

MINISTÈRE DES ENSEIGNEMENTS SECONDAIRE,
SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITÉ POLYTECHNIQUE
DE BOBO-DIOULASSO
(U.P.B.)

INSTITUT DU
DÉVELOPPEMENT RURAL
(I.D.R.)



CENTRE NATIONAL DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE ET TECHNOLOGIQUE

INSTITUT DE L'ENVIRONNEMENT DE
RECHERCHES AGRICOLES

CENTRE RÉGIONAL DE RECHERCHES
ENVIRONNEMENTALES ET AGRICOLES

STATION DE FARAKO-BA

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présenté en vue de l'obtention du Diplôme
d'Ingénieur du Développement Rural

Option : Agronomie

**Prévention et gestion de la résistance de
Helicoverpa armigera aux pyréthrinoides**

Présenté par

YARA Athanase

Juin 1999

A mon père feu YARA René Kayé,

décédé le 11 juin 1982.

Je lui dédie ce mémoire.

Avant-propos

Le présent mémoire est le fruit d'un travail collectif qui s'est réalisé au sein du Programme Coton.

Qu'il nous soit donc permis d'adresser nos remerciements les plus sincères à tous ceux qui ont contribué d'une façon ou d'une autre à la réussite de ce travail. Ces remerciements vont en particulier à :

-Docteur Doulaye TRAORE, chef de Programme Coton pour sa disponibilité malgré ses multiples occupations et qui n'a ménagé aucun effort pour la réalisation de ce document.

-Docteur Idrissa DICKO, Directeur de mémoire pour son encadrement et ses multiples conseils tout au long de la rédaction du mémoire.

-Docteur Irénée SOMDA, Codirecteur de mémoire pour avoir voulu consacrer une bonne partie de son temps à la correction de ce mémoire et ses conseils multiformes.

-Monsieur Ousmane ILBOUDO pour avoir accepté d'examiner notre travail et nous avoir dirigé dans nos travaux de laboratoire.

-Messieurs Omer HEMA, Gaspard VOGNAN, Bazoumana KOULIBALY, Emmanuel KABORE, Chercheurs dudit programme pour leurs conseils.

Nous remercions également le corps professoral de l'IDR pour la formation reçue.

Nos remerciements vont également à tout le personnel du Programme Coton. Plus particulièrement à :

- Toute l'équipe du laboratoire : ZAGRE Blaise, YE Moumouni, HANDE Samou, TOURE Mougoutari pour nous avoir aidé à réaliser nos travaux dans une ambiance chaleureuse.

- Madame Alidiata SANOU et Monsieur Brahim KONE pour la reprographie et la mise en forme du document.

Enfin , nous ne pouvons terminer ces remerciements sans exprimer toute nos reconnaissances aux membres de notre famille qui nous ont soutenu et entouré pendant la réalisation de ce travail et sans qui nous n'aurons pu arriver jusque là.

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I : Cycle biologique de *H. armigera*.

Tableau II : Evolution du nombre d'espèces d'insectes résistants aux pesticides.

Tableau III : Évolution du nombre d'espèces ayant acquis la résistance génétique aux pesticides.

Tableau IV : Liste des ingrédients utilisés dans la diète.

Tableau V : Liste des antibiotiques utilisés dans la diète.

Tableau IV : Origine et caractéristiques des matières actives testées par application topique.

Tableau VII : Origine et caractéristiques des matières actives testées par la méthode IRAC N°7.

Tableau VIII : Valeurs de D.L 50 de la deltaméthrine, et de l'endosulfan obtenues par la méthode d'application topique.

Tableau IX : Valeurs des CL 50 de quelques produits obtenus par la méthode IRAC N°7.

Tableau X : Taux de mortalité observée dans les flacons à 5 µg (1^e et 2^e périodes) et les écarts calculés par rapport à la moyenne.

Tableau XI : Taux de mortalité observée dans les flacons à 30 µg (1^e et 2^e périodes).

Tableau XII : Programme de traitements insecticides dans le 1^{er} essai.

Tableau XIII : Programme de traitements insecticides dans le 2^{ème} essai.

Tableau XIV : Programme de traitements insecticides dans le 3^{ème} essai.

Tableau XV : Programme fenêtre de début de cycle.

Tableau XVI : Programme fenêtre de fin de cycle.

Tableau XVII : Programme fenêtre renforcé sur seuil.

Tableau XVIII : Résultats biologiques (shedding) : 1^{er} essai.

Tableau XIX : Résultats biologiques, analyse du shedding
sur la période du 21/7-5/08 ; 1^{er} essai.

Tableau XX : Résultats biologiques, analyse sanitaire à maturité et rendements : 1^{er} essai.

Tableau XXI : Résultats biologiques (shedding) : 2^{ème} essai.

Tableau XXII : Résultats biologiques : analyse du shedding
sur la période 26/08-9/09 ; 2^{ème} essai.

Tableau XXIII : Résultats biologiques, analyse sanitaire à maturité et rendements : 2^{ème} essai.

Tableau XXIV : Résultats biologiques (shedding, 2^{ème} essai).

Tableau XXV : Résultats biologiques : analyse du shedding
sur la période 19/9-31/10 ; 3^{ème} essai.

Tableau XXVI : Résultats biologiques, analyse sanitaire à maturité et rendements : 3^{ème} essai.

Tableau XXVII : Analyses statistiques des programmes fenêtres
de début de cycle ; profénophos.

Tableau XXVIII : Analyses statistiques des programmes
de début de cycle ; profénophos.

Tableau XXIX : Analyses statistiques des programmes fenêtres
de début de cycle ; indoxacarb.

Tableau XXX : Analyses statistiques des programmes fenêtres
de début de cycle ; spinosyne.

Tableau XXXI : Analyses statistiques des programmes fenêtres
de début de cycle ; endosulfan.

Tableau XXXII : Analyses statistiques des programmes fenêtres sur seuil ; endosulfan.

Tableau XXXIII : Analyses statistiques des programmes fenêtres
renforcés sur seuil : indoxacarb.

Tableau XXXIV : Analyses statistiques des programmes fenêtres
de fin de cycle ; deltaméthrine-endosulfan.

Tableau XXXV : Analyses statistiques des programmes fenêtres de fin de cycle ; bifenthrine-isoxathion.

Tableau XXXIV : Analyses statistiques des programmes fenêtres de fin de cycle ; cyperméthrine- endosulfan.

LISTE DES FIGURES

Figure 1: Dynamique des populations larvaires et adultes dans la région de Banfora.

Figure 2: Dynamique des populations larvaires et adultes dans la région de Bobo.

Figure 3: Dynamique des populations larvaires et adultes dans la région de Houndé.

Figure 4: Dynamique des populations larvaires et adultes dans la région de Koudougou.

Figure 5: Dynamique des populations larvaires et adultes dans la région de Dédougou.

Sigles et Abreviations

BK77/09-RCI. Cot : Souche récoltée à Bouaké en république de Côte d'Ivoire en septembre 1977 sur le cotonnier.

CL50 : Concentration létale provoquant 50 % de mortalité.

CIRAD-CA : Centre de Coopération International en Recherche Agricole pour le développement. Département des Cultures Annuelles.

DL50 : Dose létale provoquant 50 % de mortalité.

D.D.T : Diclolo-diphényl-Trichloéthane.

E.C : Émulsion Concentrée.

IRAC : Insecticide Resistance Advisory Committee.

m. a : matière active.

F.I.T : Front Inter Tropical.

RESUME

Au Burkina Faso, les chenilles carpophages sont les principaux ravageurs du cotonnier.

L'étude de la dynamique des populations larvaires et adultes de *Helicoverpa armigera* a été conduite pour suivre d'une part, leurs mouvements et d'autre part, pour prévenir les risques d'infestation. L'analyse des données relatives aux infestations larvaires observées, laisse apparaître deux pics d'infestation au cours de la campagne 1998-1999. Par ailleurs, on constate que le premier pic se situe dans la 3^{ème} décade de juillet et le second pic s'étend de la 2^{ème} décade de novembre jusqu'à la 3^{ème} décade d'octobre. Le suivi des adultes par piégeage à phéromone montre que les populations d'adultes ne manifestent véritablement leur présence sur le cotonnier qu'au cours du mois d'octobre.

La résistance de *H. armigera* aux insecticides a été suivie sur les souches récoltées dans les zones cotonnières du Burkina Faso. Les résultats obtenus par application topique montrent la présence de souches plus résistantes à la deltaméthrine qu'à l'endosulfan. Les droites de régression dose-mortalité révèlent un niveau de résistance faible et reflètent l'hétérogénéité des populations testées sauf à Datomo. Les résultats obtenus parallèlement par la méthode des flacons imprégnés montrent que *H. armigera* a développé une résistance notable bien au-dessus de la moyenne vis-à-vis de la cyperméthrine au Burkina Faso.

L'étude conduite au cours de la campagne 1998-1999, se propose de comparer le programme calendaire vulgarisé aux programmes de protection qui limitent l'utilisation des pyréthriinoïdes dans le temps et l'espace (programmes fenêtres). Il se dégage des résultats obtenus que l'endosulfan à la dose de 700 g/ha utilisé, en début ou en fin de campagne se révèle supérieur au témoin en production et pour le contrôle des chenilles de la capsule.

MOTS CLÉS : Résistance, cotonnier, *Helicoverpa armigera*, pyréthriinoïdes, programme fenêtre, Burkina Faso.

TABLES DES MATIÈRES

INTRODUCTION GÉNÉRALE	4
<u>PREMIÈRE PARTIE : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE</u>	6
CHAPITRE 1 : GÉNÉRALITÉS SUR LE COTONNIER DANS LES SYSTÈMES DE CULTURE	7
1-1 CARACTÉRISTIQUES DES COTONNIERS	7
1-2 CYCLE DU COTONNIER	7
1-3 QUELQUES PARTICULARITÉS EN CULTURE COTONNIÈRE	8
1-3-1 Abscission des organes fructifères et pouvoir compensateur	8
1-3-2 Fertilisation	8
1-3-3 Principaux ravageurs du cotonnier	8
1-3-4 Traitement phytosanitaire	9
CHAPITRE 2 : BIOLOGIE ET CONDITIONS D'ELEVAGE DE L'INSECTE	10
2-1 POSITION SYSTÉMATIQUE	10
2-2 RÉPARTITION GEOGRAPHIQUE	10
2-3 DESCRIPTION ET BIOLOGIE	10
2-3-1 Description de <i>Helicoverpa armigera</i>	10
2-3-2 Cycle biologique	11
CHAPITRE 3 : PROTECTION PHYTOSANITAIRE EN CULTURE COTONNIÈRE	12
3-1 INSECTICIDES	12
3-1-1 Organochlorés	12
3-1-2 Organophosphorés et carbamates	12
3-1-3 Pyréthrinoïdes	13
3-2 ÉTAPES DE LA PROTECTION PHYTOSANITAIRE	14
CHAPITRE 4 : RÉSISTANCE AUX INSECTICIDES	16
4-1 DÉFINITION	16
4-2 APPARITION DE LA RÉSISTANCE	16
4-3 RÉSISTANCE COMPORTEMENTALE	16
4-4 RÉSISTANCE PHYSIOLOGIQUE	17
4-5 RÉSISTANCE BIOCHIMIQUE	17
4-5-1 Modifications des sites d'action	17
4-5-1-1 Altération de l'acétylcholine	17
4-5-1-2 Altération des membranes nerveuses	17
4-5-1-3 Modifications des systèmes de détoxification	18
4-6 GESTION DE LA RÉSISTANCE	19
4-6-1 Gestion par modération	19

	2
4-6-2 Gestion par saturation	19
4-6-3 Gestion par attaques multiples	19

DEUXIÈME PARTIE : ETUDE EXPERIMENTALE **20**

CHAPITRE 5 : SUIVI DES POPULATIONS ADULTES ET LARVAIRES DE *HELICOVERPA ARMIGERA* **21**

5-1 INTRODUCTION	21
5-2 MATÉRIELS ET MÉTHODES	21
5-2-1 Site	21
5-2-2 Réalisation	21
5-2-3 Observations	22
5-3 RÉSULTATS ET DISCUSSIONS	22
5-3-1 Populations larvaires	23
5-3-2 Populations adultes	23

CHAPITRE 6 : SUIVI DE LA SENSIBILITE DE *HELICOVERPA ARMIGERA* **24**

6-1 INTRODUCTION	24
6-2 MATÉRIELS ET MÉTHODES	24
6-2-1 Elevage de <i>H. armigera</i>	24
6-2-1-1 Conditions externes	24
6-2-1-2 Préparation du milieu artificiel de <i>H. armigera</i>	24
6-2-1-3 Conduite de l'élevage	25
6-2-2 Problèmes rencontrés lors de l'élevage de masse	25
6-3 MÉTHODES EXPÉRIMENTALES	26
6-3-1 Matériel biologique	26
6-3-2 Autres matériels	26
6-3-3 Méthodes d'application du produit insecticide	26
6-3-3-1 Application topique	26
6-3-3-1-1 Préparation des solutions	26
6-3-3-1-2 Constitution des lots de larves	27
6-3-3-1-3 Traitement par application topique	28
6-3-3-2 Méthode IRAC N°7	28
6-3-3-2-1 Préparation des solutions	28
6-3-3-2-2 Mode opératoire	28
6-3-3-3 Vials tests	29
6-3-3-3-1 Mode opératoire	29
6-3-3-4 Observation et comptage de mortalité	29
6-3-3-5 Analyse statistique	29
6-4 RÉSULTATS ET DISCUSSIONS	30

	3
6-4-1 Application topique	30
6-4-2 Méthode IRAC N°7	30
6-4-3 Vial test	31
CHAPITRE 7 : STRATEGIE DE GESTION DE LA RESISTANCE	33
7-1 INTRODUCTION	33
7-2 MATÉRIELS ET MÉTHODES	33
7-2-1 Programme fenêtre en milieu contrôlé	33
7-2-1-1 Dispositif expérimental	33
7-2-1-2 Réalisation des traitements	34
7-2-1-3 Observations réalisées	35
7-2-2 Programme fenêtre en milieu paysan	35
7-2-2-1 Dispositif expérimental	36
7-2-2-2 Programme fenêtre en début de cycle	36
7-2-2-3 Programme fenêtre en fin de cycle	36
7-2-2-4 Programme fenêtre renforcé sur seuil	37
7-2-2-5 Réalisation des traitements	37
7-2-2-6 Observations effectuées	37
7-2-2-7 Méthode d'analyse des résultats	37
7-3 RÉSULTATS	39
7-3-1 Programme fenêtre en milieu contrôlé	39
7-3-1-1 Programme fenêtre en début de cycle	39
7-3-1-2 Programme fenêtre en fin de cycle	41
7-3-2 Programme fenêtre en milieu paysan	42
7-3-2-1 Programme fenêtre en début de cycle	42
7-3-2-2 Programme fenêtre renforcé sur seuil	43
7-3-2-3 Programme fenêtre en fin de cycle	44
7-4 DISCUSSIONS	44
7-4-1 Programme fenêtre en début de campagne	44
7-4-2 Programme fenêtre en fin de campagne	45
CONCLUSION GÉNÉRALE	47
RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES	49
ANNEXES	52

INTRODUCTION GÉNÉRALE

Importante source de revenu monétaire pour les paysans et de devises pour le pays, la culture cotonnière occupe une place de choix dans l'économie du Burkina Faso.

Le coton encore appelé " or blanc " occupe 5 % des superficies cultivables du Burkina Faso et représente 40 à 50 % des exportations totales du pays. Il est l'une des principales sources de revenus des agriculteurs des zones cotonnières et représente plus de 50 % du produit intérieur brut.

Cependant parmi les plantes tropicales, le cotonnier paie un lourd tribut dû au parasitisme. En effet, le cotonnier subit une forte pression parasitaire aussi bien pendant la phase végétative (insectes piqueurs-suceurs et chenilles phyllophages) que pendant les phases de floraison et de fructification (chenilles carpophages principalement) (Cauquil, 1986). Près de 500 insectes ont été recensés en Afrique au sud du Sahara (Delattre, 1973). Environ dix espèces ont une importance économique certaine. En absence de protection phytosanitaire, les pertes de récolte varient entre 50 % et 90 % de la production potentielle (Pearson, 1958, cité par Pinchard, 1993).

L'évolution de la production cotonnière est la conséquence d'une série de transferts de technologies parmi lesquels la protection phytosanitaire est l'un des principaux. C'est pourquoi, la culture du cotonnier consomme 12 % du marché mondial des produits phytosanitaires, dont 25 % de celui des pyréthrinoïdes.

Si l'utilisation des pesticides a permis une augmentation de la production, elle a entraîné de nombreux problèmes : la résurgence de l'émergence de nouveaux ravageurs, la destruction de la faune utile, la contamination de l'environnement, l'induction de phénomènes de résistance des ravageurs aux insecticides.

Jusqu'à une époque récente, la lutte chimique apparaissait comme la solution à de nombreux problèmes posés par les ravageurs des cultures. Suite à une utilisation croissante et intensive des pyréthrinoïdes, on dénombrait déjà en 1985 près de quarante cas de résistance à cette nouvelle famille (Georghiou, 1985). En 1990, le nombre de cas est passé à 70 (Georghiou, 1990).

Pour le contrôle des ravageurs du cotonnier, un programme de protection phytosanitaire est vulgarisé au Burkina Faso. Il est composé de quatre à cinq traitements effectués à 14 jours d'intervalle et débute 45 jours après levé. Les pyréthrinoïdes sont d'abord utilisés seuls, ils furent ensuite associés aux organophosphorés, devenus indispensables pour le contrôle d'un grand nombre de ravageurs.

Depuis quelques années, il a été constaté aux champs une certaine recrudescence des populations de *Helicoverpa armigera*, laissant supposer une baisse de la sensibilité de ce ravageur aux pyréthrinoïdes utilisés.

