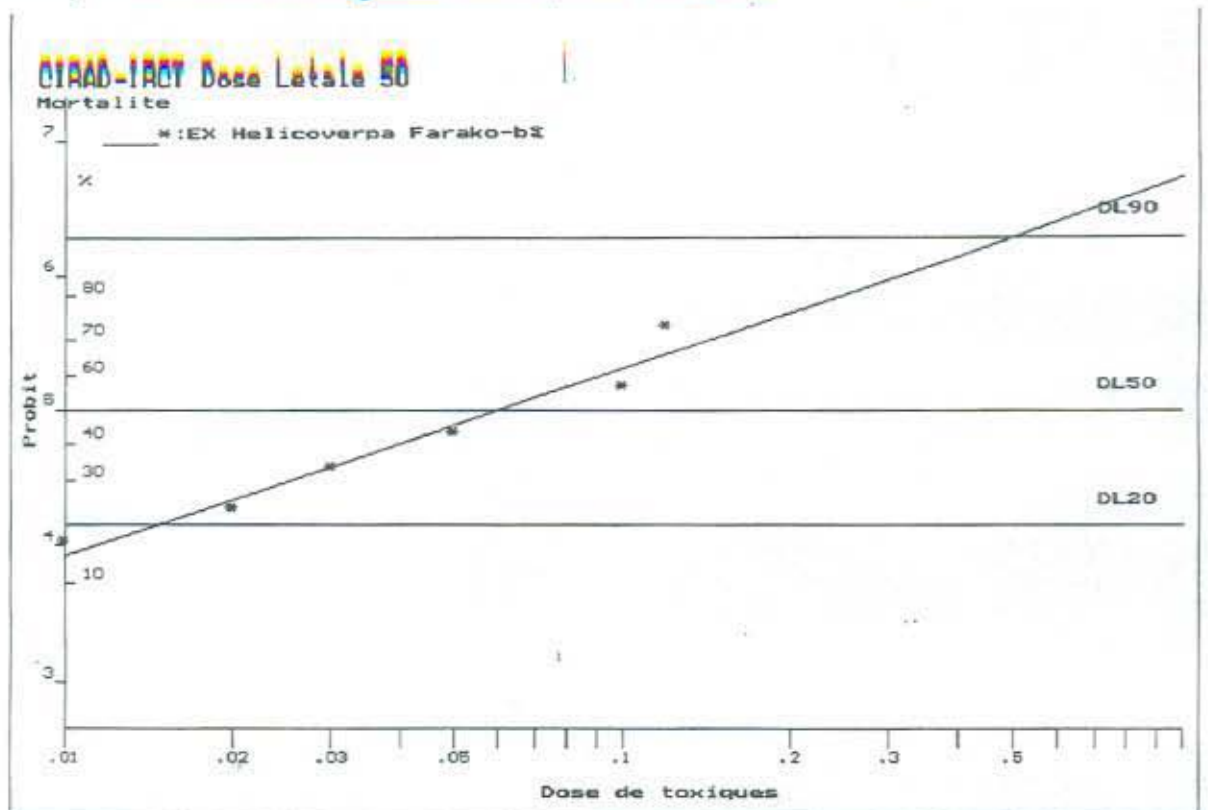


Figure 7a : Relation dose-mortalité du produit de neem sur *Helicoverpa armigera* sur cotonnier stade L4-L (72 heures) au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002

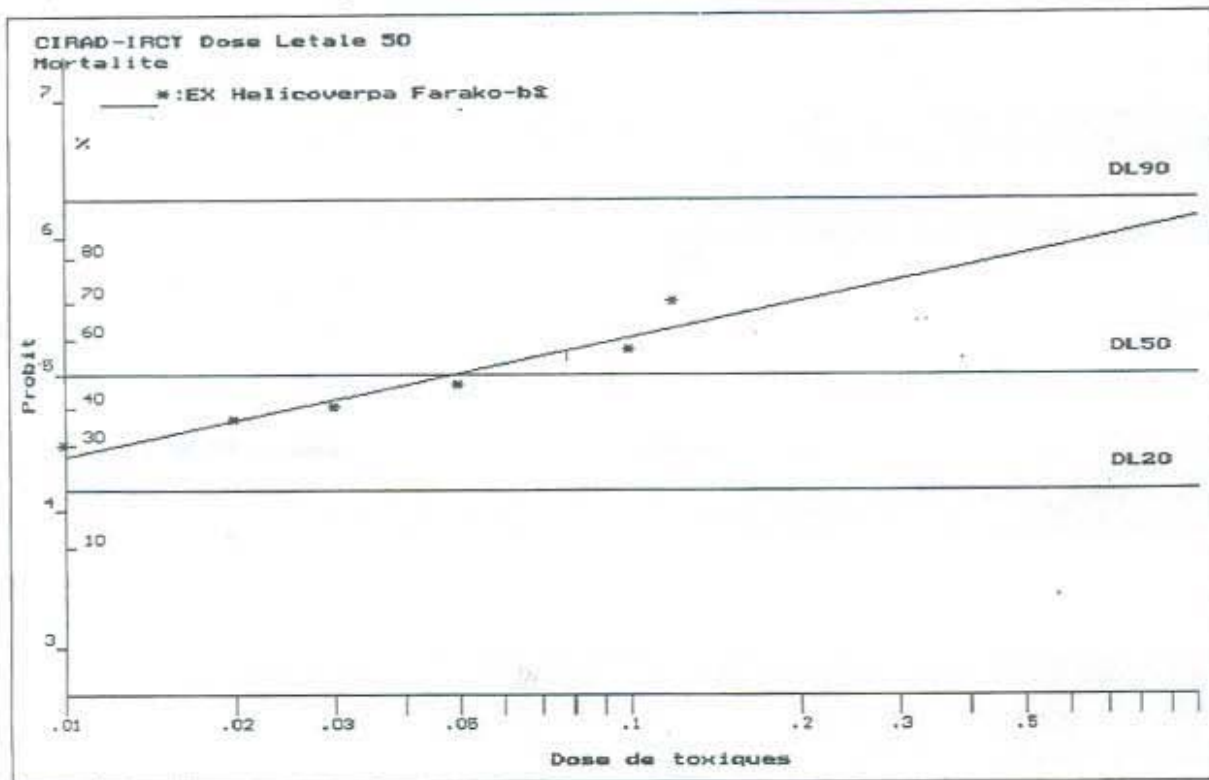
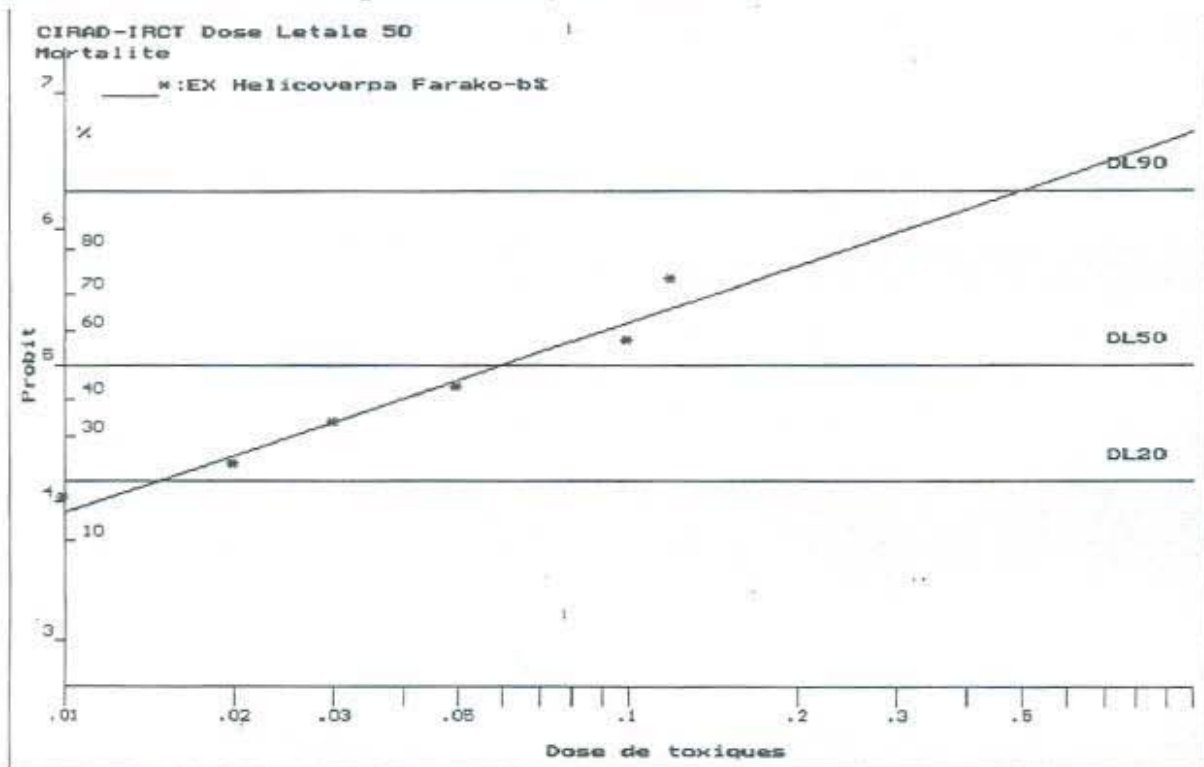


Figure 7b : Relation dose-mortalité du produit de neem sur *Helicoverpa armigera* sur tomate stade L4-L (72 heures) au laboratoire du Programme Coton, mars-avril 2002



2.3.2. Discussion

Les extraits de neem contiennent des substances qui agissent contre les insectes. Elles ont un effet répulsif sur de nombreuses espèces d'insectes : les uns sont repoussés par le goût et l'odeur des substances, les autres meurent après avoir ingéré des feuilles traitées. De par leur nature (stérilisation des œufs, effet sur la croissance des insectes), les extraits de neem sont efficaces contre les larves, mais à un degré moindre contre les insectes adultes (ENGELS, 1989).

Nos résultats indiquent que le produit de neem a eu un effet significatif sur les larves du stade L3 de *Helicoverpa armigera* se développant sur les 2 cultures (tomate et cotonnier) à 48 heures et sur les larves du stade L4-L5 à 72 heures.

Pour toutes les plantes hôtes, la réponse des larves aux 6 doses du produit de neem montre que *H. armigera* conserve globalement une sensibilité. Ces observations peuvent être rapprochées à celles de FORRESTER *et al.* (1993) qui ont indiqué qu'il n'existe pas de différence significative dans la sensibilité de *H. armigera* en fonction des différentes plantes hôtes (cultivées ou sauvages) en Australie.

Les souches de *H. armigera* sur le cotonnier et la tomate, présentent une mortalité de 50 % de la population du stade L3 à 48 heures à la dose de 0,05 mg /ml. Ces résultats sont similaires aux travaux de SEHGAL et UJIGAR (1990) qui ont contrôlé des populations de *H. armigera* se développant sur le petit pois avec la dose de 5 % d'amendes de neem.

Nos résultats montrent une toxicité du produit prolongée dans le temps. En effet, c'est à 96 heures que les plus petites concentrations létales capables de provoquer 50 à 90 % de mortalité des chenilles des stades L3 et L4-L5 de *H. armigera* sont obtenues. BARNBY *et al.* (1989), par la méthode de l'application topique, ont montré l'efficacité de la dose de 2 µg /g des dérivés de neem sur les larves de *Heliothis virescens*. TANZUBIL et McCAFFERY (1990), en étudiant l'effet des extraits de neem sur les Lépidoptères, obtiennent un arrêt de développement et une mortalité de *Spodoptera exempta* aux doses de 0,1 µg /g larve. IVBIJARO (1983), dans l'étude de la toxicité des graines de neem (*Azadirachta indica*) sur *Sitophilus orizae*

(Lépidoptère) a obtenu une mortalité de 100 % des larves après 5 jours aux doses de 1 % et de 2,5 %.

Les concentrations létales observées sur les chenilles du stade L4-L5 sont relativement plus élevées que celles du stade L3 pour les deux plantes hôtes. Cette différence de concentrations létales résulterait de la vigueur des chenilles de stades avancés. En effet, les larves des derniers stades sont plus résistantes, rustiques et difficiles à éliminer par les produits.

La toxicité réduite à 24 heures après le test pourrait s'expliquer par la faible ingestion des feuilles traitées et la fuite des chenilles vers le couvercle des pots. Cependant, les chenilles par contact physique et par ingestion des feuilles dans les heures (à partir de 48 heures) qui suivent, incorporent le produit à l'origine de leur mortalité.