La résistance est donc actuellement une composante économique majeure, non seulement pour les utilisateurs, mais aussi pour l'industrie phytosanitaire qui ne peut plus ignorer ce facteur pouvant réduire brutalement la durée de vie commerciale d'une nouvelle matière active.

C'est pourquoi la connaissance des modalités d'apparition du phénomène et son développement sur le terrain doit être un objectif scientifique prioritaire et que la définition des stratégies d'utilisation des pesticides en vue d'une meilleure gestion de la résistance constitue une nécessité immédiate.

Face à l'ampleur du phénomène, des stratégies visant à la gestion de la résistance ont été mises en place dans de nombreux pays, soit pour prévenir l'apparition de résistance (Zimbabwe, Egypte), soit pour limiter son intensification et faire revenir les populations des insectes à des niveaux de sensibilité économiquement acceptables (Australie, Etats-Unis) (Pinchard, 1993).

C'est dans un tel contexte de recherche d'optimisation des coûts de production, de programmes qui tiennent compte de notre environnement et surtout pour prévenir ou gérer toutes pertes de sensibilité des chenilles carpophages aux pyréthrinoïdes que les programmes fenêtres ont été élaborés.

Nous articulons notre étude autour de deux parties :

Dans une première partie, nous ferons le point à travers une approche bibliographique (chapitre 1 à chapitre 4). Une seconde partie portera sur les travaux menés sur le terrain et au laboratoire (chapitre 5 à chapitre 7).

PREMIÈRE PARTIE : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE 1 : GÉNÉRALITÉS SUR LE COTONNIER DANS LES SYSTÈMES DE CULTURE

1-1 CARACTÉRISTIQUES DES COTONNIERS

De la famille des malvacées, le cotonnier est du genre *Gossypium*. Quatre espèces constituent le groupe des cotonniers cultivés, caractérisés par la présence sur les graines de poils cellulosiques utilisés par l'industrie textile. Ce sont : *Gossypium herbaceum*, *Gossypium arboreum*, *Gossypium barbadense*, *Gossypium hirsutum*. Les deux dernières espèces sont cultivées en Afrique de l'Ouest, mais au Burkina Faso l'espèce cultivée est *Gossypium hirsutum* (Parry, 1982).

Aujourd'hui les variétés STAM 42 et FK 290 occupent les zones Ouest et Sud-Ouest du pays, mais la variété STAM 59A remarquée pour son fort rendement à l'égrenage et sa qualité de fibre est mise en multiplication. Dans la zone Est, la variété F 135 couvre l'ensemble des surfaces cultivées.

Le cotonnier répond dans sa généralité à celle de nombreuses dicotylédones, mais présente cependant quelques particularités. Le cotonnier est originellement une plante pérenne dont le cycle cultural a été réduit à une seule saison de manière à accroître sa productivité (Castella, 1996).

1-2 CYCLE DU COTONNIER

On reconnaît dans la physiologie du cotonnier plusieurs stades distinctifs :

- stade de la levée du semis à l'éclatement des cotylédones qui dure de 6 à 10 jours habituellement et jusqu'à 30 jours en conditions défavorables ;

- stade végétatif de la plantule jusqu'à l'ouverture de la première fleur, ce stade comprend la préfloraison qui, d'un point de vue strictement physiologique, devrait être comprise dans le stade suivant. La première fleur apparaît normalement 50 à 65 jours après la levée si aucun facteur adverse, sécheresse ou parasitisme par exemple, ne vient perturber le développement du cotonnier.

- stade reproductif qui comprend la durée de la floraison et de la maturation des capsules. La floraison peut avoir une durée de 40 à 70 jours. Il peut être plus long dans les conditions défavorables. Le stade reproductif dure 85 à 140 jours.

Cependant, le cotonnier est l'une des plantes cultivées annuellement qui comporte un certain nombre de particularités qui méritent, d'être souligné afin de mieux comprendre l'élaboration du rendement au champ et les fluctuations éventuelles.

1-3 QUELQUES PARTICULARITÉS EN CULTURE COTONNIÈRE

1-3-1 Abscission des organes fructifères et pouvoir compensateur

L'abscission des organes fructifères ou shedding est la chute des boutons floraux, des fleurs et des capsules. Parry en 1982 a indiqué trois types d'abscission :

- l'abscission par contrainte est due à divers facteurs dont un déficit hydrique, une mauvaise nutrition, une insolation insuffisante ou une attaque des parasites ;

- l'abscission physiologique est imposée par la plante elle-même en absence de toute contrainte. Son intensité dépend de la charge du cotonnier en capsules en cours de maturation. Elle se divise en deux dont l'abscission préflorale (80 %) et l'abscission post-florale (20 %) dans les conditions de culture au Burkina Faso ;

- l'abscission par fécondation insuffisante intervient lorsque l'ovaire ne reçoit aucun tube pollinique ou si le nombre d'ovules est insuffisant dans les jeunes capsules. Ceci intervient lorsque la carence en bore est prononcée ou en cas d'éclairement insuffisant.

1-3-2 Fertilisation

Elle vise à redresser les déficiences du sol. Elle assure à la plante ses besoins minéraux aux périodes critiques (cas de soufre entre levée et le 50^{ème} jour, du bore durant la floraison, du potassium durant tout le cycle surtout lors de la période de maturation, de l'azote et du phosphore tout au long du cycle). Elle restitue au sol au moins l'équivalent des exportations afin de ne pas l'appauvrir. Les doses d'engrais conseillées pour la culture du coton au Burkina Faso sont de 200 kg/ha de NPKSB (22-14-13-4,5-0,75) (Dakouo, 1994).

1-3-3 Principaux ravageurs du cotonnier

Les principaux ravageurs peuvent être classés en quatre groupes :

- les ravageurs de l'appareil reproducteur (boutons floraux, fleur et capsules), constituent potentiellement le groupe le plus dangereux. Il s'agit essentiellement de chenilles de Lépidoptères : *Helicoverpa armigera*, *Diparopsis watersi*, *Earias biplaga* et *Earias insulana*, *Pectinophora gossypiella*, *Cryptophlebia leucotreta* (Cauquil, 1986, 1990) ;

- les chenilles défoliatrices : *Spodoptera littoralis*, *Sylepta derogata*, *cosmophila flava*. Cauquil (1986) estime que les dégâts les plus occasionnés au cotonnier sont imputables à ces chenilles qui attaques également les organes florifères et fructifères du cotonnier ;

- les piqueurs-suceurs : jassides, aleurodes et cochenilles. Ces insectes sont les vecteurs potentiels de maladies de cotonnier à transmission biologique (virose ou mycoplasmoses). *Aphis gossypii*, *Bemisia tabaci* et *Ferrisia virgata* produisent des miellats aux conséquences néfastes (Parry, 1982) ;

- les acariens : *Polyphagotarsonemus latus* est le plus fréquent et sévit dans les écorégions de savanes boisées à hygrométrie élevée. Les tetranyques ont une incidence économique et ont une répartition géographique très vaste (Cauquil, 1986).

1-3-4 Traitement phytosanitaire

Pour le contrôle des ravageurs du cotonnier, un programme de traitement sur calendrier est vulgarisé au Burkina Faso. Il est composé de cinq à six traitements effectués durant la campagne à 14 jours d'intervalle et débute 45 jours après levée. Les pyréthrinoïdes sont d'abord utilisés seuls et furent ensuite associés aux organophosphorés.

Les programmes de traitements dits "fenêtre" préconisent des programmes de protection dans lesquels les deux premiers ou les deux derniers traitements des programmes de traitements sur calendrier utilisent des molécules chimiques autres que des pyréthrinoïdes. Ceci permet de retarder ou d'empêcher la résistance des insectes aux pyréthrinoïdes.

Cependant, l'importance économique de *H. armigera* au Burkina Faso a motivé la mise en place d'une étude visant la meilleure connaissance de sa biologie et son écologie, préalable indispensable à l'amélioration ou à l'intégration des méthodes de lutte contre ce ravageur.

CHAPITRE 2 : BIOLOGIE ET CONDITIONS D'ELEVAGE DE L'INSECTE

2-1 POSITION SYSTÉMATIQUE

Helicoverpa armigera (Hubner, 1908, cité par Nibouche, 1994) 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 assimilée à *Heliothis armigera*. Harwick (1965) crée un nouveau genre *Helicoverpa* qui diffère du genre *Heliothis* à la fois par les genitalias mâle et femelle et par la présence d'écailles spécialisées à la face inférieure des profémurs des mâles. Les larves, de couleur variable, se ressemblent et peuvent être confondues.

2-2 RÉPARTITION GEOGRAPHIQUE

Helicoverpa armigera est une espèce cosmopolite, dont l'aire de répartition comprend l'Afrique, et l'Asie du Sud-Est. On la retrouve également en Australie et dans la partie méridionale de l'Europe.

2-3 DESCRIPTION ET BIOLOGIE

2-3-1 Description de *Helicoverpa armigera*

L'adulte : Le papillon mesure 40 mm d'envergure. Les ailes antérieures sont généralement de couleur gris verdâtre ou brun rougeâtre. Les ailes postérieures sont de couleur gris pâle avec une bordure noirâtre. Les papillons se nourrissent de nectar.

Les oeufs : de couleur blanc nacré lors de la ponte, ils virent au brun avant l'éclosion. Le diamètre des oeufs est de 0,4 à 0,5 mm. Ils sont subsphériques avec une surface parcourue par plusieurs côtes verticales aboutissant à une sorte de couronne au sommet. Les femelles pondent des oeufs sur la partie supérieure des feuilles et chacune d'elles peut pondre plus de 1000 oeufs.

Les larves : La couleur des larves de 1^{er} et 2^{ème} stade est grisâtre puis jaunâtre, avec une capsule céphalique de couleur brun-noir à brun foncé.

À partir du 3^{ème} stade larvaire, la capsule céphalique prend une coloration orangée, la coloration générale ainsi que celle des ornements peuvent varier très largement : couleur du corps verte avec des lignes plus claires, ou apparition des ponctuations brunes ou noires sur un fond vert, gris ou marron, ou encore bandes brun sombre alternant avec du brun clair.

Au 6^{ème} stade larvaire, la chenille atteint sa taille maximale qui oscille entre 35 à 40 mm de long. Elle cesse de s'alimenter et cherche à s'enterrer.

Le stade nymphal : les chrysalides sont dans leur loge. Ce stade s'effectue dans le sol pendant 12 à 14 jours. Elles sont de couleur brun marron et mesurent 16 à 18 mm de longueur.

Tableau 1 : Cycle biologique de *H. armigera*.

Stade larvaire		Durée (en jour)	Description
Adulte	oeuf	4-5	une ponte
œuf	1 ^{er} stade	3	éclosion
1 ^{er} stade	2 ^{ème} stade	2-3	première mue
2 ^{ème} stade	3 ^{ème} stade	2-3	deuxième mue
3 ^{ème} stade	4 ^{ème} stade	3-4	troisième mue
4 ^{ème} stade	5 ^{ème} stade	4	quatrième mue
5 ^{ème} stade	6 ^{ème} stade	4	pas obligatoire
6 ^{ème} stade	chrysalide	6-7	mue nymphale
Chrysalide	adulte	10-14	émergence de l'adulte

Source : Bourmier (1984).

2-3-2 Cycle biologique

La durée de cycle est de 35 à 45 jours à 25°C et à 70 % d'humidité relative. La chrysalide peut éventuellement entrer en diapause pour passer une période lorsque les conditions lui sont défavorables (Castella, 1996, Tableau I)

En général cinq à huit générations se succèdent dans l'année avec un chevauchement dès la deuxième ou la troisième génération. C'est un insecte polyphage et ses plantes hôtes sont des plantes cultivées y compris le coton, le maïs, la pomme de terre, l'aubergine, la tomate.

L'évolution de la protection phytosanitaire en culture cotonnière requiert une importance particulière pour notre étude et mérite par conséquent quelques détails.

CHAPITRE 3 : PROTECTION PHYTOSANITAIRE EN CULTURE COTONNIÈRE

Le cotonnier est une plante parasitée et sa protection phytosanitaire est indispensable car elle constitue un facteur d'amélioration important dans le bilan économique de la culture. Les problèmes phytosanitaires ont évolué en fonction des transferts de technologies avec des conséquences sur la biocénose, le système de culture, la protection insecticide et sur le milieu humain (Cauquil, 1986)

3-1 INSECTICIDES

L'usage des insecticides de synthèse comme arme de lutte est récent. Il est marqué par trois générations caractérisées chacune par l'apparition d'une nouvelle classe de produits insecticides utilisés sur le cotonnier : les organochlorés, les organophosphorés et les pyréthrinoïdes.

3-1-1 Organochlorés

Introduits en 1945 (Pinchard, 1993), ils constituent la première génération avec comme représentant le D.D.T. Ils étaient bien appréciés pour leur efficacité contre les ravageurs mais reconnus pour leur toxicité. En effet, leur forte rémanence et leur faible solubilité dans l'eau ont entraîné une concentration progressive de ces produits dans les sols et tout au long de la chaîne alimentaire (Castella, 1996). L'accumulation des résidus de pesticides dans les graisses de l'Homme et des animaux a entraîné des perturbations physiologiques. Ces risques ont incité de nouveaux efforts pour la formulation d'autres molécules. Ces produits n'étant plus d'usage courant, nous nous intéresserons à un seul composé à savoir :

L'Endosulfan : D'origine allemande, il agit par contact et par ingestion sur un grand nombre d'insectes, également un peu par vapeur tout de suite après l'application. Sa persistance d'action sur le feuillage est de trois à quatre jours. Il est moyennement dangereux et sa D.L50 pour le rat par ingestion est de 50-110 mg/kg. C'est l'une des dernières molécules du groupe des organochlorés à être encore largement utilisée. Elle permet d'alterner les groupes de matières actives entre traitements dans le cadre de la gestion de la résistance des insectes aux produits insecticides.

3-1-2 Organophosphorés et carbamates

Mis au service de l'agriculture aux environs de 1960, les composés de cette génération sont largement utilisés de nos jours et occupent une place importante dans le marché des insecticides agricoles (37 % en 1993) (Pinchard, 1993). Nous citerons ici quelques exemples de matières actives.

Le Parathion-méthyl : son spectre d'action s'étend sur de nombreux insectes, notamment les coléoptères, les lépidoptères et les pucerons. Cet insecticide est cependant très dangereux pour les mammifères avec une D.L50 de 14 mg/kg pour le rat par ingestion.

Le Triazophos : d'origine allemande, il agit sur un grand nombre d'insectes (notamment les lépidoptères, les pucerons) et les acariens.

Le Chlorpyrifos-éthyl : cet insecticide agit non seulement par contact et par ingestion, mais aussi par inhalation. Il assure un bon contrôle des noctuelles et est modérément dangereux pour les animaux à sang chaud. Sa D.L50 pour le rat par ingestion est de 163 mg/kg.

Le Diméthoate: d'origine italienne et américaine, cet insecticide systémique agit par contact et par ingestion sur les acariens et les insectes, notamment les tétranyques et les pucerons. Il présente une bonne persistance d'action (deux à trois semaines) et est modérément dangereux pour les mammifères. Sa D.L50 pour le rat par ingestion est de 320 à 380 mg/kg. Son usage répété favorise le développement des tétranyques.

Le Fenitrothion : il agit sur les pucerons et les acariens. Sa D.L50 pour le rat par ingestion est de 250 à 500 mg/kg.

Dans les années 1960 sont apparus les carbamates de propriétés très voisines des organophosphorés. Ils serviront d'alternative à ces derniers en cas d'apparition d'insectes résistants.

Avec les organophosphorés, les problèmes de persistance et d'accumulation dans les graisses étaient résolus mais ceux de la toxicité pour l'homme et les animaux restaient encore sans solution. Cette insuffisance a ouvert la voie à de nouvelles recherches dans ce domaine.

3-1-3 Pyréthrinoïdes

Synthétisés à l'image du pyrethrum, les pyréthrinoïdes sont apparus sur le marché en 1975 (CTA, 1989 ; Pinchard, 1993). Ils sont actuellement très utilisés en agriculture. Ils se caractérisent par des qualités spectaculaires. Leur puissance insecticide est incomparable à celle des produits classiques et se traduit par un effet de choc et une excellente persistance d'action compte tenu de leur stabilité sur les feuilles des végétaux.

Comparativement aux autres produits, ils se révèlent beaucoup plus spécifiques sur les insectes et sont moins toxiques pour les animaux à sang chaud.

Il faut noter que malgré leur introduction récente, les pyréthrinoïdes ont fait une percée remarquable dans le marché des insecticides agricoles en occupant 18,5 % de ce marché en 1993 contre 37 % pour les organophosphorés pourtant connus quinze ans plus tôt (Pinchard, 1993).

Nous citerons ici quelques composés.

La Permethrine : cette matière active stable à la lumière et à la chaleur agit par contact et par ingestion sur le système nerveux des insectes à des doses très faibles principalement sur les larves mais aussi sur les oeufs et les adultes de nombreuses familles (Lépidoptères, Coléoptères, Diptères, Hemiptères). Elle possède aussi un effet répulsif à l'encontre des insectes adultes et les larves. Elle est peu dangereuse pour les mammifères et sa D.L50 pour le rat par ingestion est de 400 mg/kg.

La Fenvalerate : elle est caractérisée par une efficacité à faible dose, une persistance d'action très bonne, son spectre d'action s'étend sur les ravageurs tels que : les homoptères (pucerons), les lépidoptères (noctuelles) et les coléoptères. La persistance d'action est de l'ordre de trois à quatre semaines. Elle est modérément dangereuse et sa D.L50 pour le rat par ingestion est de 450 mg/kg.

La Cypermethrine : d'origine britannique, elle agit sur un grand nombre d'insectes par contact et par ingestion à des doses très faibles. Elle possède aussi un effet répulsif par une inhibition de la prise de la nourriture chez les larves et la ponte chez les adultes. Elle est modérément dangereuse et sa D.L.50 pour le rat par ingestion est de l'ordre de 251mg/kg.