Nos résultats montrent que les pentes des droites de regression ne sont pas significativement différentes ($\alpha = 0,05$). Cela traduirait l'homogénéité des deux souches de *Helicoverpa armigera*. Cette homogénéité serait corrélée à la sédentarisation des populations, du fait des systèmes de cultures qui permettent une alimentation continue, selon les travaux de WARDHAUGH *et al.* (1980).

5.3.3. Conclusion partielle

Au regard de nos résultats observés sur les deux souches, on peut dire que quelque soit la période de culture considérée, *Helicoverpa armigera* possède, en moyenne, une sensibilité comparable d'une plante hôte à une autre. Les plus faibles concentrations létales, à l'origine de 50 % et 90 % de mortalité des populations, sont observées à 96 heures pour tous les stades larvaires testés. L'action du produit de neem est déterminante avec le temps et est plus significative sur les larves de stade moins avancé. Les populations des deux souches présentent une similitude de comportement à l'égard du produit, ce qui révèle une homogénéité en leur sein.

CHAPITRE 3 : METHODOLOGIE AU CHAMP

3.1. Objectifs de l'étude

L'objectif de cette étude au champ est d'évaluer l'efficacité de 3 doses de la formulation d'extraits de neem préconisée le fabricant (IRSAT) sur les larves de *Helicoverpa armigera*, en vue de déterminer la dose économiquement efficace destinée à la pré vulgarisation.

3.2. Effet des doses du produit sur la population de *Helicoverpa armigera*

3.2.1. Méthodologie

3.2.1.1. Préparation de la pépinière

La pépinière a été préparée à proximité de la parcelle expérimentale à repiquer sur un sol ayant passé une longue jachère. Le sol est nettoyé, humecté, labouré et meublé avant le semis. Du fumier d'origine animale bien composté est appliqué. La pépinière est paillée pour éviter les dégâts des oiseaux granivores et l'étiollement des plantules par le soleil. Les plants de tomate sont repiqués après 30 jours de pépinière.

3.2.1.2. Préparation du champ

Un labour d'une profondeur d'environ 20 cm a été effectué à l'aide d'une charrue à traction bovine. L'émiettage des mottes laissées a été fait manuellement et suivi d'un planage pour faciliter le stockage de l'eau d'arrosage. Nous avons par la suite procédé à la délimitation des blocs et au tracé des parcelles élémentaires (PE).

Pour l'amendement du sol, nous avons utilisé la fumure de fond constituée des déjections d'animaux associées à la paille au cours de la préparation des parcelles expérimentales. La fumure fractionnée sous la forme d'urée (30 g/m^2) est apportée en 2 applications à 30 jours après repiquage (JAR) au cours du binage et la seconde 45 JAR.

3.2.1.3. Dispositif expérimental

Le dispositif expérimental est de type Blocs Complets Randomisés à 4 répétitions. Les 4 traitements assignés aux parcelles élémentaires sont constitués de :

T0 : témoin non traité

T1 : solution à 1% (30 ml de la formulation + 2,7 l d'eau)

T2 : solution à 2% (60 ml de la formulation + 2,4 l d'eau)

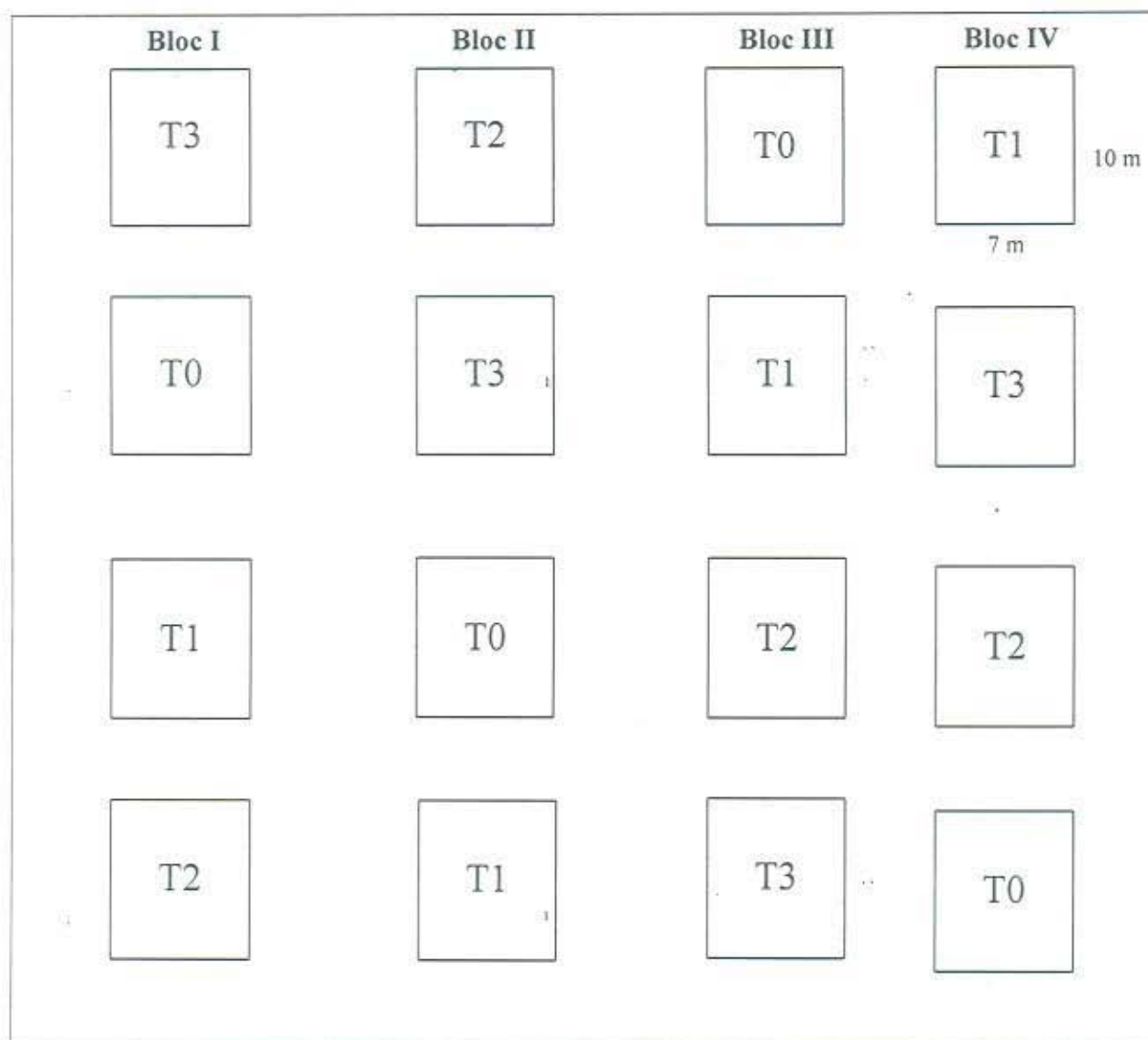
T3 : solution à 3% (90 ml de la formulation + 2,1 l d'eau)

L'affectation des traitements aux parcelles à l'intérieur de chaque bloc a été faite au hasard. Le plan du dispositif expérimental est représenté par la figure 8.

Les applications du produit de neem ont été réalisées à 43 JAR au stade début fructification et à 49 JAR au stade de fructification pour chaque traitement. Le témoin T0 a été traité avec de l'eau. L'appareil à dos de marque JACTO à pression entretenue, équipé d'une rampe horizontale à une buse a servi à cet effet. Afin de réduire les erreurs lors de l'épandage, un double passage a été effectué au niveau de tous les traitements.

La superficie de chaque bloc est de $290,5 \text{ m}^2$ ($41,5 \text{ m} \times 7 \text{ m}$) et celle de chaque parcelle élémentaire est de 70 m^2 ($10 \text{ m} \times 7 \text{ m}$). Les blocs et les parcelles sont relativement séparés par des diguettes de 90 cm et de 50 cm pour faciliter l'arrosage et les opérations de traitement insecticide. Chaque parcelle est arrosée indépendamment des autres. La superficie totale de l'essai est de $1274,05 \text{ m}^2$ ($41,5 \text{ m} \times 30,7 \text{ m}$).

Figure 8 : Dispositif expérimental de l'essai à Kuinima (Burkina Faso), 2001-2002.



T0 : Témoin absolu, non traité

T1 : Solution à 1 % (30 ml de la formulation + 2,7 l d'eau)

T2 : Solution à 2 % (60 ml de la formulation + 2,4 l d'eau)

T3 : Solution à 3 % (90 ml de la formulation + 2,1 l d'eau)

Ecartement entre Blocs : 90 cm

Ecartement entre Traitements : 50 cm

3.2.1.4. Entretien

Une irrigation par aspersion à l'aide d'un arrosoir est réalisée à la fréquence de 2 arrosages par jour. Le désherbage est effectué manuellement à la demande et aucun pesticide n'a été utilisé.

3.2.1.5. Observations entomologiques

Les observations entomologiques ont consisté au comptage des chenilles de *Helicoverpa armigera* à partir du stade début fructification (43 JAR). L'intervalle entre 2 observations est de 2 jours. Au niveau de chaque parcelle élémentaire (PE), les observations entomologiques visuelles ont porté sur 20 plantes prises au hasard.

3.2.2. Analyses statistiques

Les transformations mathématiques des données à analyser non homogènes ont été faites par $(X + 0,5)^{1/2}$. Les analyses de variance sont réalisées avec le logiciel SAS (Statistical Analysis System : SAS Institute 1988, SAS/ STAT User's Guide). La comparaison des moyennes est effectuée par le test de TUKEY lorsque le test d'analyse de variance est significatif au seuil de 5 % au moins pour l'essai expérimental.

Dans le cas de l'essai en milieu paysan, un T-test (test de STUDENT) a permis de comparer les champs traités avec ceux non traités.

3.2.3. Résultats et discussion

3.2.3.1. Incidence du produit sur les populations de *Helicoverpa armigera*

a. Effet comparatif des trois doses sur la population de *Helicoverpa armigera*

D'une façon générale, il ressort de l'analyse que l'application des trois doses du produit de neem a provoqué une baisse significative du niveau de la population de *Helicoverpa armigera* comparativement à celui du témoin non traité (figure 9), soit respectivement pour la solution de 1 % ($T1 = 2,95 \pm 1,83$), de 2 % ($T2 = 2,31 \pm 2,0$) et de 3 % ($T3 = 3,20 \pm 2,68$) contre pour le témoin non traité ($T0 = 4,68 \pm 2,50$) à l'issue des deux applications des extraits de neem, pour toutes les dates d'observation confondues ($P < 0,0001$; Tuckey ; $\alpha = 0,05$).

b. Evolution temporelle de l'activité biologique du produit

L'évolution de la population de *H. armigera* présentée par les courbes dans la figure 10, montre que l'application de la solution à 2 % et celle à 3 % sont à l'origine d'un plus faible niveau de la population en fonction des dates d'observation. Le niveau de populations du témoin non traité est nettement plus élevé que celui des trois autres traitements. L'évolution du nombre de chenilles connaît une fluctuation à partir de la période du début de fructification (43 JAR). Le premier pic est observé à 49 JAR. Le second pic, plus important, apparaît à la période de maturation de la plante (61 JAR). L'évolution du nombre moyen de chenilles de *H. armigera* présente d'une manière générale deux phases. La phase de décroissance du niveau de la population est observée à 45 JAR pour les parcelles soumises à l'application du produit et à 51 JAR pour toutes les parcelles au cours de la période de fructification. A la période de maturation et de début de sénescence de la plante (61 – 65 JAR), le nombre moyen de chenilles baisse considérablement pour atteindre un minimum pour tous les traitements à 65 JAR. La phase de croissance rapide du niveau de la population larvaire de *H. armigera* est observée au cours de la période de fructification à 47 JAR puis à partir de 53 JAR jusqu'à la maturation (61 JAR).

Au regard du tableau IX, l'analyse de variance montre des différences significatives entre les traitements. Ces différences se présentent d'abord à la période de début fructification (45 JAR) après la première application du produit ($P = 0,0372$) pour les traitements T1, T2 et T3, ensuite une différence hautement significative à 55 JAR ($P = 0,0043$), significative à 57 JAR ($P = 0,0326$) entre les traitements après la deuxième application du produit.

A 45 JAR correspondant à 2 jours après l'application du produit (JAT), les 3 doses appliquées ont eu une pression significative sur la population des larves de *Helicoverpa armigera* contrairement au témoin non traité.