La Deltamethrine : c'est le pyréthrianoïde le plus connu actuellement sur le marché des insecticides. Il est connu sous le nom de DECIS. Il est apprécié pour son large spectre d'action sur les insectes, son efficacité remarquable à une dose très faible et son usage peu risquant pour l'homme et les animaux à sang chaud. Sa persistance d'action sur les feuilles est de l'ordre de trois à quatre semaines et sa DL50 pour le rat par ingestion est de 150mg/Kg.

3-2 ÉTAPES DE LA PROTECTION PHYTOSANITAIRE

Smith (1969) a classifié les périodes de la protection du coton dans le monde en cinq étapes. Elles sont aussi applicables aux autres cultures en agriculture intensive et peuvent être définies comme suit :

L'étape de subsistance : au cours de laquelle la récolte qui n'entre pas dans le marché mondial est utilisée pour l'autoconsommation. La protection du cotonnier contre les ravageurs est naturellement basée sur les pratiques culturales, le ramassage des insectes et rarement sur la lutte chimique.

L'étape d'exploitation : pendant laquelle les programmes de protection phytosanitaire ont été mis au point sur de nouvelles superficies avec de nouvelles variétés et la création de nouveau marché. Le contrôle des insectes nuisibles, basé uniquement sur l'utilisation des pesticides, a permis une suppression spectaculaire des insectes. Ces programmes ont engendré une augmentation de rendement du coton fibre et des graines et les insecticides ont été exploités au maximum (Luckman et Metcalf, 1982, cités par Traoré, 1997).

L'étape de crise : après de nombreuses années de phase d'exploitation avec l'utilisation abusive des pesticides arriva la phase de crise. Les populations des insectes explosaient souvent et rapidement après les traitements et elles devenaient graduellement résistantes à ces pesticides. D'autres insecticides rentrèrent dans le circuit en substitution aux précédents et les populations d'insectes sont devenues à nouveau résistantes aux nouveaux produits. En même temps, les déprédateurs occasionnels sont devenus des nuisibles de première importance. La combinaison de tous ces facteurs ont provoqué une croissance vertigineuse des coûts de production.

L'étape de désastre : qui s'illustre par une augmentation des coûts de production du coton suivie d'un découragement des producteurs qui ne pouvaient plus tirer profit de cette activité. Des applications répétées d'insecticides et souvent des mélanges de deux ou plusieurs produits chimiques n'ont plus permis de produire des récoltes acceptables pour la transformation et les marchés de produits frais (Luckman et Metcalf, 1982, cités par Traoré, 1997).

L'étape de lutte intégrée : qui se distingue des autres par la mise au point de programmes de lutte contre les insectes de manière à accepter l'utilisation des facteurs écologiques, biologiques et la compatibilité des méthodes employées.

Actuellement la majorité des méthodes de lutte sont à la phase d'exploitation. En se référant aux fortes attaques de 1991 et 1996, le concept de lutte intégrée doit être rapidement adopté au Burkina Faso pour éviter aux producteurs les phases de crises et de désastre susmentionnées. De plus, les pays en voie de développement qui veulent mettre en oeuvre de telle approche peuvent éviter les erreurs des pays développés et adopter alors le concept du management des insectes pour se départir des inévitables problèmes liés aux méthodes conventionnelles de lutte.

Tableau II : Evolution du nombre d'espèces d'insectes résistants aux pesticides.

Année	Total	D.D.T	Organophosphorés	Carbamates	Pyréthroïdes
1938	7	7	0	0	0
1948	13	13	0	0	0
1954	25	22	3	0	0
1969	182	155	23	4	0
1976	294	221	44	22	7
1980	333	245	53	25	10
1984	318	234	54	23	7

Source : Georghiou (1990)

Tableau III : Évolution du nombre d'espèces ayant acquis la résistance génétique aux pesticides.

Espèces	Nombre
Acarions et Arthropodes	425
Agents physiologiques et pathogènes	150
Adventices et Nématodes	50

CHAPITRE 4 : RÉSISTANCE AUX INSECTICIDES

4-1 DÉFINITION

La résistance d'une souche ou race d'insectes vis-à-vis d'un insecticide correspond au développement d'une capacité à tolérer des doses toxiques qui seraient létales pour la majorité des individus d'une population normale de la même espèce (O.M.S., 1957, cité par Pinchard, 1993).

La résistance marque un changement génétique dans la réponse d'une population d'insectes à un insecticide (Crow, 1957, cité par Pinchard, 1993).

4-2 APPARITION DE LA RÉSISTANCE

Les plus grandes familles d'insecticides utilisées aujourd'hui en agriculture sont les organophosphorés, les carbamates, les pyréthrinoides et les régulateurs de croissance.

Depuis 1945, date à laquelle le D.D.T a été commercialisé, l'utilisation d'insecticides en protection des cultures et dans la lutte contre les vecteurs de grandes maladies endémiques n'a cessé de croître.

L'utilisation de plus en plus répétée et de plus en plus importante de ces pesticides s'est traduite par la sélection d'individus résistants.

En 1947, les premiers phénomènes de résistance aux insecticides de synthèse apparaissent (Poirié et Pasteur, 1991). À l'heure actuelle, toutes les familles d'insecticides citées posent des problèmes de résistance chez les insectes. En effet, plus de 500 cas d'espèces d'insectes résistants aux insecticides ont été recensés (Georghiou, 1990) (Tableau II).

La résistance génétique acquise des insectes vis-à-vis des pesticides continue d'être la barrière la plus sérieuse à l'utilisation efficace de ces produits. En effet, plus de 600 cas de résistance des insectes aux pesticides ont été recensés (Wilson, 1989, cité par Traoré, 1997) (Tableau III).

4-3 RÉSISTANCE COMPORTEMENTALE

Dans la résistance comportementale, les insectes deviennent résistants en évitant le contact avec le produit toxique ou en limitant la durée de contact. Le mécanisme de la résistance comportementale peut dépendre du stimulus et implique alors une reconnaissance par les récepteurs sensoriels de l'arthropode (Prikette et Ratcliffe, 1977 ; Hodges et Meik, 1986, cités par Traoré, 1997).

4-4 RÉSISTANCE PHYSIOLOGIQUE

Pour atteindre leurs cibles moléculaires chez les insectes, les pesticides doivent pénétrer à travers la cuticule. Le mécanisme de résistance par modification de la cinétique de pénétration de l'insecticide a été décrit pour la première fois chez la mouche domestique en 1968. Le gène responsable de ce phénomène a été dénommé *pen* (Girardot, 1987).

La modification de pénétration s'expliquerait par un changement dans la structure de la cuticule, plus précisément dans la quantité relative de protéines et de lipides (Vinson et Law, 1971, cités par Pinchard 1993).

Les mécanismes d'excrétion sans métabolisme sont mal connus. Il existe chez certains lépidoptères des phénomènes de stockage où des enzymes se lient de façon irréversible aux molécules insecticides.

4-5 RÉSISTANCE BIOCHIMIQUE

Les mécanismes de résistance biochimique chez les insectes peuvent être subdivisés en deux catégories : les modifications des sites d'action et les modifications des systèmes de détoxification (Traoré, 1997).

4-5-1 Modifications des sites d'action

4-5-1-1 ALTERATION DE L'ACÉTYLCHOLINE

Les insecticides, comme les organophosphorés et les carbamates, inhibent l'acétylcholinestérase, enzyme responsable de la destruction de l'acétylcholine, conduisant à un blocage de la transmission nerveuse par accumulation de l'acétylcholine au niveau des synapses (Girardot, 1987). On a mis en évidence de nombreux cas où des souches d'insectes résistants aux organophosphorés ont une vitesse d'inhibition de l'acétylcholinestérase réduite.

La modification affecte la structure de l'enzyme en rendant son accès plus difficile à l'insecticide (Vaissayre, 1996).

4-5-1-2 ALTERATION DES MEMBRANES NERVEUSES

Le blocage de la transmission de l'information peut se produire également au niveau de la membrane nerveuse. Les insecticides comme le D.D.T et les pyréthrinoides perturbent les échanges ioniques au passage de l'influx nerveux en modifiant les canaux sodium (Na^+) et potassium (K^+).

Chez certains insectes, il existe des souches résistantes ou super-résistantes qui possèdent une sensibilité réduite à ces insecticides (Heather, 1986).

4-5-1-3 MODIFICATIONS DES SYSTEMES DE DETOXIFICATION

L'insecticide dans l'organisme de l'insecte est soumis à diverses réactions enzymatiques le rendant plus hydrophile. Ces métabolites ainsi obtenus sont plus faciles à éliminer. Deux phases peuvent être distinguées au cours de la réaction de détoxification :

- une phase primaire ou de fonctionnalisation composée de réactions d'oxydation, de réduction et d'hydrolyse ;
- une phase secondaire de métabolisme ou de conjugaison qui permet de fixer les groupements chimiques sur les molécules issues de la phase primaire.

D'une manière générale, tous les systèmes enzymatiques impliqués dans le métabolisme des pesticides peuvent être modifiés qualitativement et/ou quantitativement pour permettre à l'insecte d'être tolérant ou de résister à produits toxiques. Les enzymes responsables du métabolisme des insecticides sont :

Les estérases : les organophosphorés et les carbamates possèdent des liaisons esters qui peuvent être dégradées par les estérases qui les hydrolysent. Chez certaines souches d'insectes résistants, une activité estérasique plus importante due à une amplification confère cette résistance à l'insecte en dégradant plus d'insecticide (Mouche *et al.*, 1986).

Il existe également d'autres cas de résistances vis-à-vis des organochlorés qui sont dus soit à une mutation sélective et qualitative (Dyte et Rowlands, 1986 ; Beeman, 1982, cités par Traoré, 1997), soit à un stockage d'une séquestration par une estérase de la molécule toxique.

Les glutathione-transférases : ce sont des enzymes qui interviennent dans le métabolisme des insecticides, en particulier les organophosphorés et les carbamates. La résistance aux insecticides due à l'activité accrue de glutathione-transférases a été mise en évidence chez plusieurs insectes (Rose et Wallbank, 1986 ; Reidy *et al.* ; 1990, cités par Traoré, 1997). Ce processus de détoxification est encore très mal connu.

Les monoxydases : ce sont des enzymes microsomales et leur fonctionnement nécessite du NADH et de l'oxygène. Les réactions d'oxydo-réduction touchent de nombreux insecticides tels que : le D.D.T, les pyréthrinoïdes, les carbamates, les organophosphorés, les analogues d'hormones juvéniles et les inhibiteurs de synthèse de chitine. Chez les insectes résistants aux insecticides, l'activité très élevée de ces enzymes dégrade ainsi un plus grand nombre d'insecticides (Scott et Lee, 1993, cités par Pinchard 1993). Ce phénomène s'expliquerait soit par une modification structurale de l'enzyme soit par des changements quantitatifs.

Les principaux mécanismes à l'origine d'une perte de sensibilité aux pesticides sont connus. Cependant certains de ces acquis ont permis de mettre au point des stratégies de gestion de la résistance.

4-6 GESTION DE LA RÉSISTANCE

L'utilisation abusive des pesticides s'est traduite par la sélection des individus résistants. Actuellement certains insectes ont développé une résistance à toutes les classes de pesticides disponibles sur le marché. Face à ce phénomène, des stratégies de la gestion de la résistance ont été mises en place afin de conserver la sensibilité des insectes aux pesticides. Ceci est possible grâce à l'application de deux méthodes :

- les méthodes curatives qui cherchent à diminuer la fréquence des individus résistants en restaurant l'efficacité des produits chimiques auxquels les insectes étaient déjà résistants ;
- les méthodes préventives qui visent à prévenir le développement de la résistance aux pesticides existants ou nouveaux.

Les principales voies de la gestion de la résistance sont :

4-6-1 Gestion par modération

Elle vise à diminuer la pression de sélection par de faibles fréquences de traitement en utilisant des produits moins persistants dans l'environnement.

4-6-2 Gestion par saturation

Elle cherche à vaincre la résistance par les fortes doses qui tueraient les insectes résistants. Dans les populations hétérogènes, les fortes doses tuent les hétérozygotes, le gène responsable de la résistance est alors fonctionnellement récessif et la résistance évoluera en principe plus lentement. Inversement, si une dose faible est appliquée, les hétérozygotes vont survivre, entraînant une dominance fonctionnelle du gène de résistance et celle-ci évoluera assez rapidement.

4-6-3 Gestion par attaques multiples

Elle consiste à utiliser les insecticides de manière alternée, en mixture ou en mosaïque. L'application d'insecticide doit être localisée dans l'espace et dans le temps en évitant notamment les traitements d'assurance qui entraînent une pression de sélection (Curtis, 1987).

La résistance aux pesticides est actuellement un phénomène dont il faut tenir compte dans la mise en place d'un programme de protection contre les ravageurs. C'est la raison pour laquelle la lutte chimique doit être raisonnée afin de réduire les pertes dues à ces insectes.

C'est dans ce cadre que se situe l'étude de cette deuxième partie dont l'objectif est de contrôler les ravageurs de *H. armigera* par l'utilisation de molécules différentes des pyréthrinoïdes.

DEUXIÈME PARTIE : ETUDE EXPERIMENTALE

CHAPITRE 5 : SUIVI DES POPULATIONS ADULTES ET LARVAIRES DE *HELICOVERPA ARMIGERA*

5-1 INTRODUCTION

Le cotonnier héberge au Burkina Faso près d'une centaine d'arthropodes phytophages, parmi lesquels une dizaine d'espèces d'insectes est susceptible de causer des dégâts notables à la culture (Nibouche, 1994). Ce complexe de ravageurs est dominé par *H. armigera* qui est considéré comme le ravageur le plus redoutable. Les évolutions des populations larvaires sur cotonniers dépendent vraisemblablement de plusieurs facteurs abiotiques et des plantes hôtes qui peuvent offrir des conditions favorables ou défavorables. Les populations des adultes de *H. armigera* n'interviennent pas directement dans les dégâts au champ, mais l'importance de leur présence dans le cycle a vraisemblablement une incidence sur l'intensité des infestations dues aux larves. Les infestations ne sont pas constantes dans le temps et l'espace et les papillons sont capables de parcourir de grandes distances (Castella, 1996).

5-2 MATÉRIELS ET MÉTHODES

Cette étude a pour but de suivre la dynamique des populations de *H. armigera* par le principe du piégeage à phéromones sexuelles des adultes et des populations larvaires dans les parcelles d'observation.

5-2-1 Site

Le test a été implanté dans les champs de coton des paysans dans les localités de Banfora, Bobo Dioulasso, Houndé, Koudougou et Dédougou. Les parcelles choisies n'étaient pas trop éloignées des zones des Correspondants Coton, ceci pour permettre le suivi régulier. La durée de l'implantation du test est de douze mois à compter de septembre 1998.

5-2-2 Réalisation

Le support de piège est planté à une hauteur d'environ 1,5 mètre du sol suivant une orientation Nord-Sud (direction du F.I.T).

La plaque du piège est montée avec une autre plaque engluée sur laquelle nous déposons une charge à phéromone. Cette charge ne doit en aucun cas être manipulée avec la main. La plaque engluée et la charge sont changées régulièrement toutes les trois semaines.

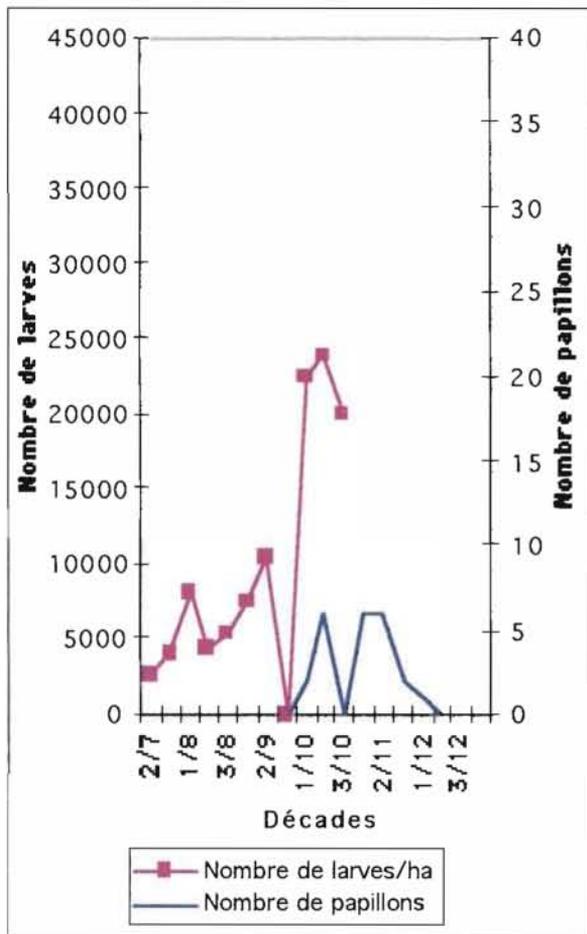


Fig 1 : Dynamique des populations larvaires et adultes dans la région de Banfora

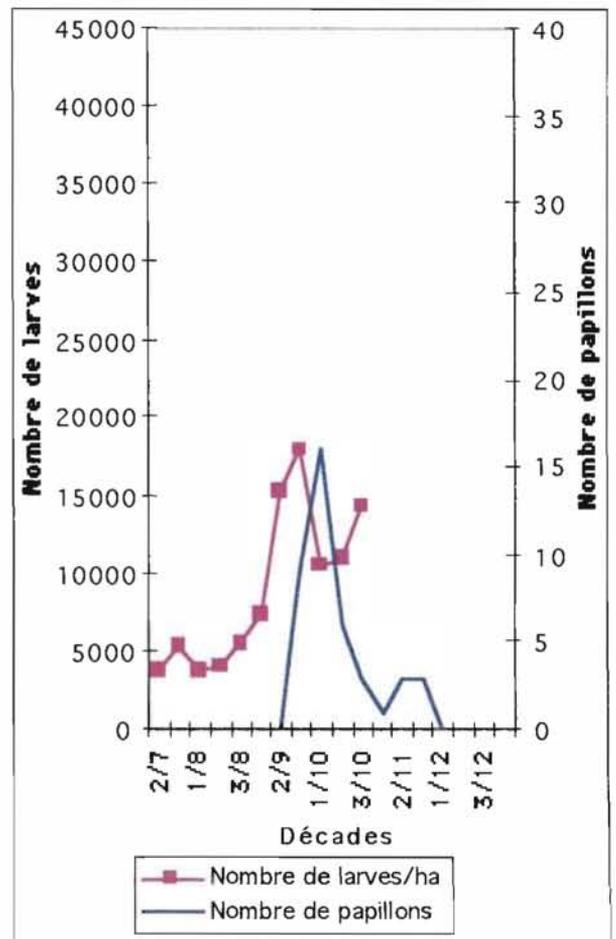


Fig 2 : Dynamique des populations larvaires et adultes dans la région de Bobo

5-2-3 Observations

Le relevé est effectué tous les deux jours. En cas de capture, nous conservons les papillons dans les boîtes de récolte pour identification. Nous prenons soin de noter la date de capture sur la fiche élaborée à cet effet.

Pour le suivi larvaire, l'observation était décadaire et portait sur 25 plants par parcelle observée.

5-3 RÉSULTATS ET DISCUSSIONS

Les figures 1, 2, 3, 4 et 5 représentent la dynamique des populations larvaires et adultes dans les différentes régions.

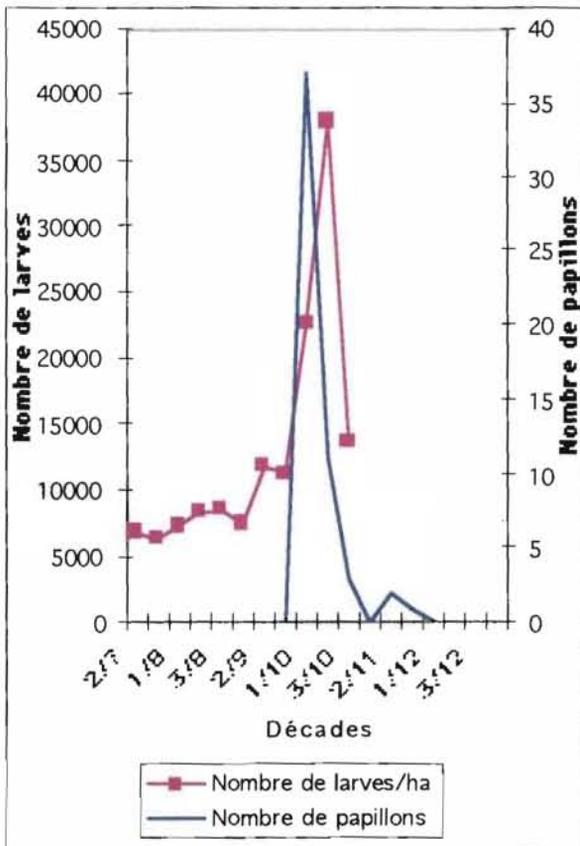


Fig 3 : Dynamique des populations larvaires et adultes dans la région de Houndé.

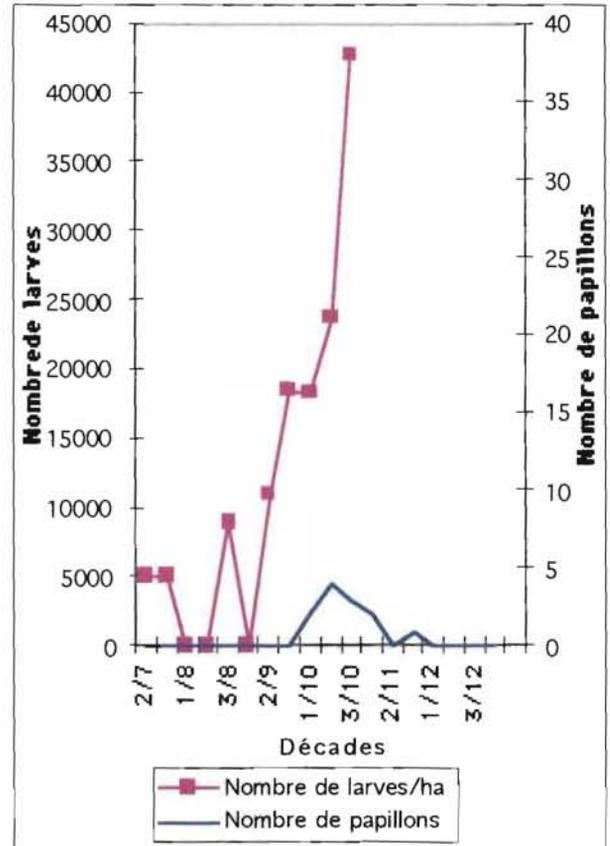


Fig 4 : Dynamique des populations larvaires et adultes dans la région de Koudougou.

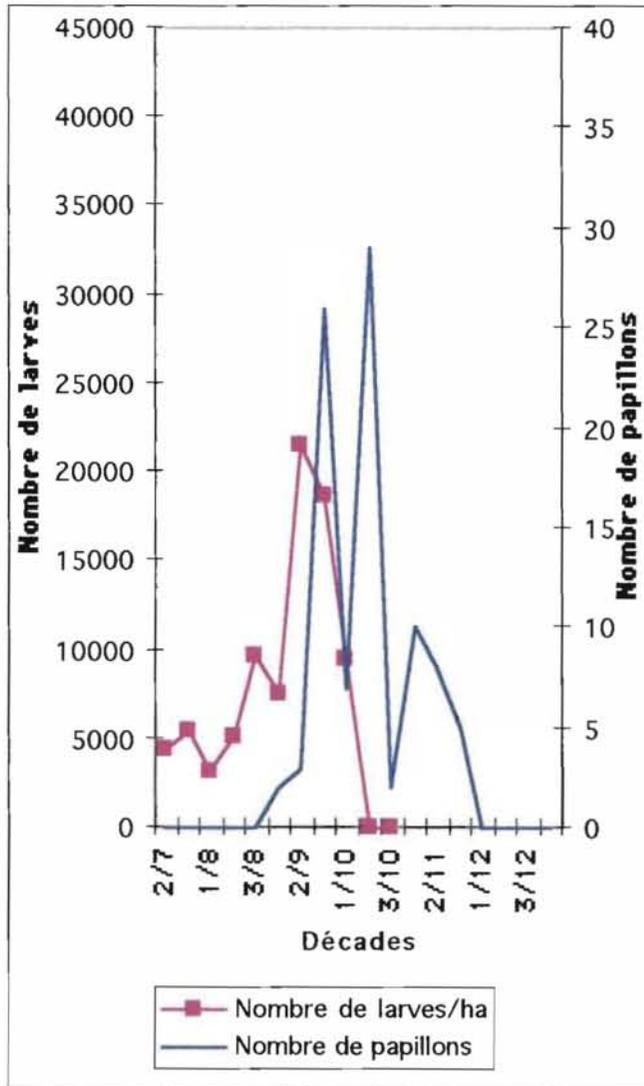


Fig 5 : Dynamique des populations larvaires et adultes dans la région de Dédougou

5-3-1 Populations larvaires

Les premières infestations sont observées vers le mois de juillet avec cependant un premier pic d'infestation visible dans la 3^{ème} décade. Cette première infestation s'explique par le fait que les cultures maraîchères et l'adventice *cleome viscosa* favorisent l'augmentation de la population de *H. armigera* en début de saison qui va se rabattre par la suite sur la culture du coton (Nibouche, 1994).

Dans l'ensemble, le 1^{er} pic a été assez bien contrôlé par les producteurs grâce au programme vulgarisé dans les différentes régions cotonnières. Par contre au niveau, du 2^{ème} pic qui s'étend de la 2^{ème} décade de septembre jusqu'à la 3^{ème} décade du mois d'octobre, les attaques ont été sévères. Ainsi, sur tous les sites pendant cette période, le nombre de larves observées à l'hectare dépasse le seuil critique des 10.000 larves, sauf le cas de Dédougou (Fig 5) où les semis étant précoces, l'attaque a décliné dès la 1^{ère} décade d'octobre. Nous signalons que pour les mêmes raisons, les observations dans cette région n'ont pas continué au delà de cette 1^{ère} décade.

5-3-2 Populations adultes

L'analyse des courbes (Fig 1, Fig 2, Fig 3, Fig 4, Fig 5) des populations montre que les périodes de fortes captures vont de la 1^{ère} décade d'octobre à la 1^{ère} décade de novembre. Ces vols observés en octobre - novembre pourraient être en relation directe avec la période de floraison. Comme le soutient Angilini (1970), les fleurs de cotonnier jouent un rôle attractif prépondérant dans les infestations des champs par *H. armigera*.

Comparée à la dynamique des populations larvaires, cette période correspond au 2^{ème} pic de ce ravageur. Kehat *et al.* (1982) précise qu'il n'existe pas non plus de relation entre le nombre de captures et la densité larvaire, le rôle de piégeage se limitant à indiquer les risques de fortes infestations, sans pouvoir remplacer l'échantillonnage direct. À partir du début de la 3^{ème} décade de décembre, il n'y a plus de capture jusqu'à la 1^{ère} décade du mois de Janvier. Cette disparition au cours du mois de décembre peut s'expliquer par le fait que les papillons vont se rabattre sur les cultures maraîchères (Nibouche, 1994).

Tableau IV : Liste des ingrédients utilisés dans la diète.

Constituants	Quantité
agar-agar	60 g
eau distillée	2800 ml
semoule de maïs	336 g
germe de blé	84 g
levure de bière	90 g
acide ascorbique	20 g
choline chloride	2,4 g
aldéhyde formique	2 ml
méthyl paraben	12 g
wessou salt	24 g

CHAPITRE 6 : SUIVI DE LA SENSIBILITE DE *HELICOVERPA ARMIGERA*

6-1 INTRODUCTION

Helicoverpa armigera est l'un des principaux ravageurs du cotonnier en Afrique au sud du Sahara, en Asie et en Australie. Dès leur apparition, les pyréthrinoides se sont révélés efficaces contre ce ravageur. Mais très vite des cas de résistance sont apparus d'abord en Australie (Gunning *et al.*, 1984), puis en Thaïlande (Ahmad et McCallirery, 1988) et récemment en Afrique du sud (Van Jaarsveld *et al.*, 1998). En Afrique francophone, la sensibilité de ce ravageur aux insecticides a été suivie depuis le début des années 1980 (Aiaux, 1994). Cette surveillance a permis de déceler une perte de sensibilité progressive aux pyréthrinoides. Trois méthodes sont retenues (application topique, IRAC N°7, vial test) afin de suivre la sensibilité de *H. armigera* aux insecticides.

La réalisation des expériences qui vont suivre a nécessité la conduite d'un élevage au laboratoire.

6-2 MATÉRIELS ET MÉTHODES

6-2-1 Elevage de *H. armigera*

La technique d'élevage utilisée a été mise au point par Couilloud et Giret (1980) au laboratoire du CIRAD-CA. Cette méthode qui a été adoptée par le Laboratoire de Programme Coton permet une production importante de chenilles nécessaire à la réalisation des tests insecticides.

6-2-1-1 CONDITIONS EXTERNES

Les insectes sont élevés dans une salle climatisée à une température de $25^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$ et 70 % \pm 5 % d'humidité relative. La scotophase - photophase (obscurité - lumière) est : 12h - 12h.

6-2-1-2 PREPARATION DU MILIEU ARTIFICIEL DE *H. ARMIGERA*

Pour environ 300 ml de diète (milieu artificiel), nous mettons ensemble les ingrédients présentés dans le tableau IV.

Nous prenons 2800 ml d'eau bouillie et refroidie dont la moitié servira à bouillir l'agar-agar et l'autre moitié servira à mélanger les ingrédients suivants : semoule de maïs, germe de blé, levure de bière, choline chloride, aldéhyde formique, méthyl paraben et wessou salt.

Dans un deuxième temps, nous faisons bouillir 60 g d'agar-agar dans 1400 ml d'eau. Nous laissons refroidir jusqu'à 80°C . Pendant ce temps, nous mélangeons le restant d'eau aux

Tableau V : Liste des antibiotiques utilisés dans la diète.

Bacitracium	50 g
Tétracycline	50 g
Streptomycine-sulfate	150 g
Oxytétracycline	50 g

ingrédients mis ensemble plus haut. Puis nous ajoutons l'agar-agar refroidi à 80°C en laissant le brasseur à la force 10.

Nous attendons que la température de tout le mélange baisse à 70°C au moins pour ajouter 20 g d'acide ascorbique et le mélange d'antibiotiques (Tableau V).

Nous faisons brasser mécaniquement pendant une minute. Nous coulons la diète ainsi préparée dans de petits pots ou dans de grands plateaux et nous laissons refroidir cette diète dans la boîte à ultra violet (U.V). Nous allumons la lampe environ deux minutes et ensuite nous conservons le tout au réfrigérateur.

6-2-1-3 CONDUITE DE L'ELEVAGE

Les adultes : ils sont placés dans les cages cylindriques en polystyrène transparent de 18 cm de diamètre et de 25 cm de hauteur et recouverts à leur sommet par une compresse (40 cm x 40 cm) servant de support de ponte aux femelles. L'accouplement et la ponte ont lieu pendant la scotopériode.

Pour l'alimentation des papillons, un abreuvoir contenant une solution d'eau sucrée à 10 % est placée dans chaque pondoir.

L'éclosion des oeufs : la gaze sur laquelle sont déposés les oeufs est placée dans un grand pot (17,5 cm x 5,5 cm) contenant des cubes de milieu nutritif. Les boîtes sont recouvertes par un carton ne laissant filtrer la lumière que dans sa partie inférieure. Les oeufs éclosent trois jours après la ponte.

Les larves : le milieu se trouvant du côté de la lumière, les jeunes larves néonates à phototropisme positif iront le coloniser. Les larves de 2^{ème} stade (5 mm environ) sont transférées dans de petits pots (4,5 cm x 3,5 cm) contenant le milieu nutritif. Le milieu est renouvelé tous les deux jours.

La nymphose : au terme de leur développement, les larves vont pénétrer dans le milieu où elles façonnent une loge pour la nymphose. Les chrysalides sont prélevées, triées par sexe et placées dans des boîtes propres en attendant leur émergence.

6-2-2 Problèmes rencontrés lors de l'élevage de masse

Le manque de nourriture entraîne souvent le cannibalisme au sein de la population. Ce phénomène affecte surtout les larves de troisième stade. L'inconvénient majeur que l'on retrouve dans l'élevage de souches de champ est la présence dans la population d'une virose latente qui peut se déclencher sous l'influence de stress (Delattre, 1973).

Tableau VI : Origines et caractéristiques des matières actives testées par application topique.

Matières actives techniques	Familles	Firmes
Deltaméthrine 98,6%	Pyréthrinoïdes	Agrevo
Endosulfan 99%	Organochloré	Agrevo

6-3 MÉTHODES EXPÉRIMENTALES

Trois méthodes d'application du produit ont été retenues pour cette étude. Il s'agit de l'application topique, de la méthode IRAC N°7 et de la méthode des vials tests. Les deux premières sont réalisées au laboratoire et la méthode des flacons imprégnés a été utilisée directement sur le terrain.

6-3-1 Matériel biologique

Les souches de *H. armigera* récoltées à Safané, Datomo, Sidéradougou et Balavé sont élevées au laboratoire selon la technique d'élevage mise au point par Couilloud et Giret (1980). Cette technique permet une production importante de chenilles nécessaire à la réalisation des tests de toxicité. Ces tests s'effectuent sur la 1^{ère} génération F1.

Les jeunes feuilles prélevées sur les cotonniers non traités aux insecticides ont servi à nourrir les larves.

6-3-2 Autres matériels

Le matériel utilisé dans la réalisation de ces tests est composé de la matière active, du solvant (acétone technique), des fioles jaugées, des flacons, des pipettes, de la poire à pipette de sécurité, des pinces souples, de la balance électronique d'analyse, de thermomètre, de la montre, du papier filtre, et de microapplicateur.

6-3-3 Méthodes d'application du produit insecticide

6-3-3-1 APPLICATION TOPIQUE

L'objectif de cette méthode est de mesurer l'efficacité d'un produit, de comparer l'efficacité de deux ou de plusieurs produits, enfin de suivre la sensibilité d'un ou plusieurs produits dans différentes zones au cours du temps. Les matières actives techniques testées sont consignées dans le Tableau VI.

Le choix des doses se fait à partir d'une recherche bibliographique de la DL 50 de façon à cerner les 50 % de mortalité. On choisira des doses entraînant 0% à 100% de mortalité.

6-3-3-1-1 Préparation des solutions

Pour préparer les solutions, on pèse une quantité de matière active Q (au moins 10 mg) que l'on dépose au fond d'une fiole jaugée d'un volume V (en général 10 ml) dans laquelle on ajoute de l'acétone. En s'inspirant de la formule (Gry,1972, cité par Ilboudo *et al.*, 1997) donnant Q en fonction de V, v, D et P, on calcule la valeur de la solution mère selon la formule suivante.

$$D = (Q \times v \times P) / (V \times 100), \text{ (en } \mu\text{g m. a /g larve)}$$

D est la dose que permet d'appliquer la solution mère ainsi préparée ;

V (en ml) est le volume de la solution mère à préparer ;

P (en %) la pureté de la matière active ;

v (25 $\mu\text{l/g}$) est le volume de solution que l'on applique par gramme de larve.

La solution mère ainsi préparée peut être diluée pour préparer une dose plus faible D1. La préparation de la dose D1 dans une fiole de volume V (ml), s'effectue en pipetant un volume Vs de la solution mère à laquelle on ajoute de l'acétone. À cet effet, deux méthodes sont applicables.