A 55 JAR, l'effet du traitement de la solution de 2 % (T2) avec une moyenne générale de chenilles de *H. armigera* de $1,75 \pm 1,25$, ne diffère pas du traitement de la solution de 3 % (T3) avec une moyenne de chenilles de $2,00 \pm 0,81$. L'effet de la solution de 1 % sur les chenilles ne diffèrent pas significativement avec le témoin non traité.

A 57 JAR, l'analyse de variance regroupe les traitements en deux niveaux de populations homogènes. Les traitements des solutions 2 % et 3 % présentent des moyennes de chenilles similaires respectivement de $3,75 \pm 2,21$ et $4,25 \pm 0,50$. Le traitement de la solution de 1 % et le témoin non traité montrent un nombre identique statistiquement de chenilles soit respectivement $3,00 \pm 0,81$ et de $6,00 \pm 0,81$

Tableau X : Evolution des populations larvaires de *Helicoverpa armigera* sur la tomate en fonction des dates d'observation et , comparaison des traitements suivant ces dates à Kuinima (Burkina Faso), janvier - février 2002.

		Nombre de jours après repiquage											
		43	45	47	49	51	53	55	57	59	61	63	65
JAT	Traitements	0 JAT	2 JAT	4 JAT	0 JAT	2 JAT	4 JAT	6 JAT	8 JAT	10 JAT	12 JAT	14 JAT	16 JAT
T0		3,50 ± 2,30	4,00 ± 2,70	4,00 ± 3,46	5,00 ± 2,16	3,00 ± 3,16	3,50 ± 0,57	6,25 ± 2,06	6,00 ± 0,81	6,75 ± 2,06	7,00 ± 1,41	5,50 ± 2,38	1,75 ± 1,25
		a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a
		AB	AB	AB	AB	AB	AB	AB	AB	AB	A	AB	B
T1		2,25 ± 1,89	1,25 ± 0,95	2,25 ± 0,95	3,00 ± 0,81	2,25 ± 0,95	2,25 ± 0,95	3,25 ± 0,95	3,00 ± 0,81	4,75 ± 1,25	5,50 ± 3,51	4,50 ± 1,29	1,25 ± 0,95
		a	ab	a	a	a	a	ab	b	a	a	a	a
		AB	B	AB	AB	AB	AB	AB	AB	A	A	AB	B
T2		1,50 ± 1,29	0,50 ± 1,00	1,00 ± 0,81	3,00 ± 1,63	0,75 ± 0,95	1,00 ± 0,81	1,75 ± 1,25	3,75 ± 2,21	4,00 ± 1,41	5,75 ± 0,95	4,00 ± 1,15	0,75 ± 0,50
		a	b	a	a	a	a	b	ab	a	a	a	a
		BCD	D	BCD	ABCD	CD	BCD	BCD	ABC	AB	A	AB	CD
T3		3,50 ± 1,73	1,00 ± 1,41	1,75 ± 1,70	3,25 ± 1,70	1,25 ± 0,95	2,00 ± 1,82	2,00 ± 0,81	4,25 ± 0,50	4,50 ± 2,64	9,00 ± 2,44	5,25 ± 1,70	0,75 ± 0,50
		a	ab	a	a	a	a	b	ab	a	a	a	a
		ABC	C	BC	BC	BC	BC	BC	ABC	ABC	A	AB	C

NB :

- JAT : Jours après traitement
- Les lettres en minuscules se lisent dans la même colonne.
- Les lettres en majuscules se lisent dans la même ligne.

Figure 9 : Evolution du nombre moyen de chenilles de *Helicoverpa armigera* sur la tomate en fonction des doses d'extraits de neem à Kiunima (Burkina Faso) janvier-février 2002

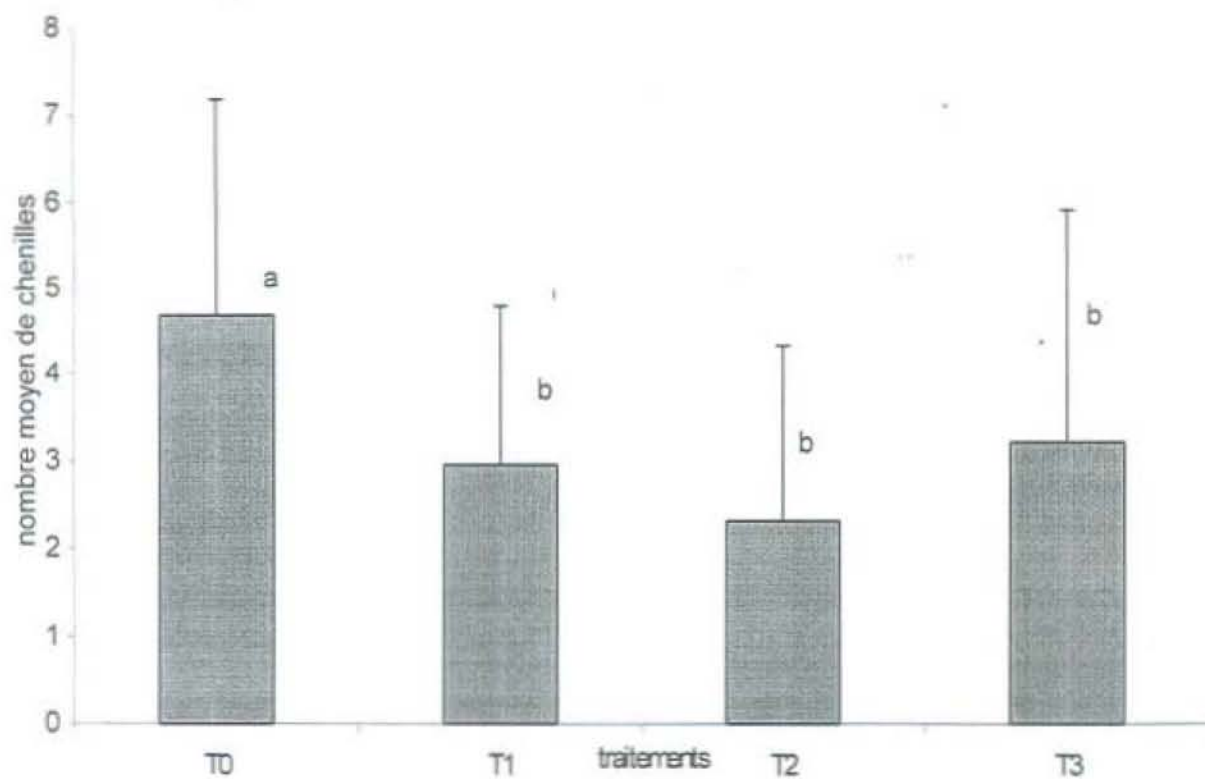
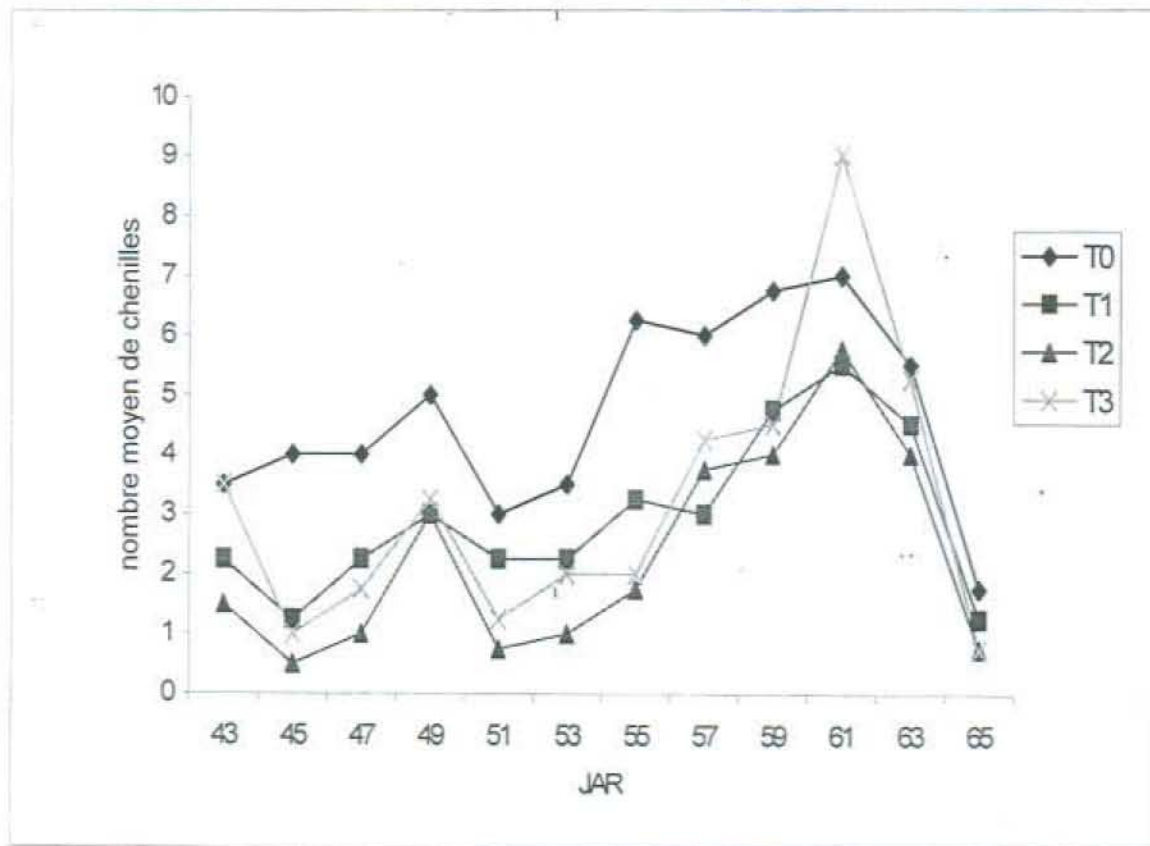


Figure 10 : Evolution de la population larvaire de *Helicoverpa armigera* sur la tomate en fonction des dates d'observation à Kuinima (Burkina Faso), janvier-février 2002



3.2.3.2. Discussion

L'existence de flux migratoire de forte intensité entre les agroécosystèmes au sein d'une même localité et entre localités voisines favorise la présence de *Helicoverpa armigera* pendant toute l'année (NIBOUCHE, 1994). *Helicoverpa armigera*, chenille exocarophage, a été faiblement abondante au cours de l'intersaison (DDPC, 2001). Les analyses de variance ont révélé des différences significatives entre les traitements avec un nombre élevé de chenilles enregistré dans le témoin T0 ($4,68 \pm 2,50$ chenilles pour 20 plantes observées) qui n'a pas subi de traitement. Ce faible niveau de populations sur les parcelles traitées proviendrait d'une part de la relative faible présence du ravageur au cours de la campagne hivernale sur les cotonniers et d'autre part de l'effet des substances naturelles qui ont probablement empêché les chenilles de s'alimenter.

Ces observations peuvent être rapprochées de celles faites par AHMED et GRAINGE (1985) qui ont observé un effet inhibiteur des graines de neem sur le développement des larves et une perte de fertilité des œufs de certains Lépidoptères. GOUDEGNON et al. (1998) ont rapporté des résultats similaires en utilisant des amandes de neem (50 g /l) pour contrôler des populations de Lépidoptères sur le chou au Bénin.

Les faibles nombres moyens de chenilles de *H. armigera* obtenus avec les solutions de 2 % et 3 % traduiraient l'efficacité de ces concentrations. Nos résultats concordent avec ceux de ZONGO (1990) qui a observé des mortalités de Lépidoptères (*Spodoptera litura*, *Schistocerca gregaria*) avec des extraits de neem à des concentrations de 2 g /ml et 0,4 %. De même, JULIE et JOHN (1998) ont montré l'effet déterminant des extraits de neem sur les populations adultes et larvaires (4^e stade) d'aphides (*Acyrtosiphon pisum* Harris).

A la lumière de nos résultats, l'effet de l'application du produit de neem s'est traduit par une variabilité du niveau de populations à chaque dose. Au Niger, OSTERMANN (1992) a utilisé le neem pour lutter contre les insectes nuisibles, en particulier *Hymenia recurvalis* de l'amarante, et a obtenu des résultats similaires aux nôtres. Pour OSTERMANN (1992), la dose de 100 g /l d'extraits de neem a permis de contrôler toute une gamme de Lépidoptères et d'Orthoptères.

Le niveau d'infestation moyennement élevé au stade de début fructification (43 JAR), constaté au début de nos observations, suppose l'installation du ravageur par l'arrivée des adultes migrants sexuellement immatures et qui auront acquis leur maturité sexuelle après 48 heures. TOPPER (1987) a rapporté des résultats similaires dans la vallée de Geriza au Soudan. Cette présence serait probablement due à l'effet attractif qu'exercerait la floraison de la tomate sur les populations adultes. Ces observations rejoignent celles de ZALUCKI *et al.* (1986) qui ont indiqué un synchronisme des courbes de floraison de la tomate et des pics de pontes de *Helicoverpa armigera*. Les larves issues des œufs déposés préférentiellement sur la face inférieure des jeunes feuilles, sur le calice des fruits et les boutons floraux s'alimentent sur le feuillage et dans les fruits (BORDAT, 1985)

Après l'application du produit à 45 JAR (figure 10), le niveau de la population a baissé considérablement. Cette baisse correspondrait probablement à l'effet de l'insecticide biologique. Cependant, cette baisse reste faible pour le traitement T3 (solution à 3 %) par rapport au traitement T2 (solution à 2 %). Cette disproportion relative aux résultats des traitements proviendrait des différences entre les stades larvaires des parcelles expérimentales, l'infestation étant naturelle. Les derniers stades larvaires sont plus vigoureux et rustiques, ce qui leur permet d'être ainsi plus résistants au traitement bio-insecticide. A l'opposé, les larves néonates actives et à phototropisme positif s'alimentent sur les feuilles, ingérant en même temps le produit à l'origine de leur mortalité. Ces observations peuvent être rapprochées à celles de GIRET et COUILLOUD (1987).

Le niveau de la population larvaire s'accroît par la suite progressivement 4 jours après l'application du bio-insecticide (47 JAR), le temps de rémanence du produit étant probablement écoulé. VAN RANDEN et ROITBERG (1998) ont établi un temps très limité de l'effet des traitements à base de neem (*Azadirachta indica*) sur l'oviposition et la survie des larves de *Rhagoletis indifferens* Curran. (Diptère : Tephritidae). Néanmoins, ils obtiennent une réduction des capacités reproductives des adultes et une infertilité des œufs. Pour ENGELS (1989), l'effet des extraits de neem persiste pendant environ 4 à 5 jours, quelque soit la méthode d'application.

La deuxième application du produit (49 JAR) a révélé cependant un temps plus prolongé correspondant à une durée d'efficacité de 6 jours au cours de laquelle la population est restée relativement faible. L'efficacité prolongée du principe actif du produit résulterait de l'effet résiduel de la première application bio-insecticide qui viendrait renforcer la seconde.

Les infestations relativement fortes de *Helicoverpa armigera* enregistrées surtout au cours de la phase de fructification de la tomate (56 – 61 JAR) seraient favorisées en partie par les conditions environnementales meilleures. En effet, l'hygrométrie et la température ont été identifiées comme étant des facteurs clés dans la variation du cycle de la noctuelle (NYAMBO, 1988 ; NIBOUCHE, 1994). Dans nos conditions expérimentales, nous avons enregistré les mêmes facteurs favorables relatifs aux températures minima et maxima (17, 8° - 35,4) et à l'humidité relative (31 %) au cours de cette période. Les populations larvaires déclinent plus tard à 63 JAR vers la fin du cycle de la tomate à cause probablement d'une part, de la fin du cycle de la génération présente dans les parcelles d'observations et d'autre part de l'indisponibilité de la plante hôte à offrir des conditions de vie adéquates. Ceci pourrait écourter également le cycle biologique occasionnant la nymphose des larves. Nos observations coïncident avec celles de WARDHAUGH *et al.* (1980), qui en étudiant la biologie de l'insecte dans la vallée de Namoi (Australie), ont indiqué que le chevauchement des cultures permettrait une alimentation continue des chenilles, la sénescence des plantes présentant une dépréciation de la qualité alimentaire du support nutritif.

3.2.3.3. Conclusion partielle

Les traitements bio-insecticides effectués avec les solutions de 2 % et de 3 % sont relativement efficaces sur les populations de *Helicoverpa armigera* présentes sur la tomate. Il est reconnu que le neem contient des propriétés insecticides à mode d'action variée. L'intervalle de 7 jours entre deux applications du produit de neem a permis de maintenir le niveau de la population du ravageur bas sur une période de 4 à 6 jours. La rémanence résiduelle du produit a favorisé un maintien du niveau de la population sur un temps plus prolongé. Cet effet additif serait d'autant plus marqué que le nombre d'applications du produit serait élevé.

3.3. Application de la dose efficace en conditions paysannes

3.3.1. Méthodologie

Deux maraîchers ont été identifiés pour la mise en place de l'essai prenant en compte les pratiques paysannes. Nous avons considéré 2 champs de tomate. Chaque champ paysan constitue une répétition et le stade de floraison – début fructification (45 JAR) a été retenu pour l'application unique du produit. L'appareil à dos de marque JACTO à pression entretenue, équipé d'une rampe horizontale à une buse a été utilisé à cet effet. Les deux champs diffèrent par leur date de repiquage et leur niveau d'infestation. Les deux traitements à appliquer sur chaque parcelle sont :

Paysan n°1 : date de repiquage : 23 décembre 2001

Nombre de chenilles/ 50 plants : 19

T_a : Parcelle non traitée

T_b : Parcelle traitée avec la solution de 3 % (90 ml de SUPER FASO « EX » + 2,1 l d'eau).

Paysan n°2 : date de repiquage : 15 janvier 2002

Nombre de chenilles/ 50 plants : 27

T_a : Parcelle non traitée

T_b : Parcelle traitée avec la solution de 3 % (90 ml de SUPER FASO « EX » + 2,1 l d'eau).

L'écart entre les parcelles est de 1 m.

Les superficies des parcelles chez les 2 paysans (n°1 et n°2) sont respectivement de 378 m² et de 244 m². La superficie de chaque parcelle élémentaire est respectivement 189 m² et de 122 m² pour chaque paysan.

Les opérations culturales suivantes telles que le labour, la préparation de la pépinière, le repiquage, les opérations d'entretien et le traitement bio-insecticide ont été menées dans les conditions paysannes. Le labour est effectué à la daba, la pépinière est préparée sans aucun amendement sur un sol ayant déjà porté la culture de tomate. Une fumure fractionnée sous forme

d'urée a été apportée à 14 , 21 et 30 JAR. Le traitement bio-insecticide est appliqué à un seul passage.

Les 6 séries d'observations entomologiques visuelles ont porté sur 50 plantes prises au hasard dans chaque traitement au niveau des deux champs paysans. Elles ont consisté au dénombrement des chenilles de *Helicoverpa armigera*. L'intervalle de temps entre 2 observations visuelles est de 2 jours. Elles ont commencé au stade de floraison – début fructification (45 JAR) jusqu' à la première récolte (55 JAR), soit (45, 47, 49, 51, 53, 55 JAR). Les résultats sont exprimés en nombre moyen de chenilles /plante de tomate.

3.3.2. Résultats et discussion

3.3.2.1. Effet du traitement du produit sur les populations de *Helicoverpa armigera*

a. Effet de la dose appliquée en conditions paysannes

a₁. Paysan n°1

La figure 11a, qui présente pour toutes les 6 dates d'observation confondues la dynamique de la population de *Helicoverpa armigera* dans les 2 parcelles, révèle des différences hautement significatives ($P = 0,0001$) au seuil de 5 % entre la parcelle traitée et la parcelle non traitée. L'analyse de variance sépare le témoin de la parcelle traitée. Le plus faible nombre moyen de chenilles /plante est observé avec la parcelle ayant subi l'application des extraits de neem (soit $0,23 \pm 0,43$ pour 298 plantes observées). Ce nombre moyen est presque le double de celui observé au témoin (soit $0,40 \pm 0,49$ pour 299 plantes observées).

a₂. Paysan n°2

A l'instar du paysan n°1, l'analyse de variance des traitements chez le paysan n°2 montre également des différences hautement significatives ($P = 0,0048$) entre les deux parcelles au seuil de 5 %. La figure 11b montre que le nombre moyen de chenilles dans le témoin ($0,35 \pm 0,47$ pour 300 plantes observées) est supérieur à celui de la parcelle traitée ($0,25 \pm 0,43$ pour 299 plantes observées), mais cette différence n'a pas été aussi élevée que chez le paysan n°1.

Le niveau de populations de *H. armigera* dans les parcelles de tomate chez les 2 paysans pris indépendamment montrent une incidence positive du produit. Quelque soit le paysan considéré, l'effet du produit sur le niveau de la population de *H. armigera* reste significatif au seuil de 5 % pour toutes les 6 dates d'observation ($P = 0,0001$ chez le paysan n°1 et $P = 0,0048$ chez le paysan n°2).

Figure 11a : Nombre moyen des populations de *Helicoverpa armigera* sur la tomate en fonction des traitements pour le paysan 1 à Kuinima (Burkina faso), février 2002

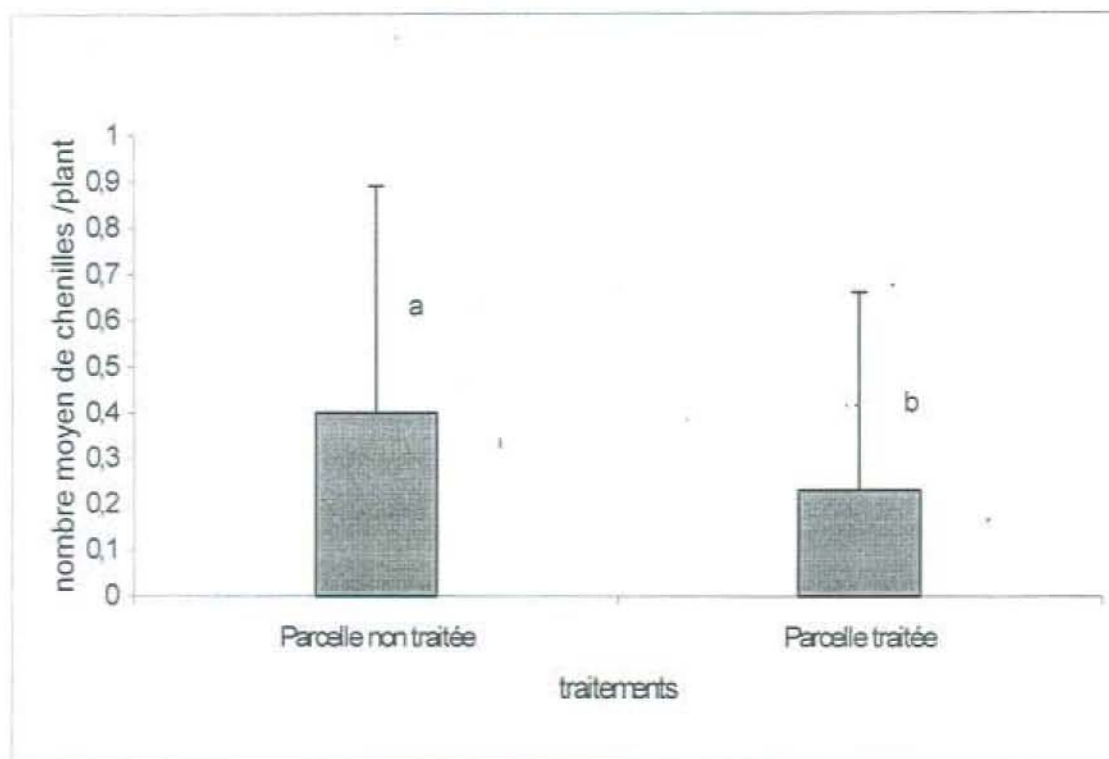
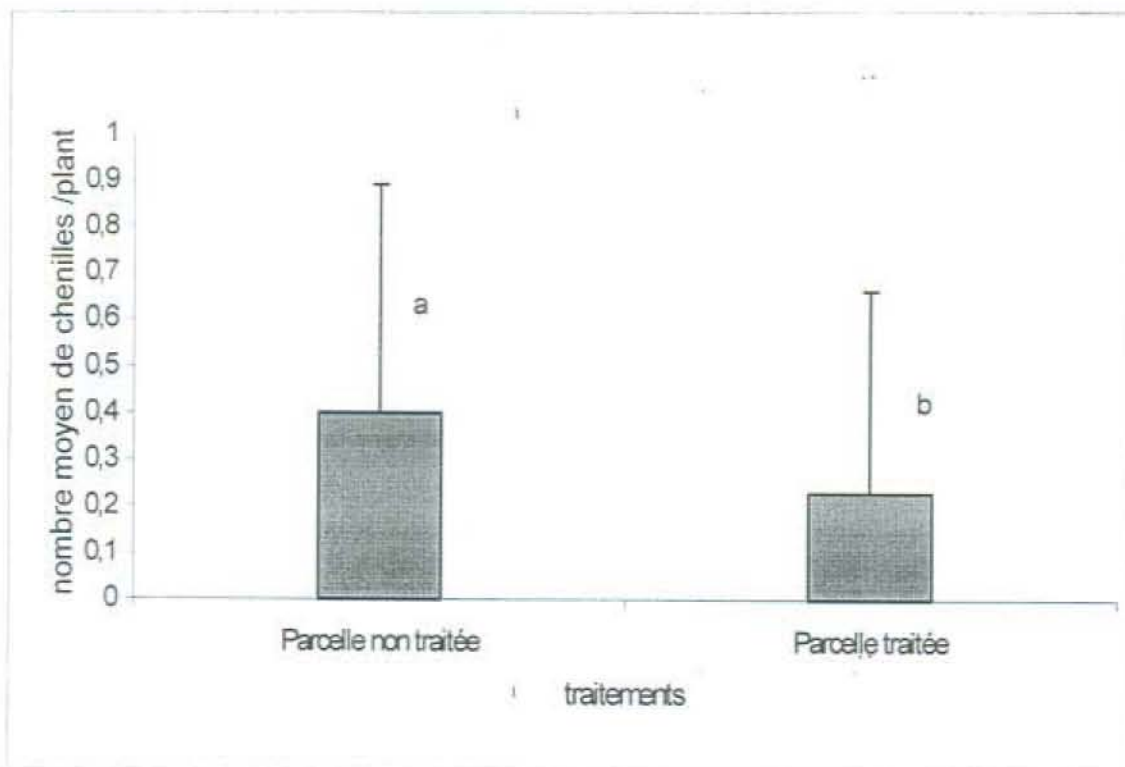