- Par la formule de Gry

$$V_s = Y_n \times 10 / Y_1$$

Vs (ml) = volume de la solution mère à pipeter ;

Y_n ($\mu\text{l/g}$) = dose que permet d'appliquer cette solution à préparer ;

Y₁ ($\mu\text{l/g}$) = dose que permet d'appliquer la solution mère.

Remarque : il est à noter que pour des raisons pratiques, nous procédons à la préparation de la nouvelle solution Y₂, à partir de la solution mère, puis la nouvelle solution Y₃ à partir de la solution Y₂ et ainsi de suite. La préparation des solutions se fait successivement de la plus concentrée à la moins concentrée.

- Par le facteur

$$V_n = V / \text{facteur}$$

V_n = volume à pipeter

V = volume de la fiole jaugée

Facteur : facteur de dilution

Pour établir une droite de régression dose/mortalité nous testons au moins 5 doses de concentrations croissantes.

6-3-3-1-2 Constitution des lots de larves

Le jour du test, les chenilles sont pesées individuellement à l'aide d'une balance de précision et réparties dans les loges individuelles d'une boîte en polystyrène. Un lot est constitué avec des chenilles dont le poids est compris entre 35 et 45 mg. Ensuite les larves sont réparties en 5 ou 6 lots de 30 individus pondéralement homogènes.

Tableau VII : Origine et caractéristiques des matières actives testées par la méthode IRAC N°7.

Nom commercial	Matières actives	Firmes
SHERPA 100 EC	Cyperméthrine	RHOME POULENC
DECIS 12	Deltaméthrine	AGREVO
DELTAPHOS 262	Deltaméthrine Triazophos	AGREVO

6-3-3-1-3 *Traitement par application topique*

Le produit à tester est déposé par goutte sur la partie dorsale du thorax de la chenille à l'aide d'un micro applicateur automatique d'Arnold agissant sur une seringue calibrée de 0,1 µl à 1 µl. Nous commençons les applications par les doses les moins concentrées vers les doses les plus concentrées (du témoin à la solution mère). La seringue est rincée à l'acétone entre deux doses. Les traitements s'effectuent au laboratoire à 25 °C pour éviter une influence de la température sur l'action des insecticides. Un lot de chenilles traité à l'acétone pur sert de témoin. Les larves traitées sont ensuite replacées en cellule d'élevage.

6-3-3-2 *METHODE IRAC N°7*

L'objectif de cette méthode est d'évaluer la sensibilité des ravageurs aux insecticides afin de détecter rapidement les phénomènes de résistance.

Pour cette méthode, nous avons utilisé des produits de formulation type EC consignés dans le Tableau VII.

6-3-3-2-1 *Préparation des solutions*

La formule ci-dessous permet d'obtenir la solution mère.

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

C_i : concentration de la formulation à utiliser pour la préparation de la solution mère ;

V_i : volume de la formulation à pipéter ;

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 préparer une dose plus faible. Cette dernière est utilisée pour préparer une solution moins concentrée et ainsi de suite. On applique la méthode de facteur de dilution pour préparer les autres doses.

6-3-3-2-2 *Mode opératoire*

Les jeunes feuilles vertes et fraîches sont prélevées le jour du test sur des cotonniers non traités aux insecticides mais pouvant recevoir une protection fongicide afin d'éviter le développement des champignons qui peuvent intoxiquer les chenilles. On prépare 20 à 30 pots par dose.

Les feuilles sont trempées dans la solution insecticide pendant 5 secondes en agitant légèrement. Ensuite, elles sont séchées à plat sur un papier filtre pendant 1 h dans la salle climatisée. Nous enroulons un morceau de coton imbibé d'eau autour du pédoncule de chaque

feuille. Les feuilles sont placées dans les pots. Nous déposons une larve L3 dans chaque pot à l'aide d'une pince souple. Les pots sont placés à l'obscurité pendant 48 h. Un témoin est réalisé par trempage à l'eau distillée.

6-3-3-3 VIALS TESTS

Cette méthode a pour objectif de suivre la sensibilité des souches de *H. armigera* prélevées sur les parcelles paysannes, à la cyperméthrine.

6-3-3-3-1 Mode opératoire

Il a été mis à notre disposition des tubes prétraités à la cyperméthrine technique dans le cadre de l'enquête IRAC. Ainsi, nous distinguons pour chaque lot des tubes de fond vert (témoin), fond rouge (5 µg), fond noir (30 µg). Le test est réalisé à deux périodes de la campagne cotonnière dans les régions suivantes : Banfora, Bobo, Dédougou et Houndé.

Pour ce test, les larves prélevées à leur 3^{ème} stade (1 à 1,5 cm) proviennent de la même parcelle. Nous plaçons une larve par tube. Nous préférons utiliser des larves de même taille dans chaque test puisque la taille influe fortement sur leur susceptibilité aux pyréthrinoides.

Nous refermons le bouchon sans le serrer (nous dévissons d'un quart de tour après fermeture complète du bouchon).

Les tubes traités contenant des larves sont gardés à l'horizontale à température ambiante sur des plateaux.

6-3-3-4 OBSERVATION ET COMPTAGE DE MORTALITE

Le comptage de la mortalité est effectué en 24 h, 48 h et 72 h après traitement. Nous retenons la mortalité observée à 48 h. Nous considérons comme morte une chenille qui ne bouge plus. Nous rejetons le test si la mortalité dans le témoin est supérieure ou égale à 10 %.

Pour les flacons imprégnés, l'évaluation du test est fait 24 h après le traitement.

N.B : Nous nous sommes gardés de réutiliser des tubes qui ont servi pour un test puisqu'il se peut qu'ils ne soient plus aussi actifs.

6-3-3-5 ANALYSE STATISTIQUE

Un logiciel DL4.5 mis au point par le service de la biométrie du CIRAD-CA nous a permis d'analyser statistiquement nos données, suivant la méthode probit/log-dose de Finney (1971) pour les tests d'application topique et pour la méthode IRAC N°7.

Tableau VIII : Valeurs de D.L 50 de la deltaméthrine et de l'endosulfan obtenues par la méthode d'application topique.

Matière active technique	Souches	DL 50 µg /g	Limite inférieure	Limite supérieure	Pente	Coefficient de Résistance
Deltaméthrine 98,6%	Sensible	0,046	0,039	0,055	2,10	-
	Datomo	17,181	14,16	20,85	3,14	373
	Sidéradougou	1,64	0,82	3,30	0,69	36
	Balavé	2,31	1,042	5,14	1,26	50
Endosulfan 99%	Sensible	38,2	-	-	-	-
	Sidéradougou	11,18	2,70	46,26	1,09	0,29
	Balavé	40,77	15,09	110,13	1,85	1,06

Tableau IX : Valeurs des CL 50 de quelques produits obtenus par la méthode IRAC N°7.

Matière active technique	Souches	CL50 g/l	Limite inférieure	Limite supérieure	Coefficient de Résistance
DELTAPHOS 262	Sensible	0,26	0,13	0,52	-
	Balavé	3,49	2,37	5,15	13
SHERPA 100 EC	Datomo	1,61	0,89	2,90	6,19
	Balavé	4,59	2,94	7,18	-
DECIS 12	Datomo	1,71	0,72	4,06	-
	Sensible	0,51	0,23	1,19	-
	Balavé	1,21	0,49	2,96	2,37
	Datomo	0,41	0,15	1,06	0,8

6-4 RÉSULTATS ET DISCUSSIONS

6-4-1 Application topique

Les résultats de ces tests sont consignés dans le tableau 8. Les tracés des droites de régression dose-mortalité sont représentés par les figures 1,2 et 3 (Annexe 1).

Malheureusement, l'élevage de la souche BK77-09/-RCI-Cot a posé des problèmes. Pour cette raison, aucun test n'a pu être réalisé avec cette souche. Les valeurs concernant cette souche sensible auxquelles nous ferons ici référence proviennent du laboratoire de Bouaké et sont utilisés précisément à titre indicatif.

Ces résultats (Tableau VIII) nous permettent l'évaluation de la résistance à la deltaméthrine en calculant le coefficient de résistance selon la formule suivante :

$$\text{Coefficient de résistance} = \text{D.L50 souche résistante} / \text{D.L50 souche sensible}$$

Helicoverpa armigera ne semble pas présenter la même sensibilité lorsqu'on passe d'une zone à une autre (Datomo (17,2 µg), Balavé (2,31) et Sidéradougou (1,64 µg)).

Le coefficient de résistance des souches d'origine Datomo, Sidéradougou et Balavé varie entre 50 et 373. Ainsi nous avons remarqué que le coefficient de résistance de Datomo (373) est très élevé par rapport à ceux de Balavé et de Sidéradougou qui sont respectivement 50 et 36. À ce propos, Vaissayre (1996) précise que les échecs d'applications au champ ne seront enregistrés que pour les ratios de l'ordre de 100 ou plus. Au regard de ces résultats, nous pouvons dire que la souche de Datomo est plus résistante que celles de Balavé et de Sidéradougou. Les pentes des droites de régression des souches de Sidéradougou et de Balavé sont plus faibles que celle de la souche sensible et reflètent l'hétérogénéité des populations testées sauf à Datomo.

Avec l'endosulfan, le calcul des coefficients de résistance des souches de Balavé et de Sidéradougou donne des valeurs très faibles (0,29 pour Sidéradougou et 1,06 pour Balavé). Nous remarquons alors que ces valeurs sont très proches de sa valeur initiale, cela signifie que les souches de Balavé et de Sidéradougou ne sont pas résistantes à l'endosulfan. Les travaux menés au laboratoire par Martin *et al.* (1993) ont montré une réversion de la sensibilité de *H. armigera* à l'égard des organochlorés après l'abandon de ces matières actives en 1970 pour l'endrine et en 1980 pour l'endosulfan.

6-4-2 Méthode IRAC N°7

Les résultats obtenus avec la méthode IRAC N°7 (Tableau IX) donnent des valeurs des coefficients de résistance faible. Ils varient de 0,8 à 2,37 pour le DECIS et de 6,19 à 13 pour DELTAPHOS 262. Au regard des faibles valeurs des coefficients de résistance obtenues, il

Tableau X : Taux de mortalité observée dans les flacons à 5 µg (1^e et 2^e périodes) et les écarts calculés par rapport à la moyenne.

Régions	Villages	Pourcentage (%) de mortalité des larves			
		1 ^{ère} période	Ecart	2 ^{ème} période	Ecart
Banfora	Gorongo	30	0,0	43	0,0
	Donfora	63	0,0	80	0,0
	Moyenne	30	0,0	43	0,0
Bobo	Samoroguan	57	0,0	29	0,0
	Koro	60	0,0	59	0,0
	Moyenne	57	0,0	29	0,0
Dédougou	Balavé	80	0,0	80	0,0
	Safané	47	0,0	27	0,0
	Moyenne	47	0,0	27	0,0
Houndé	Yaho	97	0,0	100	0,0
	Koumbia	30	0,0	40	0,0
	Moyenne	30	0,0	40	0,0

Tableau XI : Taux de mortalité observée dans les flacons à 30 µg (1^e et 2^e périodes).

Régions	Villages	Pourcentage (%) de mortalité des larves			
		1 ^{ère} période	Ecart	2 ^{ème} période	Ecart
Banfora	Gorongo	67	0,0	93	0,0
	Donfora	97	0,0	100	0,0
	Moyenne	67	0,0	93	0,0
Bobo	Samoroguan	89	0,0	75	0,0
	Koro	77	0,0	89	0,0
	Moyenne	89	0,0	75	0,0
Dédougou	Balavé	90	0,0	90	0,0
	Safané	77	0,0	63	0,0
	Moyenne	77	0,0	63	0,0
Houndé	Yaho	100	+15	97	+13,5
	Koumbia	70	-15	70	-13,5
	Moyenne	85	0,0	83,5	0,0

apparaît qu'aucun des produits testés n'a perdu de son efficacité sur *H. armigera*. Mais, nous remarquons que la souche de Datomo est trois fois plus sensible au DECIS que la souche de Balavé. Par ailleurs, cette même souche est deux fois plus sensible au SHERPA 100 EC et au Deltaphos 262 que la souche de Balavé. De plus, les coefficients de résistance obtenus avec la méthode IRAC N°7 sont plus faibles que ceux obtenus avec la méthode de l'application topique. Ces résultats vont dans le même sens que ceux obtenus par Perrin et Löwer (1994) qui précisent qu'il serait donc intéressant de vérifier si la méthode de l'IRAC est susceptible de mettre en évidence de faible niveau de résistance.

Cependant, ils restent très faibles par rapport aux valeurs qui caractérisent les souches des pays producteurs de coton dans le monde confrontés à ce phénomène. McCafferry *et al.* (1988) obtiennent des coefficients de résistance à la cyperméthrine de 750 en Inde et de 340 en Thaïlande (Lopburi). Au Pakistan, Ahmad *et al.* (1995) obtiennent des coefficients de résistance qui varient de 76 à 168. Les coefficients de résistance de *H. armigera* en Australie varient de 2 à 300 (Gunning *et al.*, 1996).

6-4-3 Vial test

Les résultats sont consignés dans les tableaux X et XI. Nous remarquons sur certains sites que le taux de mortalité dans le tube témoin (flacon vert) est supérieur ou égal à 10 %. Pour le premier pic d'infestation, il s'agit de Donfara, Koro, Balavé et Yaho; pour le deuxième pic d'infestation, on a Donfara, Koro, Balavé. Ce qui rend les résultats témoins de ces villages invalidés.

Le test des larves placées dans les flacons imprégnés est sans doute le moins précis ; mais ce test à l'avantage de pouvoir être utilisé sur le terrain sur un grand nombre de larves. Au regard de ces résultats, on observe chez les individus constituant les premières et dernières générations de *Helicoverpa armigera* toutes régions confondues, une perte de sensibilité significative vis-à-vis de la cyperméthrine par rapport à la souche sensible de référence. Cette baisse apparaît assez importante chez les individus constituant les populations de fin de campagne. En effet, le taux mortalité qui varient de 30 % à 57 % pour les larves de juillet contre 100 % pour la souche sensible, se situent entre 29 et 43 % pour les populations de fin de campagne. Ce qui indiquerait l'existence d'un taux faible de résistance dans les souches de terrain.

Rappelons que la dose de 30 µg de cyperméthrine utilisée dans le cadre de l'enquête IRAC permet d'obtenir 50 à 90 % de mortalité dans une population moyennement résistante. En effet, l'utilisation des flacons imprégnés à cette dose permet d'obtenir des taux de mortalité variant entre 67 et 89 % dans les populations testées à travers les différentes régions en juillet. Ce qui indiquerait l'existence d'un taux important de *H. armigera* moyennement résistants (1 à 23 %).

Dans les populations de fin de campagne, les faibles taux de mortalité sont observés à Balavé et à Dédougou. Dans la région de Banfora, les tests n'ont pas permis de détecter les individus moyennement résistants dans les populations de fin de campagne. *Helicoverpa armigera* a donc développé une résistance remarquable bien au dessus de la moyenne vis-à-vis de cyperméthrine. Cette évolution peut s'expliquer par la présence de pression de sélection des pyréthrinoïdes due à l'utilisation prolongée de cyperméthrine sur plusieurs années dans les zones cotonnières du Burkina Faso.

CHAPITRE 7 : STRATEGIE DE GESTION DE LA RESISTANCE

7-1 INTRODUCTION

Malgré les programmes ambitieux d'accroissement de la production cotonnière dans la plupart des pays d'Asie, d'Amérique Latine et d'Afrique, il apparaît qu'il sera de plus en plus difficile d'y maintenir à moyen terme les niveaux actuels de la production. En effet, des problèmes de résistance aux produits sont apparus dans les zones des cultures. Cependant dans la gestion de la résistance aux insecticides, la recherche vise désormais l'utilisation en alternance ou en association de produits insecticides offrant des faibles synergies entre eux.

7-2 MATÉRIELS ET MÉTHODES

7-2-1 Programme fenêtre en milieu contrôlé

Nous avons utilisé du Callifor 500 à la dose de 3 l/ha pour désherber. Nous avons mis cinq (5) à six (6) graines de coton par poquet. Elles sont auparavant traitées avec du calthio. Au démariage, nous laissons deux plants par poquet. La dose d'engrais utilisée est de 200 kg/ha (22-14-13-4,5-0,75) de NPKSB.

L'essai de Boni a été conduit avec la FK 290, une variété locale de cotonnier. À Farako-Bâ, les deux essais ont été conduits avec la variété L441-15.

7-2-1-1 DISPOSITIF EXPERIMENTAL

Le dispositif expérimental utilisé est constitué par des blocs de Fisher à six répétitions.

À Boni, la parcelle élémentaire compte 12 lignes de 15 m, avec 0,75 m entre les lignes.

Les objets comparés sont les suivants pour le premier essai :

.A= endosulfan (PHASER) puis lambda-profénophos	700 g/ha-12-200 g/ha
.B= endosulfan (CALLISULFAN) puis lambda-profénophos	700 g/ha-12-200 g/ha
.C= endosulfan (Caïman) puis lambda-profénophos	700 g/ha-12-200 g/ha
.D= endosulfan (Thiofanex) puis lambda-profénophos	700 g/ha-12-200 g/ha
.E= lambda-dacyhalothrine-profénophos	12-200 g/ha

Tableau XII : Programme de traitements insecticides dans le 1^{er} essai.

Objets	Produits	Doses
A	PHASER 350 EC aux premiers traitements puis COTALM P 212 EC aux derniers traitements	89 cc 44,5 cc
B	CALLISULFAN aux premiers traitements puis COTALM P 212 EC aux derniers traitements	89 cc 44,5 cc
C	CAIMAN aux premiers traitements puis COTALM P 212 EC aux derniers traitements	89 cc 44,5 cc
D	THIOFANEX aux premiers traitements puis COTALM P 212 EC aux derniers traitements	89 cc 44,5 cc
E	COTALM P 212 EC à tous les traitements	44,5 cc

À Farako-Bâ, pour les deux essais, la parcelle élémentaire compte 8 lignes de 15 m avec 0,80 m entre les lignes.