Figure 11b : Nombre moyen des populations de *Helicoverpa armigera* sur la tomate en fonction des traitements pour le paysan 2 à Kuinima (Burkina Faso), février 2002



b. Détermination du délai d'efficacité du produit

b₁. Paysan n°1

L'analyse de variance a révélé des différences significatives entre les traitements (tableau X). Ces différences se révèlent à partir du 47^{ème} JAR jusqu'au 51^{ème} JAR de la période de fructification et au 55^{ème} JAR de la période de maturation. Sur l'ensemble des 6 séries d'observations visuelles, c'est la parcelle traitée (45 JAR en une seule application) observée au 55^{ème} JAR qui affiche le plus faible nombre moyen de chenilles ($0,12 \pm 0,32$) mais ne diffère pas significativement des observations du 47^{ème} JAR, du 49^{ème} JAR et du 51^{ème} JAR (respectivement $0,24 \pm 0,43$; $0,16 \pm 0,37$ et $0,20 \pm 0,40$).

La figure 12a illustre l'évolution du nombre moyen de chenilles de *Helicoverpa armigera* après l'application du produit. Le niveau de la population de *H. armigera* observé dans la parcelle non traitée reste plus élevé que celui de la parcelle traitée tout au long des 6 séries d'observations réalisées. L'évolution de la population peut être subdivisée en deux phases dans le cas de la parcelle traitée : une phase de régression du niveau de la population de chenilles et une phase d'augmentation du nombre de chenilles caractérisée par un pic au 53^{ème} JAR.

La chute du nombre moyen de chenilles est observée après l'application du produit à la deuxième série d'observation (47^{ème} JAR) correspondant à la période de fructification et s'étend jusqu'au 49^{ème} JAR. L'évolution positive du nombre de chenilles est enregistrée pendant cette phase de fructification sur une durée de 4 jours qui coïncide avec le début de la maturation de la première récolte (53^{ème} JAR). Le déclin de la population survient durant le reste du cycle de la plante.

La parcelle non traitée présente des tendances similaires à celles de la parcelle traitée à la seule différence que la phase de croissance rapide correspond au début de nos observations (47^{ème} JAR). Par la suite, le niveau de la population diminue sensiblement avec un minimum observé à la dernière série d'observation (55 JAR).

Aux 6 séries d'observations réalisées, la parcelle traitée présente 3 groupes (tableau X) : au 55^{ème} JAR à la phase de maturation et de sénescence de la plante, on obtient un nombre minimum de chenilles de *Helicoverpa armigera* ($0,12 \pm 0,37$; $P = 0,0274$). Aux dates de 47^{ème} JAR, 49^{ème} JAR, 51^{ème} JAR et 53^{ème} JAR de la période de fructification et de maturation, le nombre moyen de chenilles ne diffère pas significativement et constitue un groupe homogène. A 45 JAR, on enregistre un nombre moyen élevé de chenilles ($0,39 \pm 0,53$) ($P = 0,7295$).

b₂. Paysan n°2

D'une manière générale, l'évolution du nombre de chenilles de *H. armigera* après l'application du produit (45 JAR) présente une baisse progressive (figure 12b). Le nombre de chenilles de la parcelle non traitée reste constamment élevé par rapport à celui ayant subi l'application du produit.

Le plus bas nombre moyen de chenilles est observé à 53 JAR (période de maturation). L'évolution de la population de la parcelle traitée présente deux phases : une diminution progressive du nombre de chenilles et une croissance rapide. Du 45^{ème} JAR, à la phase de fructification jusqu'à la maturation (53 JAR), le nombre moyen de chenilles baisse progressivement pour atteindre un minimum. La phase de croissance rapide du nombre de chenilles survient à partir du 53^{ème} JAR. A l'opposé, le témoin présente une évolution toutefois progressive du nombre de chenilles dès le 47^{ème} JAR. La phase de décroissance du niveau de la population des chenilles survient à partir du 49^{ème} JAR jusqu'à la fin des observations.

Le tableau X montre qu'il n'y a pas de différences significatives entre les deux traitements du 45^{ème} au 47^{ème} JAR ($P = 0,7666$ et $P = 0,2092$, respectivement). Les observations réalisées révèlent des différences hautement significatives à 49 JAR ($P = 0,0047$) et significatives aux 2 autres dates d'observation (51 JAR et 53 JAR) respectivement ($P = 0,0227$ et $P = 0,0124$).

Tableau X : Evolution des populations larvaires de *Helicoverpa armigera* sur la tomate en fonction des jours d'observations en milieu paysan à Kuinima (Burkina Faso), février 2002

		Nombre de jours après repiquage					
		45	47	49	51	53	55
		0 JAT	2 JAT	4 JAT	6 JAT	8 JAT	10 JAT
Paysan 1	Parcelle non traitée	0,36 ± 0,48 a A	0,50 ± 0,50 a A	0,40 ± 0,49 a A	0,40 ± 0,49 a A	0,44 ± 0,50 a A	0,30 ± 0,46 a A
	Parcelle traitée	0,39 ± 0,53 a A	0,24 ± 0,43 b AB	0,16 ± 0,37 b AB	0,20 ± 0,40 b AB	0,32 ± 0,47 a AB	0,12 ± 0,32 b B
Paysan 2	Parcelle non traitée	0,48 ± 0,50 a A	0,40 ± 0,49 a AB	0,44 ± 0,50 a A	0,36 ± 0,48 a AB	0,30 ± 0,46 a AB	0,16 ± 0,37 a B
	Parcelle traitée	0,51 ± 0,50 a A	0,28 ± 0,45 a AB	0,18 ± 0,38 b AB	0,16 ± 0,37 b AB	0,10 ± 0,30 b AB	0,28 ± 0,45 a AB

NB :

- JAT : Jours après traitement
- Les lettres en minuscules se lisent dans la même colonne
- Les lettres en majuscules se lisent sur la même ligne

Figure 12a : Evolution du nombre moyen de chenilles de *Helicoverpa armigera* sur la tomate après application de la dose efficace d'extraits de neem chez le paysan 1 (45 JAR) à Kuinima (Burkina Faso), février 2002

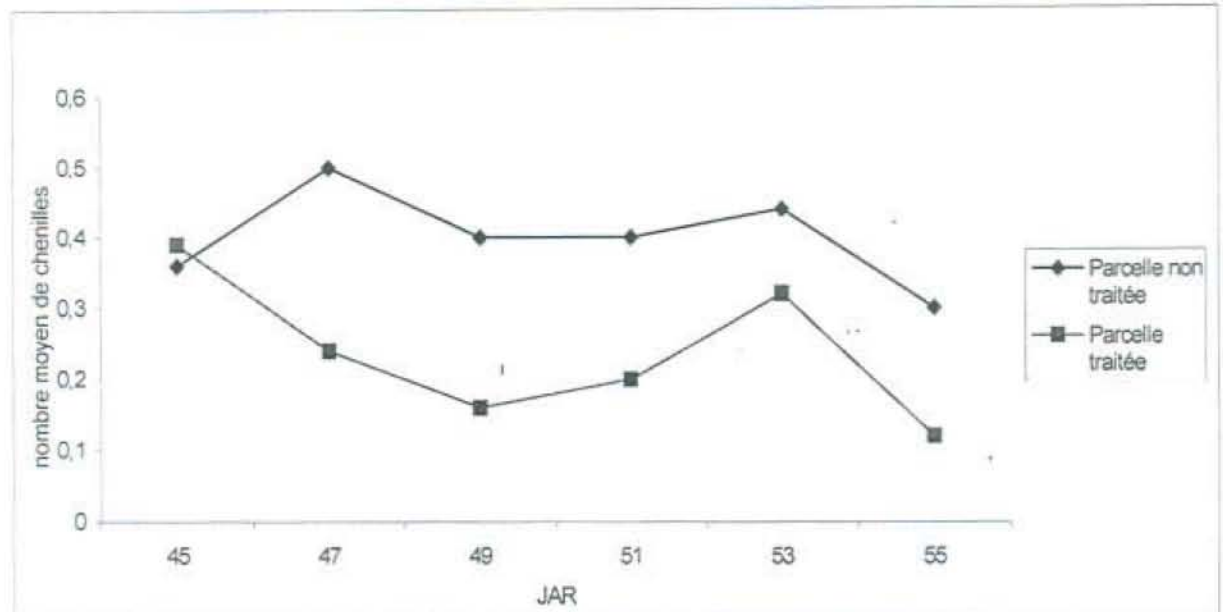
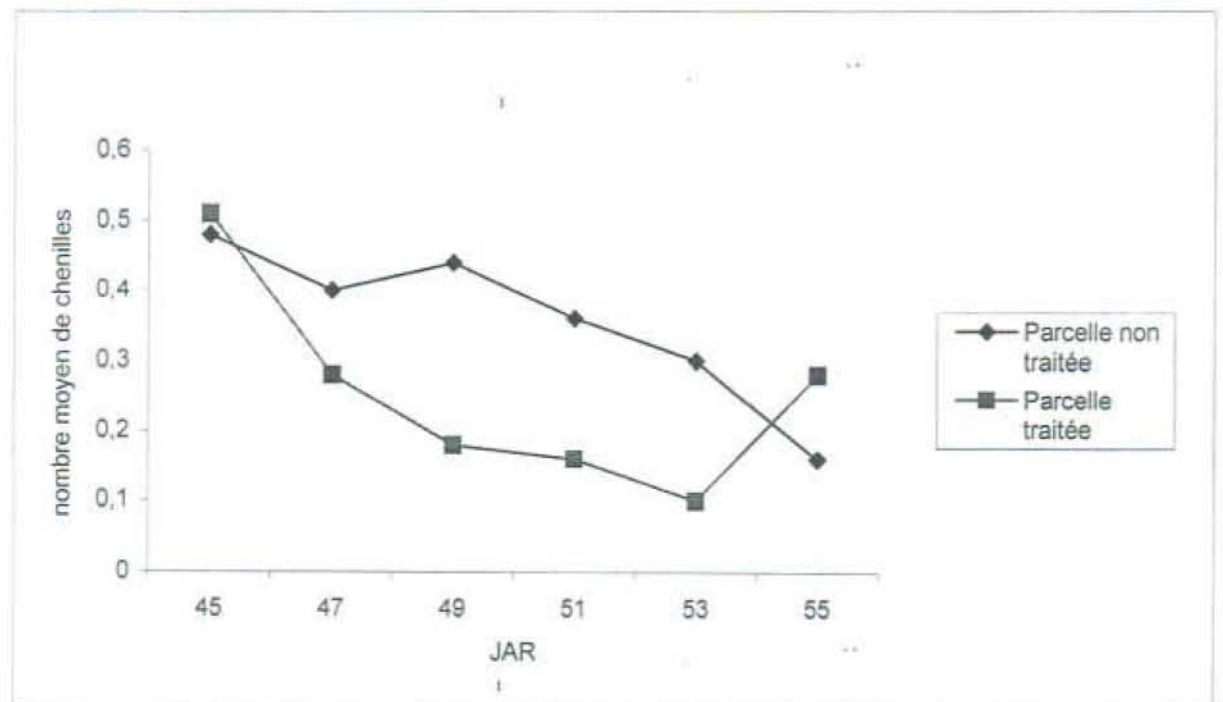


Figure 12b : Evolution du nombre moyen de chenilles de *Helicoverpa armigera* sur la tomate après application de la dose efficace d'extraits de neem chez le paysan 2 (45 JAR) à Kuinima (Burkina Faso), février 2002



3.3.2.2. Discussion

Nos résultats indiquent que l'application d'insecticide à base d'extraits de neem a eu un effet sur l'évolution de la population des chenilles de *Helicoverpa armigera* en milieu paysan. JOTWANI et SRIVASTAVA (1981) ont indiqué un effet significatif des extraits de neem sur les populations larvaires de *Heliothis zea* et *H. virescens* dans les mêmes conditions. Les extraits de neem contrôlent les populations de Lépidoptères et de Coléoptères (ZONGO *et al.*, 1993).

Nos résultats montrent aussi une grande influence des extraits de neem sur le nombre moyen de chenilles de *H. armigera*. Nos observations sont similaires à celles rapportées par JACOBSON (1986) qui a indiqué que l'utilisation des extraits de neem serait une alternative à la lutte exclusivement chimique classique dans la stratégie de contrôle de certains ravageurs des cultures en pays sahéliens. Des observations similaires ont été aussi rapportées par ENGELS (1989) qui a utilisé la bouillie de neem dans le contrôle des chenilles de chou (*Plutella xylostella* Linn. et *Hellula undalis*) et des Coléoptères des cucurbitacées (*Aulacophora africana*).

Sur les différentes parcelles paysannes observées, l'effet du produit s'est révélé déterminant, ceci en fonction du niveau d'infestation des parcelles. La tendance générale à la baisse du nombre moyen de chenilles de *H. armigera* est aussi marquée lorsque l'infestation est forte. Ainsi, cette efficacité s'est beaucoup plus accentuée sur une période de 8 jours chez le paysan 2 dont les parcelles sont considérablement plus infestées (figure 12b). Chez le paysan 1 dont les parcelles présentent un niveau de populations relativement faible, l'efficacité du produit s'est étendue sur une période de 5 jours (47 – 51 JAR) pendant la phase de fructification (figure 12a). Le traitement bio insecticide serait d'autant plus significatif que le niveau des populations de *H. armigera* est élevé.

Nous convenons avec PARMENTIER (1994) que les extraits de neem, de par leur caractère écologique, permettent assurément de créer une bonne protection des cultures à vocation industrielle. L'effet exercé par les extraits de neem sur les populations larvaires de *H. armigera* ayant ingéré les feuilles traitées se révèle positif. Le paramètre des dégâts sur les fruits n'a pas été pris en compte parce que la noctuelle s'attaque aussi aux feuilles, aux fleurs et aux boutons floraux.

A 53 JAR la population de *Helicoverpa armigera* dans la parcelle du paysan 1 est en déclin (figure 12a). Cette période correspond à la maturité et au vieillissement des plantes de tomate. L'âge de l'organe servant de substrat pourrait jouer un rôle déterminant dans la vie larvaire de l'espèce. La dégradation des conditions environnementales de la chenille lui imposerait une modification de son cycle biologique (BUES *et al.*, 1989).

Cependant chez le paysan 2, à la même date (53 JAR), le niveau de la population de chenilles de *H. armigera* de la parcelle soumise à l'application du produit augmente. En effet au début des observations, cette parcelle a présenté un déphasage de stade végétatif relatif à l'effet d'ombrage occasionné par le fisanier (*Blighia sapida*, Koenig) distribué de manière éparse. La floraison tardive de ces plantes attirerait les adultes de *H. armigera* des parcelles environnantes et supporteraient les nouvelles éclosions.

3.3.2.3. Conclusion partielle

Les essais avec les extraits de neém dans les conditions paysannes ont montré que les chenilles de *Helicoverpa armigera* pouvaient être contrôlées avec des applications régulières. Le délai d'efficacité du produit étant fonction du niveau d'infestation du champ a varié entre 5 et 8 jours.

CONCLUSION GENERALE

La forte polyphagie de *Helicoverpa armigera* lui permet de s'attaquer à une grande variété de cultures.

Notre travail avait pour objectif de tester l'efficacité biologique des extraits de neem sur les populations de *H. armigera* se développant sur le cotonnier et la tomate.

Le suivi de la sensibilité au laboratoire a révélé la toxicité du produit à l'égard du ravageur. En effet, à 48 heures après le test, la concentration létale (CL50) de 0,05 mg /ml a entraîné 50 % de mortalité des chenilles du stade L3 pour toutes les deux souches de plantes hôtes d'origine. Les CL50 et CL90 sont élevées pour les stades L4 – L5 du cotonnier, mais ne diffèrent pas significativement de celles de la tomate. L'efficacité du produit est prolongée dans le temps pour tous les stades larvaires des deux souches. Les pentes des droites de régression sont faibles pour l'ensemble des souches et révèlent une probable homogénéité des populations.

L'étude sur la sensibilité des larves de *H. armigera* en parcelle expérimentale de tomate, a révélé l'importance de l'efficacité des extraits de neem sur les populations du ravageur avec les solutions de 2 % et de 3 %. Le délai d'efficacité du produit entre deux applications insecticides à intervalle de 7 jours est établi entre 4 à 6 jours.

Les résultats obtenus en conditions paysannes indiquent que les populations de *H. armigera* ont subi une pression vis-à-vis des extraits de neem chez les deux paysans identifiés. Suivant le niveau d'infestation de chaque champ paysan, le temps d'efficacité a varié entre 5 et 8 jours.

Les résultats obtenus constituent une contribution importante dans la recherche d'alternatives à la lutte chimique classique exclusive contre la noctuelle *H. armigera* au Burkina Faso. Les substances naturelles de neem possèdent des caractéristiques insecticides ou insectifuges à modes d'actions variés. Nos résultats ont confirmé que les applications régulières de ces substances à intervalles réguliers de 7 jours permettaient le maintien des populations de *Helicoverpa armigera* sur la tomate à un niveau acceptable. Aussi la dose de 5 % de cette

- tester l'efficacité du produit sur les populations du cotonnier en système de culture pluviale ;
 - déterminer l'effet du produit sur les auxiliaires des deux cultures ;
 - revoir les concentrations pour étendre le temps d'efficacité ;
 - déterminer le mode d'action et la rémanence du produit ;
 - tester l'intégration ce bio-pesticide dans une stratégie de lutte intégrée qui prend en compte les résultats obtenus avec d'autres composantes telles que la lutte chimique classique et la lutte biologique.
- A la lumière de nos résultats, quelques perspectives peuvent être dégagées :

hivernale.

conditions favorables, serait un atout pour la prévention des infestations en début de saison. L'homogénéité des deux souches qui indique une sédentarisation des populations du faite des formulation occasionnait 50 % de mortalité des chenilles du stade L3 en condition de laboratoire.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- AHMED S., GRAINGE M., 1985 : The use of indigenous plant resources in rural development : potential of the neem tree. *Int. J. Develop. Technology* 3 : 123-130.
- ANGELINI A., COUILLOUD R., 1976 : Evolution possible dans le choix des pesticides utilisés en culture cotonnière en Côte d'Ivoire. *Coton et Fibres Tropicales*, 31 (3) : 375-378.
- ANGELINI A., TRIJAU J-P., VAISSAYRE M., 1982 : Activité comparée de trois pyréthrinoïdes de « première génération » et d'un certain nombre de pyréthrinoïdes nouveaux contre les chenilles de la capsule du cotonnier. *Coton et Fibres Tropicales* 37 (4) : 359 – 364.
- BARNBY M. A., YAMAKASI R. B., KLOCKE J. A., 1989 : Biological activity of *Azadirachtin*, three derivatives, and their ultraviolet radiation degradation products against tobacco budworm (Lepidoptera : Noctuidae) larvae. *J. Econ. Entomol.* 82 (1) : 58 – 63.
- BORDAT D., 1985 : *Heliothis armigera* Hübner, noctuelle de la tomate. CIRAD/IRAT ed., Montpellier, France, 2p.
- BOUCHARD D., TRAORE M., KINDA A., 1991 : La tolérance aux pyréthrinoïdes chez les populations de *Helicoverpa armigera* en culture de tomate dans la région de Bobo-Dioulasso (Burkina Faso). *Sahel Info*, 38 :6-10.
- BOUCHARD D., 1995 : Noctuelle de la tomate *Helicoverpa armigera*, In : Guide de gestion phytosanitaire des cultures du Burkina Faso, MARA/MESSRS/Projet canado-bukinabè de protection des végétaux – *Agriculture Canada*, ACDI 960/10325, 110 p.
- BOURNIER J. P., 1984 : *Heliothis armigera* (Hübner) Lepidoptera ; Noctuidae. Cycle biologique à 25°C. Série "ravageurs et maladies du cotonnier" ; Planche 1. Supplément à la revue *Coton et Fibres Tropicales*. IRCT/GERDAT ; Ed : CFDT, Paris, France.

- BUES R., HMIMINA M., POITOUT S., GABARRA R., 1989** : Différents états de diapause nymphale et stratégie d'hivernation de *Heliothis armigera* Hübn. (Lep., Noctuidae). *Journal of Applied Entomology*, **107** : 376-386.
- CASTELLA J. C., 1996** : Stratégie de lutte contre les insectes ravageurs dans les systèmes de culture cotonniers en Thaïlande : logiques actuelles et propositions pour une gestion durable, 282p.
- CAUQUIL J., 1985** : La protection des cotonniers contre leurs ravageurs en Afrique francophone au sud du Sahara : principe et évolution des techniques. *Coton et Fibres Tropicales*, **40** (4) : 187-194.
- CAUQUIL J., 1986** : Maladies et ravageurs du cotonnier en Afrique au sud du Sahara. IRCT, 92p.
- CAUQUIL J., 1990** : Nouveaux développements dans la protection contre les ravageurs en Afrique francophone au sud du Sahara. *Coton et Fibres Tropicales*, **65** (1) : 45-48.
- CAYROL R., POITOUT S., ANGLADE P., 1974** : Etude comparée des caractères biologiques respectifs de quelques espèces de Noctuidae plurivoltines migrantes et sédentaires. *Annales de Zoologie et d'Ecologie Animale*, **6** : 1-10.
- COTON DOC., 1994** : Système multimédia sur le cotonnier et ses ennemis en Afrique francophone au sud du Sahara. Universités francophones – Nouveaux supports – DC MEF. CIRAD-CA, volume 1.
- COUILLOUD R. et GIRET M., 1980** : Multiplication d'*Heliothis armigera*, Hübn. (Noctuidae) : améliorations possibles grâce à l'adoption d'une technique d'élevage en groupe des chenilles. *Coton et Fibres Tropicales*, **35** : (2) 217-224.
- DAKUO D., 1994** : Les carences en potassium sur cotonnier (*Gossypium hirsutum* L.) dans les systèmes de culture : cas de la zone cotonnière Ouest du Burkina Faso. Thèse de doctorat de l'Université Nationale de Côte d'Ivoire, 141p.