Les objets comparés sont les suivants pour le second essai :

.A= endosulfan puis lambda-profénophos	700 g/ha-12-200 g/ha
.B= profénophos puis lambda-profénophos	750 g/ha-12-200 g/ha
.C= thiodicarb puis lambda-profénophos	750 g/ha-12-200 g/ha
.D= indoxacarb puis lambda-profénophos	25 g/ha-12-200 g/ha
.E= spinosyne puis lambdacyhalothrine-profénophos	48g/ha-12-200 g/ha
.F= lambdacyhalothrine-profénophos	12-200 g/ha

Les objets comparés sont les suivants pour le troisième essai :

.A= lambda-profénophos puis cyperméthrine-endosulfan	12-200 g/ha - 36-500 g/ha
.B= lambda-proféno puis deltaméthrine-endosulfan	12-200 g/ha - 10-500 g/ha
.C= lambda- profénophos puis bifenthrine-isoxathion	12-200 g/ha - 30-250 g/ha
.D= lambda-profénophos	12-200 g/ha
.E= Non traité	-

7-2-1-2 RELISATION DES TRAITEMENTS

Les traitements sont réalisés avec l'appareil à dos de marque TECNOMA à pression entretenue équipé de rampe horizontale à quatre buses permettant de traiter simultanément deux lignes de cotonniers avec 100 l de bouillie par hectare. Afin de réduire les erreurs lors de l'épandage, un double passage est effectué au niveau de tous les objets.

L'application est effectuée sur les six lignes centrales par parcelle élémentaire. Les applications sont réalisées selon le programme de traitements vulgarisé (six applications tous les 14 jours à partir de 50 jours après levée).

Pour le premier essai, les deux premiers traitements sont réalisés avec l'endosulfan et les trois derniers traitements avec l'association lambdacyhalothrine- profénophos (COTALM P 212 EC) (Tableau XII).

Tableau XIII : Programme de traitements insecticides dans le 2^{ème} essai.

Objets	Produits	Doses
A	PHASER 350 EC aux premiers traitements puis	63,3 cc
	COTALM P 212 EC aux derniers traitements	31,3 cc
B	CALFOS 373 EC aux deux premiers traitements puis	63,3 cc
	COTALM P 212 EC aux derniers traitements	31,7 cc
C	LARVIN 375 SC aux deux premiers traitements puis	63,3 cc
	COTALM P 212 EC aux derniers traitements	31,7 cc
D	AVAUNT (MP062) 15% SC aux deux premiers traitements puis	5,3 cc
	COTALM P 212 EC aux derniers traitements	31,7 cc
E	XDE 105 aux deux premiers traitements puis	3,4 cc
	COTALM P 212 EC aux derniers traitements	31,7 cc
F	COTALM P 212 EC à tous les traitements	31,7 cc

Tableau XIV : Programme de traitements insecticides dans le 3^{ème} essai.

Objets	Produits	Doses
A	COTALM P 212 EC aux deux premiers traitements puis	31,7 cc
	ROCKY C 24/333 EC aux trois derniers traitements	47,5 cc
B	COTALM P 212 EC aux deux premiers traitements puis	31,7 cc
	DECISDAN 510 EC aux trois derniers traitements	31,7 cc
C	COTALM P 212 EC aux deux premiers traitements puis	31,7 cc
	TALSTAR K 180 EC aux trois derniers traitements	31,7 cc
D	COTALM P 212 EC à tous les traitements	31,7 cc
E	Non traité	-

Pour le 2^{ème} essai, les deux premiers traitements sont réalisés avec l'endosulfan (PHASER), le profenophos (CALFOS), le thiodicarb (LARVIN), la spinosyne (MP062) ou l'indoxacarb (XDE 105) et les derniers avec l'association lambdacyhalothrine-profénophos (COTALM P 212 EC) (Tableau XIII).

Pour le 3^{ème} essai, les trois premiers traitements sont réalisés avec le COTALM P 212 EC et les trois derniers avec l'une des trois associations suivantes : cyperméthrine-endosulfan (ROCKY), deltaméthrine-endosulfan (DECIDAN), et bifenthrine-isoxathion (TALTSAR) (Tableau XIV).

7-2-1-3 OBSERVATIONS REALISEES

Afin d'évaluer l'impact de cette molécule sur les déprédateurs, les observations suivantes ont été réalisées au niveau de tous les trois essais :

L'analyse de l'abscission (organes fructifères tombés) portait sur une ligne par parcelle, trois fois par semaine. Nous avons compté les organes sains et percés, nous avons fait la différenciation des boutons floraux et capsules et nous avons procédé à l'identification et au comptage des chenilles trouvées ;

L'analyse sanitaire des capsules mûres portait sur une ligne par parcelle élémentaire. Nous avons compté le nombre de capsules saines, percées, piquées pourries, pourries, momifiées.

Nous avons estimé les rendements après récolte des trois lignes centrales par parcelle élémentaire.

7-2-2 Programme fenêtre en milieu paysan

Les écartements sont de 80 cm entre les lignes et 40 cm sur les lignes. Au démariage, nous laissons deux plants par poquet. La dose d'engrais est de 200 kg/ha (22-14-13-4,5-0,75) de NPKSB.

Les variétés utilisées sont : FK 290 (troisième multiplication) et FK 290 (quatrième multiplication).

Tableau XV : Programme fenêtre de début de cycle.

Sites	Nom commercial	Matière active	Doses/ha	Nombre de Producteurs
Oury	CALFOS 375 EC	Profenofos	750 g	10
Dah	CALFOS 375 EC			10
Moukouna	CALFOS 375 EC			10
Koumana	CALFOS 375 EC			10
Nemena	XDE 105	Spinosyne	48 g	9
Ziga				9
Safané	MP062	Indoxacarb	25 g	10
Sodien				10
Datomo	PHASER	Endosulfan	700 g	10
Bona	CAÏMAN			10

Tableau XVI : Programme fenêtre de fin de cycle

Sites	Nom commercial	Matière active	Doses/ha	Nombre de Producteurs
Badinga	ROCKY C 24/333	Cyperméthrine + Endosulfan	36/500	7
Yasso	ROCKY C 24/333			7
Kaho	TALSTAR 180 EC	Bifenthrine + Isoxathion	30/250	10
Yaho				10
Sallé	DECISDAN 510	Deltaméthrine + Endosulfan	10/500	10
Mawana	EC.			10

7-2-2-1 DISPOSITIF EXPERIMENTAL

Tous les essais en milieu réel ont été réalisés suivant un dispositif "d'essai couple" à dix répétitions.

Les objets comparés sont les suivants :

A = Programme fenêtre (innovation)

B = Programme classique

Les deux parcelles d'un demi-hectare chacune sont impérativement semées le même jour.

7-2-2-2 PROGRAMME FENETRE EN DEBUT DE CYCLE

Cette étude a pour but de tester en milieu paysan des programmes de protection dans lesquels les premiers traitements d'un programme sur calendrier sont réalisés avec des matières actives appartenant à des familles chimiques autre que les pyréthriinoïdes.

Le tableau XV indique les sites d'implantation des essais.

7-2-2-3 PROGRAMME FENETRE EN FIN DE CYCLE

L'objectif de cette étude est de tester en milieu réel des programmes de protection dans lesquels les derniers traitements d'un programme sur calendrier sont réalisés avec des associations de matières actives particulièrement efficaces sur *H. armigera*.

Le Tableau XVI indique les sites d'implantation des essais et les produits.

Tableau XVII: Programme fenêtre renforcé sur seuil.

Sites	Nom commercial	Matière active	Doses/ha	Nombre de traitements Sur seuil	Nombre de Producteurs
Dawera	MP062	Indoxacarb	25 g	2	10
Faramana				1	10
Wero	CAIMAN	Endosulfan	700 g	3	10
Karna	ROCKY 350 EC	Endosulfan	700 g	1	9
Sana	ROCKY 350 EC			1	10

7-2-2-4 PROGRAMME FENETRE RENFORCE SUR SEUIL

L'objectif de cette étude est de tester en milieu réel des programmes de protection dans lesquels entre deux traitements calendaires, un traitement supplémentaire avec un produit alternatif est réalisé si le seuil fixé pour *H. armigera* est atteint.

Les sites d'implantation des essais et les produits sont présentés dans le Tableau XVII.

7-2-2-5 REALISATION DES TRAITEMENTS

Les traitements sont réalisés sur toutes les deux parcelles avec le pulvérisateur TBV disponible chez le producteur : cinq litres de bouillie d'insecticides pour 0,5 hectare.

Les traitements calendaires se déclenchent à partir du 30^{ème} jour après semis (jas) et sont réalisés tous les 14 jours.

Pour le programme renforcé sur seuil, les traitements calendaires se déclenchent à partir du 30^{ème} jour après semis et sont réalisés tous les 14 jours si le seuil de 3 chenilles n'est pas atteint au comptage de sept jours après le dernier traitement. À l'observation, si le seuil de trois chenilles est atteint sur 30 plants, nous traitons avec le produit en innovation la parcelle A uniquement. Lorsqu'il est nécessaire de traiter la parcelle, nous traitons obligatoirement la parcelle B avec le produit vulgarisé. La semaine suivante, si le seuil n'est pas atteint sur la parcelle A, on ne réalise aucun traitement même si le seuil est atteint dans la parcelle B.

7-2-2-6 OBSERVATIONS EFFECTUEES

Nous avons compté les chenilles des capsules (*H. armigera*, *D. watersi*, *E. biflaga*, *E. insulana*) sur 30 plants une fois par semaine à partir du 29^{ème} jours après semis. Ce comptage est réalisé sur les deux parcelles (A et B).

Nous avons récolté du coton graine sur un carré de 20 m de côté par parcelle (400 m²).

7-2-2-7 METHODE D'ANALYSE DES RESULTATS

Une analyse de variance (ANOVA) est pratiquée avec les variables indiquées ci-dessous lorsqu'elle est possible. Certaines données nécessitent parfois une transformation préalable avant analyse ($V(x+1)$, $\log(x+1)$, $\arcsin = \text{Bliss}$).

Un test F est réalisé et lorsque des différences sont observées entre les moyennes, celles-ci sont classées à l'aide du test de Duncan aux seuils de 1 et 5 % ou parfois 10 %. Le ou les objets auxquels est attribuée la lettre "a" sont, pour toutes les analyses, ceux présentant le plus d'intérêt (logiciel STATENTO du CIRAD).

Les conventions d'écriture ci-dessous ont été utilisées dans les Tableaux :

CHE_TOT	=	Nombre total de chenilles carpophages ;
CAP_TOT	=	Nombre total de capsules mûres ;
CAP_SAI (%)	=	% capsules mûres saines ;
CAP_PER (%)	=	% capsules mûres percées ;
ORG_TOT	=	Nombre total d'organes ;
ORG_PER	=	Nombre d'organes percés ;
POU_TOT (%)	=	% capsules totales pourries ;
COT_JAU (%)	=	% coton jaune ;
COT_TOT (Kg/ha)	=	Estimation du rendement en coton graine.

Tableau XVIII : Résultats biologiques (shedding) : 1^{er} essai.

	29/08/1998				01/09/1998			
	CAP-TOT Nbre/are	CAP-PER %	ORG-TOT Nbre/are	ORG-PER %	CAP-TOT Nbre/are	CAP-PER %	ORG-TOT Nbre/are	ORG-PER %
PHASER	40	0,0	41	0,0	61	0,6	53	0,7
CALLISULFAN	40	0,5	40	2,8	55	0,0	59	0,0
CAÏMAN	36	0,0	39	0,0	53	0,5	56	0,5
THIOFANEX	56	0,0	58	0,0	55	0,0	54	0,0
Classique	41	0,5	43	4,4	56	0,0	63	1,9

Tableau XIX : Résultats biologiques : analyse du shedding sur la période du 21/07-05/08 ; 1^{er} essai.

	Analyse du shedding du 21/07 au 05/08				
	CAP-TOT Nbre/are	CAP-PER %	ORG-TOT Nbre/are	ORG-PER %	CHE-TOT Nbre/are
PHASER	101	3,0	161	11,0	1
CALLISULFAN	80	3,1	155	19,2	0
CAÏMAN	90	1,8	143	16,1	1
THIOFANEX	131	1,9	196	16,2	0
Classique	127	3,1	210	22,1	1

Tableau XX : Résultats biologiques, analyse sanitaire à maturité et rendements : 1^{er} essai.

	Analyse du shedding			Analyse sanitaire à maturité			Récolte	
	ORG-TOT Nbre/Ar e	ORG-PER Nbre/Ar e	CHE-TOT Nbre/Ar e	CAP-TOT Nbre/Ar e	CAP-SAI %	CAP-PER %	COT-JAU %	COT-TOT Kg/ha
PHASER	960	91	4	5213	59,8	0,2	8,4	1513
CALLISULFAN	886	53	0	4538	66,6	0,1	6,9	1193
CAÏMAN	927	52	1	5391	62,2	0,3	6,4	1340
THIOFANEX	970	59	0	5222	58,6	0,2	11,6	1318
Classique	1039	91	1	4764	61,5	0,1	5,6	1270

Tableau XXI : Résultats biologiques (shedding) : 2^{ème} essai.

	9/10				12/10			
	CAP-TOT Nbre/are	CAP- PER %	HELI-AR Nbre/are	CHE-TOT Nbre/are	CAP- TOT Nbre/are	CAP- PER %	HELI- AR Nbre/are	CHE- TOT Nbre/ are
endosulfan	107	6,7 a	0	0	247	9,6	1	1
profénophos	71	6,0 a	0	0	182	13,6	2	2
thiodicarb	136	14,8 ab	0	0	238	10,3	0	0
indoxacarb	89	15,9 ab	0	1	211	8,7	1	2
spinosyne	127	6,6 a	0	0	157	10,9	1	1
Cotalm	122	19,2 b	1	1	225	17,3	1	1

Tableau XXII : Résultats biologiques : analyse du shedding sur la période 26/08-09/09 ; 2^{ème} essai.

	Analyse du shedding du 26/08 au 09/09				
	CAP-TOT Nbre/are	CAP- PER %	ORG- TOT Nbre/are	ORG- PER %	CHE- TOT Nbre/are
endosulfan	90	6,8	275	24,4	4
profénophos	61	10,0	225	24,1	3
thiodicarb	53	7,3	200	31,3	1
indoxacarb	72	26,1	288	29,0	3
spinosyne	71	14,4	261	24,2	3
Cotalm	52	7,3	182	29,8	2

Tableau XXIII : Résultats biologiques, analyse sanitaire à maturité et rendements : 2^{ème} essai.

	Analyse du shedding			Analyse sanitaire à maturité				Récolte Kg/ha
	ORG- TOT Nbre/Are	ORG- PER %	CHE-TOT Nbre/Are	CAP-TOT Nbre/Are	CAP- SAI %	CAP- PER %	COT- JAU %	
Endosulfan	3726	12,8 a	35	4312 a	72,8	11,7 ab	8,0	1360
Profenophos	2889	14,3 ab	29	2968 c	68,6	15,7 bc	11,0	1094
Thiodicarb	3288	17,9 b	36	3748 ab	69,9	14,3 bc	10,0	1177
Indoxacarb	3328	15,0 ab	45	3347 bc	67,9	17,2 c	10,6	1304
Spinosyne	3325	11,7 a	25	4228 a	74,2	9,6 a	13,2	1252
COTALM	3182	17,2 b	49	3448 bc	72,8	13,2 abc	9,5	1108

7-3 RÉSULTATS

7-3-1 Programme fenêtre en milieu contrôlé

Au niveau de la ferme semencière de Boni tout comme à la Station de Farako-Bâ, les périodes de fortes infestations des différents ravageurs du cotonnier ont été relevées sur les parcelles non traitées où les observations de ces déprédateurs sont réalisées une fois par semaine. Cela a permis de faire des analyses de dégâts et des populations de ces ravageurs au niveau des différents objets en comparaison pendant leur période de pullulation.

7-3-1-1 PROGRAMME FENETRE EN DEBUT DE CYCLE

L'analyse ponctuelle (Tableau XVIII) sur période d'infestations ne révèle pas de différence significative entre les objets en comparaison au niveau des organes tombés.

Sur la période de traitements fenêtre (Tableau XIX), il n'y a aucune différence significative entre les objets en comparaison au niveau des organes tombés.

L'analyse globale (Tableau XX) du shedding ne diffère pas statistiquement entre les objets comparés.

L'analyse sanitaire à maturité et à la récolte ne montre aucune différence significative entre les différents objets.

En somme, tous les endosulfans étudiés sont équivalents dans les différentes analyses effectuées.

L'analyse ponctuelle (Tableau XXI) fait ressortir une équivalence entre les différents objets en traitements fenêtres au niveau du taux de capsules percées le 9/10.

Sur la période de traitements fenêtres (Tableau XXII), on n'observe pas de différence significative entre les objets en comparaison au seuil de 1 %, 5 % et 10 %.

L'analyse globale (Tableau XXIII) du shedding montre que le thiodicarb et la référence sont moins performants avec respectivement un taux d'attaque de 17,9 et 17,2 %. Nous pouvons toutefois remarquer que l'endosulfan et la spinosyne avec un taux d'attaque de 12,8 et 11,7 % ont tendance à se montrer plus performants.

À l'analyse des organes mûrs, l'endosulfan, le thiodicarb et la spinosyne se sont montrés meilleurs aux autres au niveau du nombre total de capsules. Le profénophos reste en retrait.

Au niveau du taux de capsules percées, l'indoxacarb est en retrait par rapport aux autres traitements tandis que l'endosulfan, la spinosyne et la référence y sont plus performants. Nous pouvons toutefois remarquer que le pourcentage des organes troués est comparable à celui des capsules attaquées en cours de la campagne (12,8 à 17,9 contre 11,7 à 17,8), mais l'impact des attaques n'est pas ressorti au niveau de la qualité du coton.

À la récolte, il n'y a pas de différence significative entre les objets comparés. Toutefois, l'endosulfan avec un rendement de 1360 kg a tendance à se montrer meilleur.

Tableau XXIV : Résultats biologiques (shedding, 2^{ème} essai)

	08/10				10/10			
	CAP-TOT Nbre/Are	CAP- PER %	HELI- AR Nbre/Ar e	CHE- TOT Nbre/Are	CAP- TOT Nbre/Are	CAP-PER %	HELI- AR Nbre/Ar e	CHE-- TOT Nbre/A re
Cyper-endo	177	0,6 a	0	0	338	2,3 a	0 a	2 a
Delta-endo	226	5,6 b	0	0	360	7,7 ab	1 a	4 ab
Bifent-isoxat	204	12,7 bc	2	2	308	18,1 bc	10 b	17 bc
Lambda-proféno	178	bc	0	0	348	13,1 bc	1 a	3 ab
Non traité	221	8,1 bc 17,2 c	1	2	415	21,6 c	15 b	29 c

Tableau XXV : Résultats biologiques : analyse du shedding sur la période 19/09-31/10 ; 3^{ème} essai.

	Analyse du shedding du 19/09 au 31/10				
	CAP-TOT Nbre/are	CAP- PER %	ORG- TOT Nbre/are	ORG- PER %	CHE-TOT Nbre/are
Cyper-endo	2509	6,4 a	2917	8,4 a	24 a
Delta-endo	3033	8,3 a	3421	9,2 a	32 ab
bifent-isoxat	2926	13,4 b	3468	15,5 b	70 cd
lambda-proféno	2680	13,5 b	3147	14,8 b	53 bc
Non traité	2723	20,5 c	3291	26,2 c	97 d

Tableau XXVI : Résultats biologiques, analyse sanitaire à maturité et rendements : 3^{ème} essai.

	Analyse du shedding			Analyse sanitaire à maturité			Récolte	
	ORG- TOT Nbre/Ar e	ORG- PER Nbre/Are	CHE- TOT Nbre/Ar e	CAP- TOT Nbre/Are	CAP- SAI %	CAP- PER %	COT- JAU %	COT- TOT Kg/ha
Cyper-endo	3450	9,5 a	25 a	3788	74,1 a	10,7 a	8,1 ab	1415 abc
Delta-endo	4129	10,0 a	42 ab	4424	75,9 a	10,4 a	6,6 a	1746 a
Bifent-isoxat	4017	15,2 b	74 bc	4455	70,6 a	16,6 b	9,6 b	1558 ab
Lambda-proféno	3670	15,7 b	59 b	4206	72,5 a	12,2 a	6,7 a	1360 bc
Non traité	3912	27,0 c	117 c	4174	64,5 b	21,4 c	13,0 c	1167 c

7-3-1-2 PROGRAMME FENETRE EN FIN DE CYCLE

L'analyse ponctuelle (Tableau XXIV) des organes tombés indique que l'association cyperméthrine-endosulfan est plus performante que les autres traitements au niveau du taux de capsules percées le 8/10. Le 10/10, les associations cyperméthrine-endosulfan et deltaméthrine-endosulfan sont équivalentes au niveau du taux de capsules percées ; il y a une équivalence entre la référence et les objets contenant l'endosulfan au niveau du nombre de larves de *H. armigera* et du nombre total de chenilles carpophages .

Sur la période des traitements avec les produits en innovation (Tableau XXV), on observe une supériorité des objets contenant l'endosulfan par rapport aux autres objets au niveau des taux de capsules percées, d'organes percés et du nombre de chenilles carpophages.

L'analyse des organes tombés (Tableau XXVI) fait ressortir une différence significative en faveur des associations contenant l'endosulfan au niveau des organes percés, du taux de capsules percées, du nombre de chenilles carpophages.

Nous pouvons faire remarquer néanmoins que les associations cyperméthrine-endosulfan et deltaméthrine-endosulfan montrent respectivement un taux d'organes percés de 9,5 et 10,0 sont les meilleurs.

En ce qui concerne l'analyse sanitaire à maturité (Tableau XXVI), les différents traitements sont équivalents entre eux et supérieurs au témoin au niveau du taux de capsules saines. Au niveau du taux de capsules percées, l'association bifenthrine-isoxathion s'est montrée plus performante que les autres traitements qui restent néanmoins supérieurs au témoin. Il en est de même au niveau du taux de coton jaune.

A la récolte (Tableau XXVI), les différents objets en comparaison sont équivalents et supérieurs au témoin.

Tableau XXVII : Analyses statistiques des programmes fenêtres de début de cycle ; profénophos.

	Moukouna		Koumana	
	Chenilles carpophages Nbre/ha	Poids total coton Kg/ha	Chenilles carpophages Nbre/ha	Poids total coton Kg/ha
Innovation	127708,3	241	29583	740
Classique	128333,3	301	30417	783

Tableau XXVIII : Analyses statistiques des programmes de début de cycle ; profénophos.

	Dah		Oury	
	Chenilles carpophages Nbre/ha	Poids total coton Kg/ha	Chenilles carpophages Nbre/ha	Poids total coton Kg/ha
Innovation	70625	703	68542	1153
Classique	61666,7	590	62917	1030

Tableau XXIX: Analyses statistiques des programmes fenêtres de début de cycle ; indoxacarb.

	Safané		Sodien	
	Chenilles carpophages Nbre/ha	Poids total coton Kg/ha	Chenilles carpophages Nbre/ha	Poids total coton Kg/ha
Innovation	41666,7	630	56042	653
Classique	46458,3	703	61458	658

7-3-2 Programme fenêtre en milieu paysan

Nous observons de façon générale un nombre élevé de chenilles à l'hectare. Le plus faible nombre est de 19375 larves /ha observées à Datomo sur la parcelle en innovation, le plus grand nombre étant 128333 larves/ha en parcelle classique à Moukouna. Il est à noter que les travaux réalisés au Burkina par Nibouche (1994) fixe le seuil d'intervention à 10000 larves/ha.

7-3-2-1 PROGRAMME FENETRE EN DEBUT DE CYCLE

a) Application du profénophos

L'essai a été conduit sur deux sites et dans quatre villages différents.

Moukouna et Koumana

Il n'y a pas de différence significative entre les deux objets, que ce soit au niveau du nombre total de chenilles carpophages à l'hectare qu'au niveau du rendement coton graine dans tous les deux villages. À Moukouna, on a observé des rendements très bas sur les deux objets n'atteignant pas 500kg/ha. On y observe le plus grand nombre de chenilles (Tableau XXVII).

Dah et Oury

Nous n'observons pas de différence significative entre les objets en comparaison aussi bien au niveau des chenilles carpophages que sur le plan des rendements de coton graine (Tableau XXVIII).

b) Application de l'indoxacarb

L'essai a été conduit dans deux villages différents (Safané et Sodien) sur un site. Il n'y a pas de différence significative entre les objets (Tableau XXIX). Toutefois, une différence arithmétique est notée entre le nombre des larves carpophages à l'hectare en faveur des parcelles en innovation.

Tableau XXX : Analyses statistiques des programmes fenêtres de début de cycle ; spinosyne.

	Ziga		Nemena	
	Chenilles carpophages Nbre/ha	Poids total coton Kg/ha	Chenilles carpophages Nbre/ha	Poids total coton Kg/ha
Innovation	31250	455	112500 b	183
Classique	28125	495	72708 a	221

Tableau XXXI : Analyses statistiques des programmes fenêtres de début de cycle ; endosulfan.

	Datomo		Bonan	
	Chenilles carpophages Nbre/ha	Poids total coton Kg/ha	Chenilles carpophages Nbre/ha	Poids total coton Kg/ha
Innovation	19375 a	1178 a	41458 a	735
Classique	32500 b	990 b	62500 b	756

Tableau XXXII : Analyses statistiques des programmes fenêtres sur seuil ; endosulfan.

	Karna		Sana		Wéro	
	Chenilles carpophages Nbre/ha	Poids total coton Kg/ha	Chenilles carpophages Nbre/ha	Poids total coton Kg/ha	Chenilles carpophages Nbre/ha	Poids total coton Kg/ha
Innovation	23842,6	1303 a	27292	1068 a	40000 a	888 a
Classique	24074,1	1156 b	24375	894 b	49792 b	728 b

Tableau XXXIII : Analyses statistiques des programmes fenêtres renforcés sur seuil :
indoxacarb.

	Faramana		Dawera	
	Chenilles carpophages Nbre/ha	Poids total coton Kg/ha	Chenilles carpophages Nbre/ha	Poids total coton Kg/ha
Innovation	35000 b	1783	36042 b	870 b
Classique	30312,5 a	1743	23750 a	1063 a

c) Application de spinosyne

L'essai est réalisé sur un site et dans deux villages (Ziga et Nemena). À Ziga, il n'y a pas de différence significative entre les deux éléments en comparaison aussi bien au niveau du rendement coton graine que du nombre de chenilles carpophages (Tableau XXX). À Nemena, au niveau du nombre de chenilles carpophages à l'hectare, le traitement classique s'est révélé supérieur à l'innovation. Mais au niveau des rendements coton graine qui sont du reste très faible (<250 Kg/ha), nous ne notons aucune différence significative.

d) Application de l'endosulfan

Le test a été conduit dans deux villages distincts (Datomo et Bonan) sur un site. Dans tous les deux villages, l'endosulfan a montré un effet significatif par la réduction du nombre de chenilles carpophages à l'hectare (Tableau XXXI). Pour ce qui est des rendements coton graine, une différence significative se dégage en faveur de l'innovation sur le site de Datomo. À Bonan, il n'y a aucune différence significative.

7-3-2-2 PROGRAMME FENETRE RENFORCE SUR SEUIL

a) Application de l'endosulfan

L'essai a été conduit dans trois villages sur deux sites différents: Wéro, Karna et Sana. Les résultats obtenus sont comme suit :

Dans tous les trois villages, une différence significative se dégage en faveur de l'innovation au niveau du rendement en coton graine. À Karna et Sana, nous n'observons aucune différence significative entre les deux objets au niveau du nombre de chenilles carpophages à l'hectare (Tableau XXXII). Par contre à Wéro, l'endosulfan se révèle supérieur au traitement classique dans le comptage du nombre de chenilles à l'hectare.

b) Application de l'indoxacarb

Avec cet insecticide, l'essai a été mené sur un site réalisé dans deux villages (Faramana et Dawera). À Faramana comme à Dawera, le traitement classique s'est montré supérieur à l'innovation au niveau du nombre de chenilles carpophages à l'hectare. À Dawera, cette différence statistique observée au niveau du nombre de chenilles se retrouve également au niveau du rendement en coton graine où la référence est supérieure à l'innovation (Tableau XXXIII).

Tableau XXXIV : Analyses statistiques des programmes fenêtres de fin de cycle ; deltaméthrine-endosulfan.

	Sallé		Mahouana	
	Chenilles carpophages Nbre/ha	Poids total coton Kg/ha	Chenilles carpophages Nbre/ha	Poids total coton Kg/ha
Innovation	53958,3 a	1073 a	46094 a	1586 a
Classique	65833,3 b	879 b	67188 b	1289 b

Tableau XXXV : Analyses statistiques des programmes fenêtres de fin de cycle ; bifenthrine-isoxathion.

	Kaho		Yaho	
	Chenilles carpophages Nbre/ha	Poids total coton Kg/ha	Chenilles carpophages Nbre/ha	Poids total coton Kg/ha
Innovation	42292	951	81875 a	520
Classique	38750	971	93958 b	523

Tableau XXXVI : Analyses statistiques des programmes fenêtres de fin de cycle ; cyperméthrine- endosulfan.

	Yasso		Badinga	
	Chenilles carpophages Nbre/ha	Poids total coton Kg/ha	Chenilles carpophages Nbre/ha	Poids total coton Kg/ha
Innovation	66369	1267 a	38393 a	939 a
Classique	63988	1010 b	67560 b	821 b

7-3-2-3 PROGRAMME FENETRE EN FIN DE CYCLE

a) Application de deltaméthrine-endosulfan

L'essai a été conduit sur un site réalisé dans deux villages (Sallé et Mahouana). Dans les deux villages, aussi bien pour ce qui est du nombre des chenilles carpophages à l'hectare que du rendement coton graine, le traitement en innovation s'est montré plus performant que le programme classique (Tableau XXIV).

b) Application de bifenthrine-isoxathion

Le test a été mené sur un site dans deux villages (Kaho et Yaho). Les résultats statistiques dans les deux villages montrent qu'il n'y a pas de différence significative pour ce qui est des deux objets en comparaison tant au niveau du nombre de chenilles carpophages à l'hectare que des rendements coton graine (Tableau XXXV). Par contre à Yaho, on observe une différence significative en faveur de l'innovation au niveau du nombre de chenilles à l'hectare.

c) Application de cyperméthrine-endosulfan

Cet insecticide est également testé sur un site dans deux villages (Yasso et Badinga). Dans les deux villages, le traitement en innovation s'est montré plus efficace que le traitement classique au niveau du rendement en coton graine. Il en est de même pour les chenilles carpophages à Badinga. À Yasso, il n'y a pas de différence significative pour ce qui du nombre de chenilles carpophages (Tableau XXXVI).

7-4 DISCUSSIONS

7-4-1 Programme fenêtre en début de campagne

En milieu contrôlé, au niveau de l'essai 1 les endosulfans sont équivalents entre eux. Cela s'explique par le fait que les sites et les mécanismes d'action étant supposés les mêmes pour tous les endosulfans et par conséquent ils ont les mêmes activités biologiques sur les chenilles carpophages.

Pour l'essai 2 les rendements et l'analyse sanitaire à la récolte confirment les observations phytosanitaires réalisées en cours de la campagne. Ainsi, les meilleurs rendements sont obtenus avec l'endosulfan et la spinosyne.

La suppression de pyréthrinoïdes ne semble pas affecter la production même lorsque les pertes en abscission parasitaire ont été assez importantes. Ceci peut être dû aux phénomènes de compensation qui, grâce à la bonne pluviométrie, ont pu neutraliser ces pertes. Les travaux de Cadou (1982) ont montré que les attaques des chenilles se traduisent par une réaction d'abscission des boutons floraux, la plante n'effectuant la compensation complète que pour les attaques les plus précoces.

Les essais multilocaux conduits en milieu réel ont l'avantage de subir les attaques de parasites variés permettant de tester les programmes sous différentes contraintes. En effet, l'endosulfan utilisé en grandes superficies en milieu réel, a vu ses qualités confirmées pour le contrôle des ravageurs du cotonnier. Cependant le rendement en milieu paysan est médiocre par rapport à celui du milieu contrôlé. Ce faible rendement n'est pas à attribuer seulement au parasitisme mais aussi au semis tardif et à la mauvaise qualité du terrain réservé aux essais. Les résultats de toutes ces expériences montrent qu'un programme dans lequel l'endosulfan est utilisé en début de campagne permet d'obtenir une efficacité supérieure à celle des programmes vulgarisés. Il est d'autant plus intéressant qu'il permet un gain de rendement.

Différentes hypothèses peuvent être avancées pour expliquer l'efficacité de ce produit: Les chenilles carpophages n'ont pas développé une résistance vis-à-vis de l'endosulfan et de ce fait il permet de casser très tôt le niveau de résistance et de réduire la pression de sélection.

Par ailleurs, il a l'avantage d'épargner une partie de la faune auxiliaire permettant ainsi l'installation des prédateurs sur la culture au moment du développement des infestations de pucerons, d'acariens et de thrips.

Ensuite, il y a peu de risque d'une résistance croisée car l'endosulfan comme tous les cyclodiènes a un site d'action ainsi que les processus de détoxification très différents des pyréthrinoïdes (Martin *et al.*, 1999).

Enfin, l'endosulfan, en agissant sur le système nerveux pourrait affaiblir la chenille et créer un stress physiologique qui facilitera le développement de certaines maladies infectieuses, virales ou bactériennes (Aspirot et Menozzi, 1985).

Concernant les autres matières actives, on peut noter l'absence de différence entre la référence et les programmes fenêtre à base de Spinozyne. Cette matière active pourrait donc être une alternative sérieuse au même titre que l'endosulfan.

7-4-2 Programme fenêtre en fin de campagne

Les résultats des expérimentations en milieu contrôlé comme en milieu réel ont montré que les associations cyperméthrine-endosulfan et deltaméthrine-endosulfan ont eu une bonne protection phytosanitaire contre les chenilles carpophages en particulier *H. armigera* et une bonne efficacité sur les chenilles endocarpes. Cela s'explique par le fait que ces deux associations apportent au niveau de l'activité biologique contre le ravageur, un plus par une complémentarité de modes d'action (Delorme, 1990).

Nous remarquons que le rendement en milieu réel est faible quelles que soient les matières actives utilisées au cours des derniers traitements. La pression de sélection a eu le temps d'accroître et les individus résistants ont augmenté. Les dégâts sont en grande partie occasionnés avant l'usage de ces produits qui n'arrivent plus à réduire les populations de *H.*

armigera qui ont déjà atteint un stade avancé. Le phénomène de compensation n'est plus possible compte tenu du déficit hydrique enregistré en fin de saison.

Des cas de résistance de *H. armigera* à l'endosulfan ont été signalés en Australie et de façon moins marquée en Afrique du Sud. Sylvie (1989) a montré que l'usage de cette molécule de remplacement pendant une période de protection de cotonniers paraît inopportun. Il est donc nécessaire d'élargir la palette des choix possibles de matières actives de remplacement.

L'application de la stratégie de rotation des matières actives, telle qu'elle est appliquée en Australie serait actuellement une solution pour conserver l'efficacité biologique des anciennes molécules (Clavier, 1996) (annexe 2).