- DÀKUO D., 1998** : Dégradation de la fertilité dans les zones cotonnières d'Afrique au sud du Sahara. In : Utilisation des intrants en cultures cotonnière et maraîchère. CORAF, ICSECHIM, IPHYTROP eds, 343-349.
- D'ARONDEL DE HAYES J., 1995** : Compendium. In : Guide de gestion phytosanitaire des cultures du Burkina Faso, MARA/MESSRS/Projet canado-bukinabè de protection des végétaux – Agriculture Canada, ACDI 960/10325 eds, 110 p.
- D.D.P.C., 2001** : Données générales sur la production cotonnière dans les dix dernières années. SOFITEX, Bobo-Dioulasso (Burkina Faso).
- DELATTRE R., 1973** : Parasites et maladies en culture cotonnière. IRCT, Paris, France, 146p.
- DOUCET R., MALENFANT D., 1985** : Culture de la tomate de transformation. CPV– Quebec – Canada ed. *Bulletin technique* 9 : 10-38.
- DURUPHTY A., DURUPHTY O., JAUBERT A., 1989** : Chimie. *Collection eurin-gié*, Tle D, 335p.
- ELISE P., ERIK D., MARIO A., SAM CHIM A TAM., TEUS VAN L., 1989** : La culture de la tomate, du piment et de poivron. *Agrodok*, 17è ed. : Agromisa, 55 p.
- ENGELS P., 1989** : Quelques essais préliminaires sur l'efficacité de la bouillie de neem dans quelques légumes, 6p.
- FAO, 1999** : Cahier de production et Protection Intégrées appliqué à la culture de la tomate en Afrique Soudano-sahélienne, 85 p.
- FARROW R. A., DALY J. C., 1987** : Long-range movement as an adaptative strategy in the genus *Heliothis* (Lepidoptera : Noctuidae) : a review of its occurrence and detection in four pest species. *Australian Journal of Zoology*, 35 : 1-24.
- FINNEY D. J., 1971** : Probits analysis. Cambridge University Press. 3rd Edition, pp 333.

- FÖRRESTER N. W., CAHILL M., BIRD L. J. and LAYLAND J. K., 1993** : Management of pyrethroid and endosulfan resistance in *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera : Noctuidae) in Australia. *Bulletin of Entomological Research*, **1**: 36 – 42.
- GIRET M., COUILLOUD R., 1982** : Effet de la température sur le stade nymphal d'*Heliothis armigera* Hüb. (Lepidoptera : Noctuidae) : technique de conservation par arrêt de développement à 15°C. *Coton et Fibres Tropicales* **37** (3) : 271-276.
- GIRET M., COUILLOUD R., 1987** : Production d'*Heliothis armigera* (Hübner) (Lep., Noctuidae) : Technique d'élevage en groupe des chenilles. *Coton et Fibres Tropicales*, **62** (3) : 211-214.
- GOEBEL R., JACQUEMARD P., 1990** : Evaluation du niveau de sensibilité d'*Heliothis armigera* Hbn., déprédateur de la capsule du cotonnier, aux associations cyperméthrine-chlorpyrifos et cyperméthrine-méthylparathion. Etude des interactions possibles entre ces insecticides. *Coton et Fibres Tropicales*, **45** (2) : 137-140.
- GOUDEGNON A. E., KIRK A. A., SCHIFFERS B., BORDAT D., 1998** : Effet de la Deltaméthrine et d'une solution d'extrait de Neem sur les populations de *Plutella xylostella* et de *Costesia plutellae* dans la zone périurbaine de Cotonou (Bénin). In : Utilisation des intrants en cultures cotonnière et maraîchère, CORAF, ICSENCHIM, IPHYTROP eds, 143-149.
- HACKETT D. S., GATEHOUSE A. G., 1982** : Diapause in *Heliothis armigera* (Hübner) and *H. fletcheri* (Hardwick) (Lepidoptera : Noctuidae) in the Sudan Gezira. *Bulletin of Entomological Research*, **72** : 409-422.
- HARDWICK D. F., 1965** : The corn earworm complex. Memoir of the Entomological Society of Canada. N°40, 127 p.
- HMIMINA M., 1986** : Stratégie d'occupation des cultures et d'hibernation chez *Helicoverpa armigera* Hb. (Lepidoptera, Noctuidae) : Essais de modélisation prévisionnelle. Thèse de Doct. Es Sci., Univ. Aix Marseille III, 184 p.

- ILBOUDO O., ZAGRE K. B., YE M. et HANDE S., 1997** : Rapport de formation sur l'élevage de *Helicoverpa armigera* Hbn. et les tests de toxicité (DL50) des insectes aux insecticides. IN.E.R.A., Programme Coton, Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, 25 p.
- IN.E.R.A., 2000** : Bilan de dix (10) années de recherches 1988-1998. Station de Farako-bâ, Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, 115p.
- IN. E. R. A., 2001** : Suivi de la sensibilité de *Helicoverpa armigera* vis-à-vis des insecticides au Burkina Faso. Programme Coton, Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, pp 1-10.
- IVBIJARO M. F., 1983** : Toxicity of neem seed, *Azadirachta indica* A. Juss, to *Sitophilus orizae* (L.) in stored maize. *Protection Ecology*, **5** : 353-357.
- JACOBSON M., 1986** : The neem : Natuelle résistance par excellence. In : Natural resistance of plants to pests. Roles of allechemicals. Ed. by Green M. B. and HEDIN P. A. *Chem. Soc. Symp. Ser.*, Washington (USA), D. C, **296** : 220-232
- JOFFRE J., 1998** : Rôle du soufre et du bore dans l'acidification des sols. In : Utilisation des intrants en cultures cotonnière et maraîchère. CORAF, ICSENCHIM, IPHYTROP eds, 323-331.
- JOTWANI M. G., SRIVASTAVA K. P., 1981** : Neem : insecticide of the future – III – Chemistry, toxicology and future strategy. *Pesticides* **3**: 12-19.
- JULIE A. O. B., JOHN D. S., 1998** : Multiple routes of pesticide exposure and the risk of pesticides to biological controls: a study of neem and the sevenspotted lady beetle (Coleoptera : Coccinellidae). *J. Econ. Entomol.* **91** (1) : 1-6.
- KUMAR R., 1991** : La lutte contre les insectes ravageurs : La situation de l'agriculture africaine. Karthala et CTA eds, Paris (France) et Wageningen (Pays-Bas), 310p.
- LE BOUGEOIS T., MERLIER H., 1995** : Adventrop : Les adventices d'Afrique soudano-sahélienne, CIRAD-CA ed, 637p.

- M.A.R.A., 1993 : Journée de programmation des activités de productions maraîchères et fruitières 1992-1993 : *Rapport d'activité*, 43 p.
- MARTIN T., RENOUE A., GOPAYE I., 1993 : Evolution de la sensibilité de *Diparopsis watersi* (Roths) et d'*Helicoverpa armigera* (Hbn.) vis-à-vis des insecticides chimiques. *Coton et Fibres Tropicales*, 48 (4) : 283-290.
- MESSIAEN C.-M., 1974 : Le potager tropical. Généralités, 2^{ème} édition, Techniques vivantes. Tome 1, PUF, 196 p.
- MESSIAEN C. M., 1975 : Le potager tropical, Cultures spéciales. Techniques vivantes, Tome 2, PUF, 379 p.
- MESSIAEN C. M., 1989 : Le potager tropical, 2^{ème} édition Techniques vivantes 580 p.
- MESSIAEN C. M., BLANCARD D., ROUXEL F., LAFON R., 1991 : Les maladies des plantes maraîchères ; 3^e édition. IN. E. R. A.
- MONTALDO T., 1991 : La lutte microbiologique en culture cotonnière au Nord du Cameroun : synthèse de l'expérience menée de 1979 à 1988. *Coton et Fibres Tropicales* 46 (3) : 217-229.
- NAULEAU G., 1994 : La culture cotonnière : les principales techniques de la préparation de la parcelle à la récolte et au stockage au champ, *MEMO I*, pp 1-21.
- NIBOUCHE S., 1994 : Cycle évolutif de *Helicoverpa armigera* (Hübner, 1808) (Lepidoptera, Noctuidae) dans l'Ouest du Burkina Faso : biologie, écologie et variabilité géographique des populations. Thèse de doctorat, ENSA de Montpellier ; France, 143p.
- NYAMBO B. T., 1988 : Significance of host-plant phenology in the dynamics and pest incidence of the cotton bollworm, *Heliothis armigera* Hübner (Lepidoptera : Noctuidae), in Western Tanzania. *Crop protection*, 7 (3) : 161-167.

- OSTERMANN O., 1992** : Utilisation du neem pour lutter contre les insectes nuisibles de l'armaranthe. *Sahel, PV Info* 40 : 17 - 22.
- OUEDRAOGO L., D'ARONDEL DE HAYES J., 1994** : Le flétrissement bactérien au Burkina Faso. Communication présentée à la réunion annuelle de l'U.C.T.R./PV tenue à Dakar (Sénégal) du 01 - 09 / Avril. 12 p.
- OUEDRAOGO L., 1995** : Le flétrissement bactérien *Pseudomonas solanacearum*, In : Guide de gestion phytosanitaire des cultures du Burkina Faso, MARA/MESSRS/Projet canado-bukinabè de protection des végétaux - *Agriculture Canada*, ACDI 960/10325, 110 p.
- PARMENTIER J., 1994** : Phytosanitaires et huiles végétales. *OCL*, 1 (2) : 111-113.
- PARRY G., 1982** : Le cotonnier et ses produits. Paris, France, Edition : Moissonneuve et Larrose, pp 502.
- PAULY G., VAISSAYRE M., 1980** : Etat actuel des travaux de sélection sur les caractères de résistance du cotonnier aux chenilles de la capsule en Afrique Centrale. *Coton et Fibres Tropicales*, 25 (2) : 209-216.
- PHILOUZE J., 1999** : La tomate et son amélioration génétique. In : TIRILLY, Y., BOURGEOIS, C. M. : Technologie des légumes. Tec. & Doc.eds, Londres, New York, Paris, pp 111-130.
- REED W., 1965** : *Heliothis armigera* (Hb) (Noctuidae) in western Tanganyika. I. Biology, with special reference to the pupal stade. *Bulletin of Entomological Research*, 56 : 117-125.
- SAWADOGO A., THIO B. et KONATE A., 1995** : Les nématodes parasites des cultures maraichères, In : Guide de gestion phytosanitaire des cultures du Burkina Faso, MARA/MESSRS/Projet canado-bukinabè de protection des végétaux - *Agriculture Canada*, ACDI 960/10325, 110 p.
- SCHWARTZ A., 1991** : L'exploitation agricole de l'aire cotonnière burkinabè : caractéristiques sociologiques, démographiques, économiques. OSTROM, Ouagadougou, 88p.

- SĒHGAL V. K., UJAGIR R., 1990** : Effect of synthetic pyrethroids, neem extracts and other insecticides for the control of pod damage by *Helicoverpa armigera* (Hübner) on chickpea and pod damage-yield relationship at Pantnagar in northern Indai. *Crop protection*, **9** : 29-32.
- SOMBATSIRI K., TEMBOONKEAT K., 1987** : Efficacy of an improved neem kernel extract in the control of *Spodoptera litura* and *Putella xylostella* under laboratory conditions and in field trials, *Proceedings of the 3rd Internationale Neem Conference*, Nairobi, India, 195-203.
- TANZUBIL P B., McCAFFERY A. R., 1990** : Effects of *Azadirachtin* and aqueous neem seed extracts on survival, growth and development of the african armyworm, *Spodoptera exempta*. *Crop protection*, **9** : 383 – 386.
- TAYLOR L. R., 1974** : Insect migration, flight periodicity and the boundary layer. *Journal of Animal Ecology*, **43** : 225-238.
- TOGUEBAYE B. S., COUILLOUD R., 1982** : Etude descriptive de l'œuf et des stads larvaires d'*Heliothis armigera* (Hübner 1908) (Lepidoptera: Noctuidae) en microscopie électronique à balayage. *Coton et Fibres Tropicales*, **37** : 197-209.
- TOPPER C. P., 1987** : Nocturnal behaviour of adult of *heliothis armigera* (Hübner) (Lepidoptera : Noctuidae) in the sudan Gezira and pest control implications. *Bulletin of Entomological Research*, **77** : 541-554.
- TRAORE D., 1997** : La résistance des insectes aux insecticides : une réalité à prendre en compte dans la mise en place d'une lutte intégrée en culture cotonnière. Conférence des Responsables de la Recherche Agricole de l'Afrique de l'Ouest et du Centre, p : 248-251.
- TRAORE D., ILBOUDO O., HEMA O., TRAORE N. S., 2000** : Sensibilité de *Helicoverpa armigera* vis-à-vis de quelques insecticides chimiques utilisés en culture cotonnière au Burkina Faso. Communication pour la réunion de Bamako, Mali du 21 au 23 mars, p :30-35.

- TRAORE D., OCHOU G. O., TRAORE S. N., 2001** : Rapport d'étude sur l'élaboration du projet CFC/ICAC/016 ; 101p.
- VAISSAYRE M., 1978** : Contribution à l'étude méthodologique de d'échantillonnage des populations d'insectes. Thèse 3è cycle, Université Paris-Sud Orsay, France, 61pp.
- VAISSAYRE M., 1983** : Association pyrèthri-noïde-organophosphoré pour la protection des cultures cotonnières : choix des proportions les plus efficaces. *Coton et Fibres Tropicales*, **37** (3) : 269-273.
- VAISSAYRE M., 2000** : Protection phytosanitaire du cotonnier dans les systèmes de culture d'Afrique de l'Ouest. *Cahier du formateur, Protection phytosanitaire softex*, 88p.
- VAISSAYRE M., CAUQUIL J., 2000** : Principaux ravageurs et maladies du cotonnier en Afrique au sud du Sahara, CIRAD – Cta ed, 59 p.
- VAN RANDEN E. J., ROITBERG B. D., 1998** : Effect of a Neem (*Azadirachta indica*)- Based insecticide on oviposition deterrence, survival behavior and reproduction of adult western cherry fruit fly (Diptera : Tephritidae). *J. Econ. Entomol.* **91** (1) : 123 - 131.
- VASSAL J. M., VAISSAYRE M., MARTIN T., 1997** : Decrease in the susceptibility of *Helicoverpa armigera* (Hubner) (Lepidoptera : Noctuidae) to pyrethroid insecticides in Côte d'Ivoire. *Resist. Pest Manag.* **9** (2) : 14-15.
- WARDHAUGH K. G., ROOM P. M., GREENUP L. R., 1980** : The incidence of *Heliothis armigera* (Hubner) and *H. punctiaer* Wallenaren (Lepidoptera : Noctuidae) on cotton and other hostplants in the Namoi valley of New South Wales. *Bull. Ent. Res.*, **70** : 113-131.
- WILSON A. G. L., 1983** : Abundance and mortality of overwintering *Heliothis spp.* *Journal of the Australian Entomological Society.* **22** : 191-199.
- ZALUCKI M. P., DAGLISH G., FIREMPONG S., TWINE P., 1986** : The biology and ecology of *Heliothis armigera* (Hübner) and *H. punctigera* Wallengren (Lepidoptera :

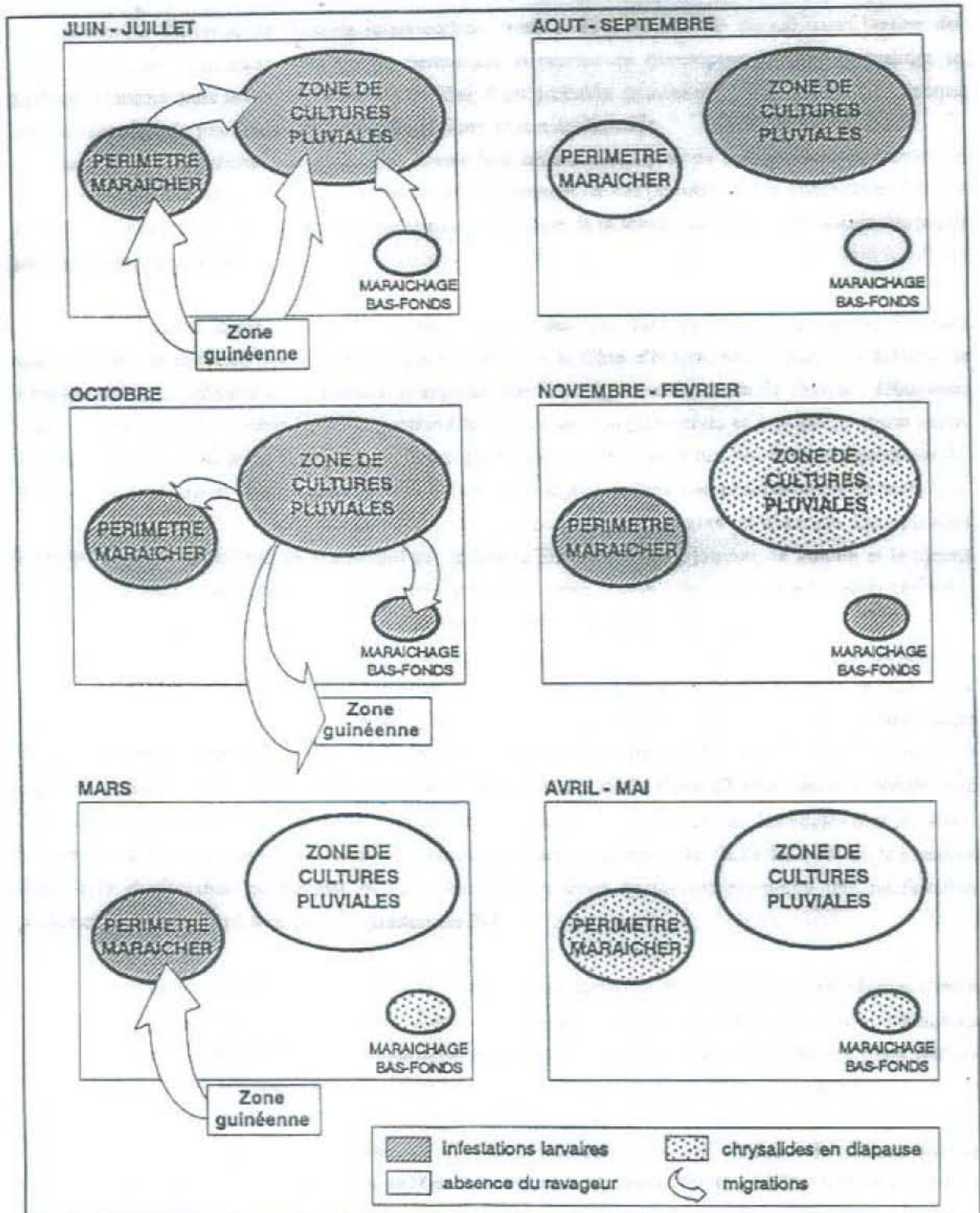
Noctuidae) in Australia : What do we know ? *Australia Journal of Zoology*. **34** (6) : 779-814.

ZONGO O. J., 1990 : Le Neem, *Azadirachta indica* A. Juss : Revue sur ses propriétés pesticides. *SAHEL PV INFO*, Bulletin d'Information en Protection des Végétaux de l'UCTR/PV. **20** : 12-20.

ZONGO J. O., VINCENT C. and STEWART K. R., 1993 : Effects of neem seed kernel extracts on egge and larval survival of the sorghum shout fly, *Atherigona soccata* Rondani (Dipt., Muscidae). *J. Appl. Ent.* **115** : 363-369.

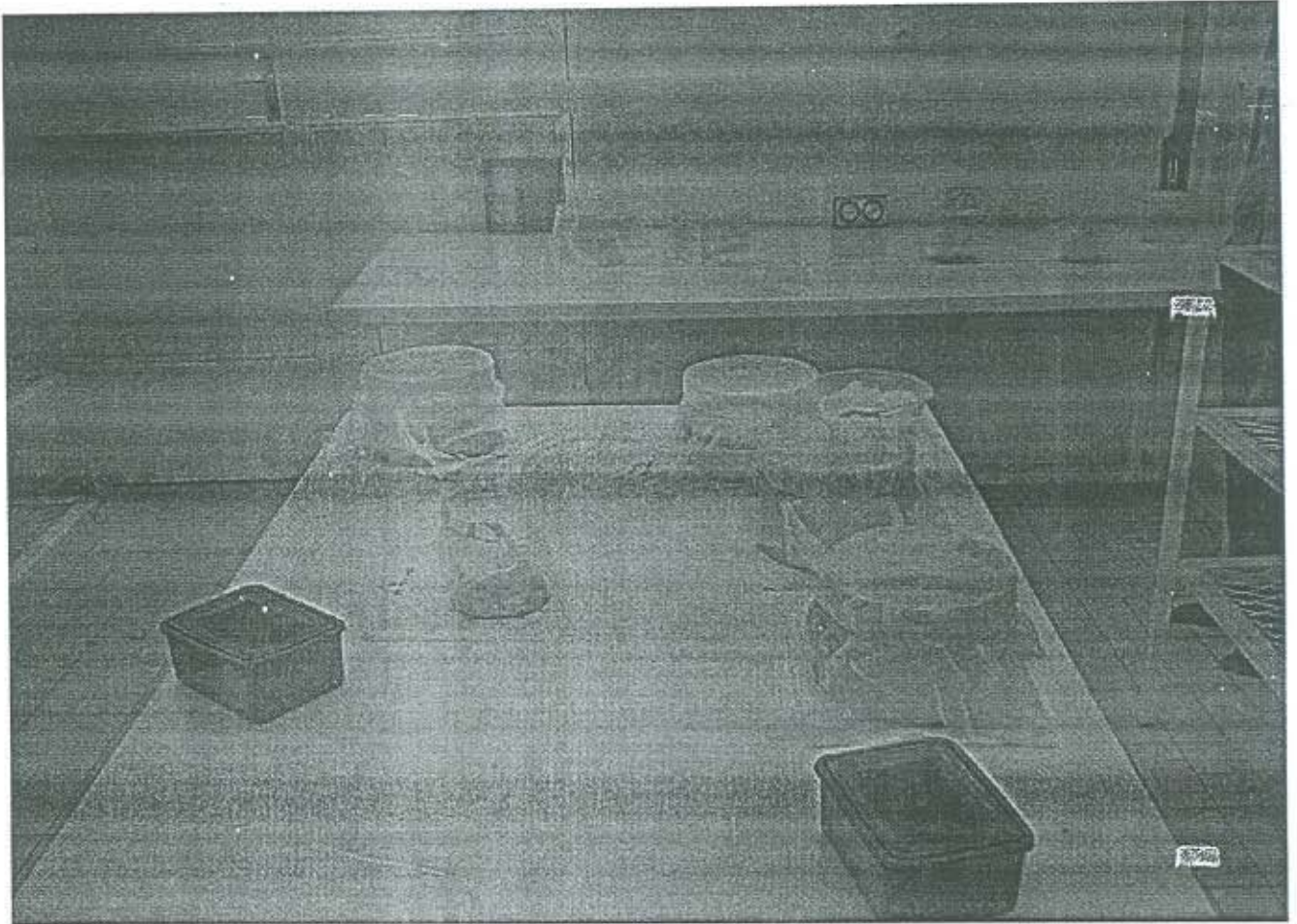
ANNEXES

Annexe 1 Cycle évolutif de *Helicoverpa armigera* dans l'Ouest du Burkina Faso

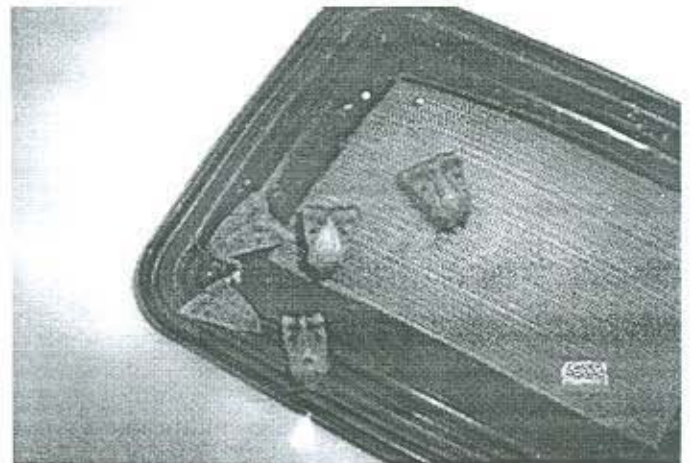


Annexe 2

Laboratoire d'élevage



Chrysalides et papillons



ABSTRACT

The polyphagous nature of *Helicoverpa armigera* and the asynchronous cultivars of cotton and tomato favour the presence of the nocturnal insect almost through out the year. In Burkina Faso, *H. armigera* has developed resistance to pyrethroids. This study contributes to the research in alternative controls, by the use of natural substances in order to prevent and manage their populations. Hence, toxicity tests of neem extracts (SUPER Faso « EX ») have been carried out in the laboratory on the first generation F1 of cotton and tomato cultivars. The study revealed that the lethal concentration (LC50) on the third larval instars (L3) of *H. armigera* collected from tomato and cotton cultivars is obtained with the neem extract dose of 5 % at 48 hours whereas 50 % mortality of L4-L5 caterpillars occurs at 72 hours with 6 % of dose on cotton cultivars and 5 % with that of tomato. The use of three doses (1 %, 2 % and 3 %) of neem product in tomato experimental plot revealed that only the doses of 2 % and 3 % have been effective against the insect. However, with 3 % dose the period of efficacy of the product occurred from the 4th to 6th day after two applications at an interval of 7 days. Therefore, application of 3 % dose on the field exhibits efficacy period of 5 to 8 days.

Key words : Cotton, tomato, *Helicoverpa armigera*, neem extracts, natural substances