CONCLUSION GÉNÉRALE

L'étude de la dynamique des populations larvaires et adultes nous a permis d'identifier les périodes d'infestation de *H. armigera*. Les résultats obtenus ont montré que *H. armigera* est présent au cours de la campagne. Par ailleurs, nous avons constaté un premier pic de faible intensité et un second pic situé entre la 2^{ème} décennie de septembre et la 3^{ème} décennie du mois d'octobre correspondant aux périodes de fortes infestations. Pour les populations adultes, les périodes de fortes captures se situent de la 1^{ère} décennie du mois d'octobre à la 1^{ère} décennie du mois de novembre. La meilleure connaissance du cycle évolutif de *H. armigera* permet une meilleure orientation des méthodes de lutte contre le ravageur, particulièrement dans la perspective d'une mise en oeuvre de lutte intégrée en culture cotonnière.

Nos résultats montrent que La sensibilité de *Helicoverpa armigera* aux pyréthrinoïdes diffère d'une zone à une autre. La réduction progressive de la pente de la droite de régression des différentes souches est l'indice de perte de sensibilité d'une fraction de la population. Le suivi de cette évolution au laboratoire sera nécessaire car dans la pratique, l'efficacité des traitements reste bonne si la fréquence des individus résistants est faible, ou si les facteurs de résistance sont bas (Delorme, 1985). La réversion de sensibilité des organochlorés ouvre une voie vers la gestion de la résistance. La technique d'application topique se révèle être un outil précieux dans le choix des matières actives efficaces. Il est donc important de contrôler périodiquement la sensibilité de *H. armigera* aux matières actives recommandées. Pour limiter le risque de sensibilité, on peut envisager d'utiliser alternativement différentes familles d'insecticides à travers des programmes fenêtrés.

Dans l'ensemble, les objets ayant reçu l'endosulfan se sont mieux comportés que les autres. Cela nous amène à déduire que l'endosulfan, utilisé à la dose de 700 g/ha en début ou en fin de campagne, permet un meilleur contrôle des populations de Lépidoptères carpophages.

Le vieil adage bien connu " mieux vaut prévenir que guérir " est de toute évidence bien adapté à la résistance. La prévention doit être une règle car la gestion d'une résistance déclarée se révèle beaucoup plus difficile, nécessite des recherches méthodologiques et des enquêtes très lourdes et se traduit généralement à plus ou moins long terme par la nécessité d'abandonner les produits incriminés.

Enfin pour terminer, nous dégageons des perspectives pour une meilleure gestion de la résistance :

- Il serait intéressant de continuer ces essais la campagne prochaine (1999-2000) pour la confirmation des résultats de cette année.

- Dans la mise point d'un programme de lutte intégrée contre *H. armigera* pour la culture du coton , la lutte biologique par l'utilisation des agents entomopathogènes s'avèrent indispensable pour le contrôle de ce ravageur.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Ahmad, M. ; Arif, M.I, Ahmad, Z. 1995. Monitoring insecticide resistance of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera : Noctuidae) in Pakistan. J. Econ. Entomol. 88,4 :771-776.
- Ahmad, M. and McCaffery, A.R. 1988. Resistance to insecticide in a Thailand strain of *Heliothis armigera* . J. Econ. Entomol. 81 : 45-47.
- Alaux, T. 1994. Prévention de la résistance aux pyréthrinoides chez *Helicoverpa armigera* (Hübner) en Côte D'ivoire. Thèse de Doctorat 22/12/94. Intitut National Polytechnique Toulouse, France. pp. 133.
- Angelini A., 1970. La protection phytosanitaire des cultures des cotnniers en Côte d'ivoire. *In* : Développement dee la culture cotonnière en Côte d'ivoire. Tome 2, les bases scientifiques et techniques. MINAGRI, Abidjan.
- Aspirot, J. et Menozzi, P. 1985. Etude expérimentale en culture cotonnière de nouveaux programmes de protection phytosanitaire mis en place au Tchad sur la station de Bébedjia. 40 (1). 29-34.
- Cadou, J. 1982. Niveau de protection phytosanitaire et rendement en culture cotonnière pluviale au Mali. Vol 37 (4). 318-325.
- Castella, J.C. 1996. stratégies de lutte contre les insectes ravageurs dans les systèmes de culture cotonniers en Thaïlande: Logiques actuelles et propositions pour une gestion durable. pp. 282.
- Cauquil, J. 1986. Maladies et ravageurs du cotonnier en Afrique au Sud du Sahara. IRCT, pp. 92.
- Cauquil, J. 1990. Nouveaux développements dans la protection contre les ravageurs en Afrique francophone au Sud du Sahara. Coton Fibres Tropicales., Vol. 65 (1), 45-48.
- Clavier, H. 1996. Première conférence mondiale sur la recherche cotonnière. Coton et développement, N°20, p. 25-27.
- Couilloud, R. et Giret, M. 1980. Multiplication d'*Helicoverpa armigera* Hübner : améliorations possibles grâce à l'adoption d'une technique d'élevage en groupe de chenilles. Coton et Fibres Tropicales, 35 (2), 217-224.
- CTA, 1989. Pesticides : Une arme à double tranchant. Spore, Bulletin bimestriel du centre Technique de coopération Agricole et Rurale, N°19, p. 18-19.
- Curtis, C.F. 1987. Genetics aspects of selection for resistance. *In* : Biological and chemical Approaches to combatting Resistance to xenobiotics. Ford M.G., Hollomon D.W. Khambal B.P.S. and Sawicki R.M (Eds) Elsevier.
- Dakouo, 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 docteur. FAST, Université Nationale de Côte D'ivoire. p. 141.
- Delattre, R. 1973. Parasites et Maladies en culture cotnnière. IRCT, Paris. pp. 146.
- Delorme, R. 1985. La résistance des insectes aux insecticides I et II. Phytoma, Défense des cultures, 364, 39-41, 45-48.
- Delorme, R. 1990. Stratégies d'utilisation des insecticides et acaricides pour une meilleure prévention et gestion de la résistance. Deuxième conférence internationale sur les ravageurs en Afrique, p.97-118.

- Finney, D.J. 1971. Probit analysis. 3rd Edition, pp. 333. Cambridge University Press.
- Georghiou, G.P. 1985. Quoted in Agrochemical Age. March , p. 10-24.
- Georghiou, G.P. 1990. Plant protection and word crop production. Pflanzenschutznachrichten Bayer, Leverkusen.
- Girardot, B. 1987. Dossiers pesticides CIRAD-IRCT. 104 pp.
- Gunning, R.V, Eston, C.S., Greenup, L.R. and Edge, V.E. 1984. Synthetic pyrethroid resistance in *Heliothis armigera* (Hübner) in Australia. J. Econ. Entomol. 77 : 1283-1287.
- Gunning, R.V. Moores G.D. and Devonshire A.L. 1996. Esterases and fenvalerate resistance in australian *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera : Noctuidae). Pestic. Biochem. Physiol. 54 :12-23.
- Harwick, D.F. 1965. The corn eaworm complex. Memoirs of the Entomological Society of Canada. N°40, 127 P.
- Heather. 1986. Sex-linked resistance to pyrethroids in *Stophilus oryzae*.J. Stored Prod. Res., 22 : 15-20.
- Ilboudo, O ; Zagré, B ; Yé, M. et Handé, S. 1997. Rapport de formation sur l'élevage de *Helicoverpa armigera* et les tests de toxicité (DL. 50) des insectes aux insecticides.
- Kehat, M. ; Gothilf, S. ; Dunkelblum, E. and Greenberg, S.1982. Sex pheromone traps as a means of improving control programs for the cotton bollworm, *Heliothis armigera* . Entomologia experimentalis et applicata. 277 : 188-193.
- Martin, T. ; Ehouman, M.J et Ochou, G. 1999. Caractérisation de la résistance de *Helicoverpa armigera* aux pyréthrinoides en Côte D'ivoire. CIRAD, 100-104.
- Martin, T. ; Renou, A. and Gopaye, I. 1993. Evolution de la sensibilité de *Diparopsis watersi* (Roths) et d'*Helicoverpa armigera* (Hbn.) vis à vis des insecticides chimiques. 48 (4). 283-289.
- McCaffery, A.R. ; King, A.B.S ; Walker A.J. and Styles K. 1988. Resistance to pyrethroid in *Heliothis spp.* : Bioassay methods and incidence in populations from India and Asia. Brighton Crop Protection Conference-pests and diseases. 433-438.
- Mouche, C. ; Pasteur, N. ; Berge, J.B. ; Hyrhien, O. ; Raymond, M. De Saint Vincent, B.R. ; De Sylvestri, M. and Georghiou, G.P. 1986. Amplication an esterase gene esponsible for insecticide resistance in a *Culex* mosquito from California. Science 223 : 778-780.
- Nibouche, S. 1994. Cycle évolutif de *Helicoverpa armigera* (Hübner,1808) (Lepidoptera, Noctuidae) dans l'Ouest du Burkina Faso. Thèse de Doctorat en Science Agronomique. ENSA. Montpellier. P. 148.
- Parry, G. 1982. Le cotonnier et ses produits. Paris, France, Ed. Moissonneuve et Larose, pp. 502.
- Perrin, R.M. et Löwer, C. 1994. A comparaison of tree insecticide resistance monotoring method for Lepidoptera. Beltwide conference.
- Pinchard, V. 1993. Étude des mécanismes de résistances chez un ravageur du cotonnier: *Spodoptera littoralis*(Boisd.) (lepidoptera, noctuidae). pp. 187.

- Poirié, M. and Pasteur, N. 1991. La résistance des insectes aux insecticides. La recherche, 22, p. 875-882.
- Smith, R.F. 1969. The new and the old in pest control. Proc. Accad. Nazion. Lincei, Rome, 366 (128) : 21-30.
- Sylvie, P 1989. Alternatives chimiques à l'emploi de pyréthriinoïdes pendant la période de protection du cotonnier au Tchad. IRCT, 347-356.
- Traoré, 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.
- Vaissayre, M. 1996. Résistance des ravageurs du cotonnier aux pesticides. Coton et Développement, N°17, p. 25-28.
- Van Jaarsveld, M.J. ; Basson, N.C.J. and Marais, P. 1998. Synthetic pyrethroid resistance in field strains of *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera : Noctuidae) in South Africa. African Plant Protection. 4 : 15-18.

ANNEXES

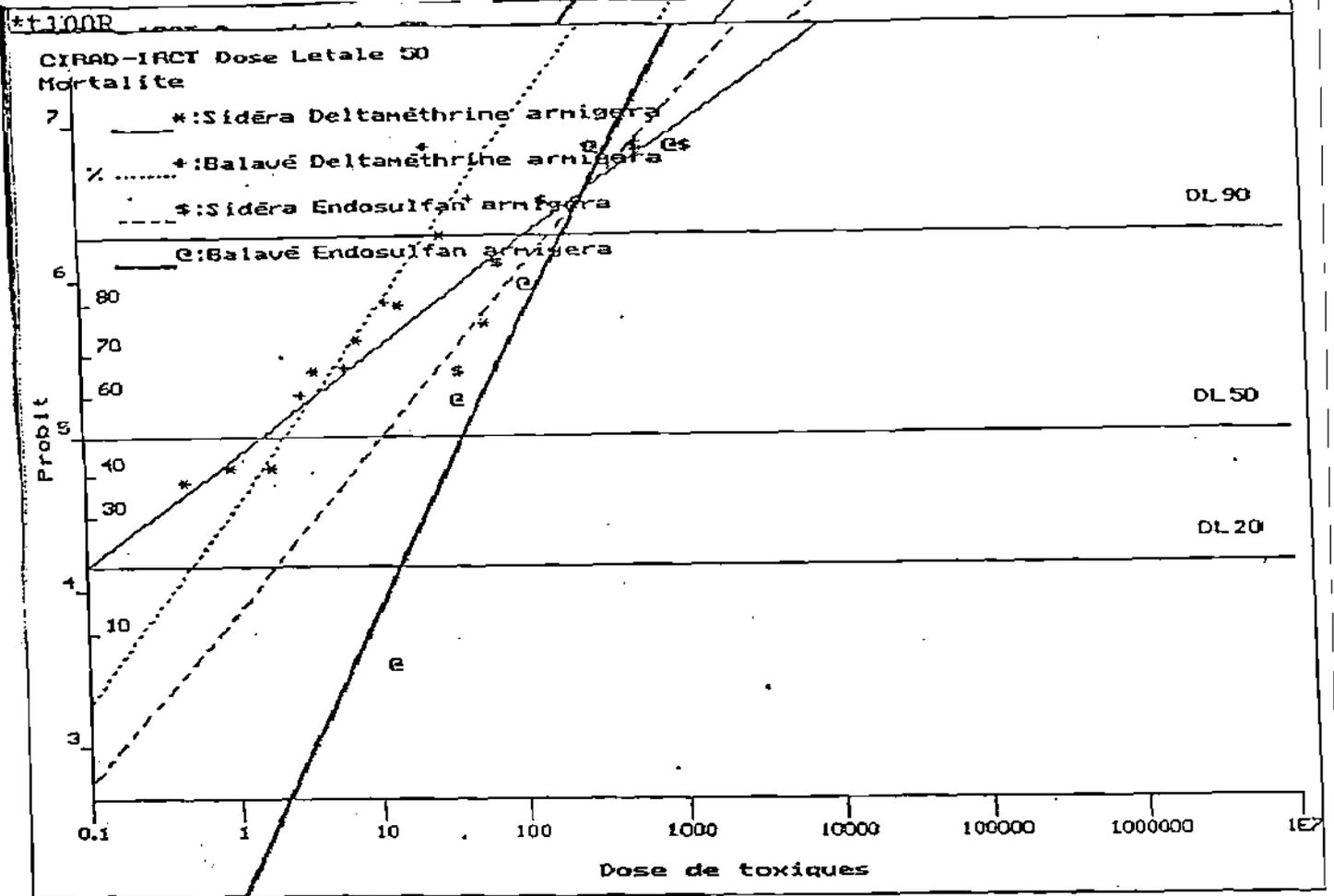


FIG 1 : Relations dose mortalité de la deltaméthrine et l'endosulfan chez *Helicoverpa armigera*

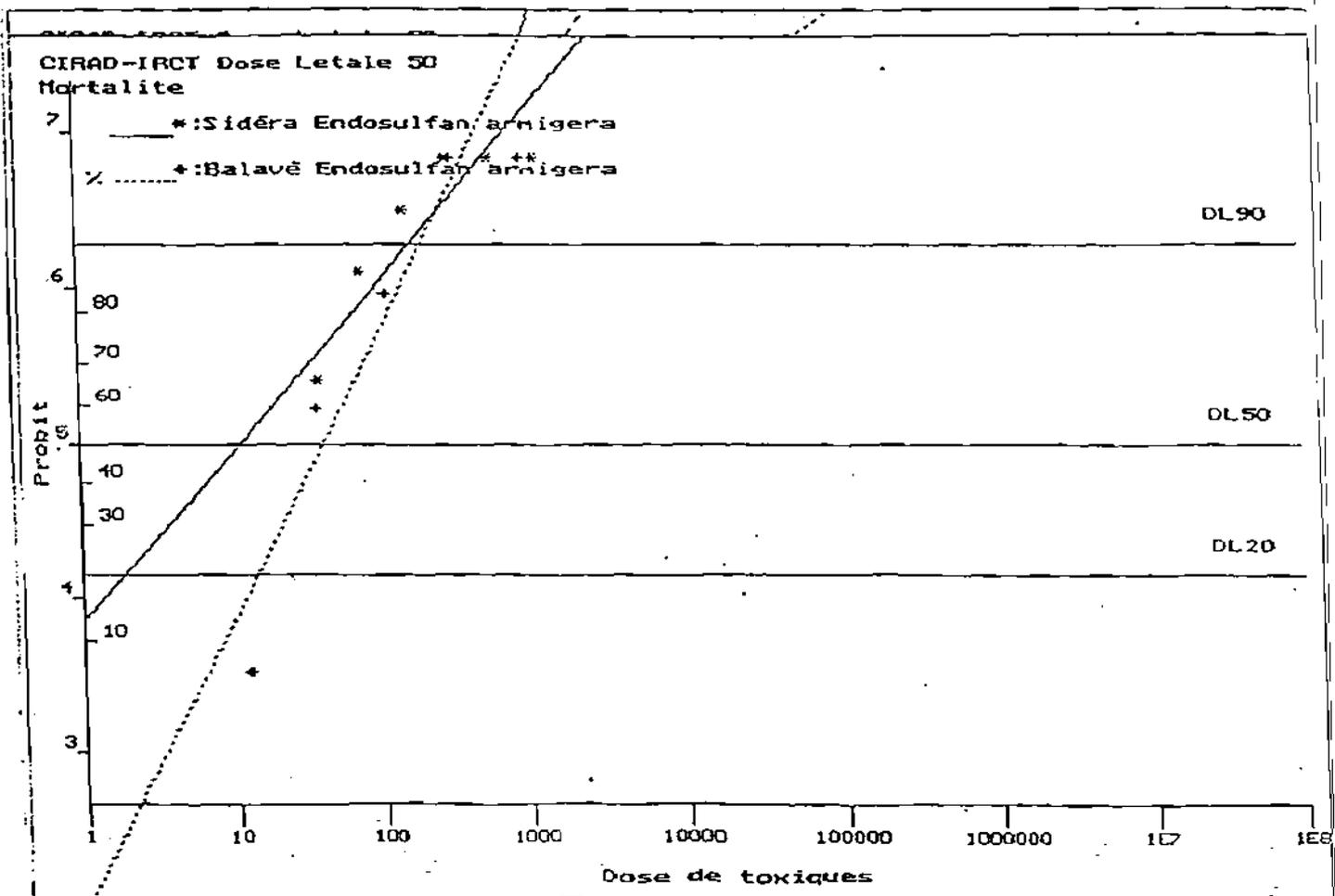


FIG 2 : Relations dose mortalité de l'endosulfan chez *Helicoverpa armigera*

Annexe 1 (suite)

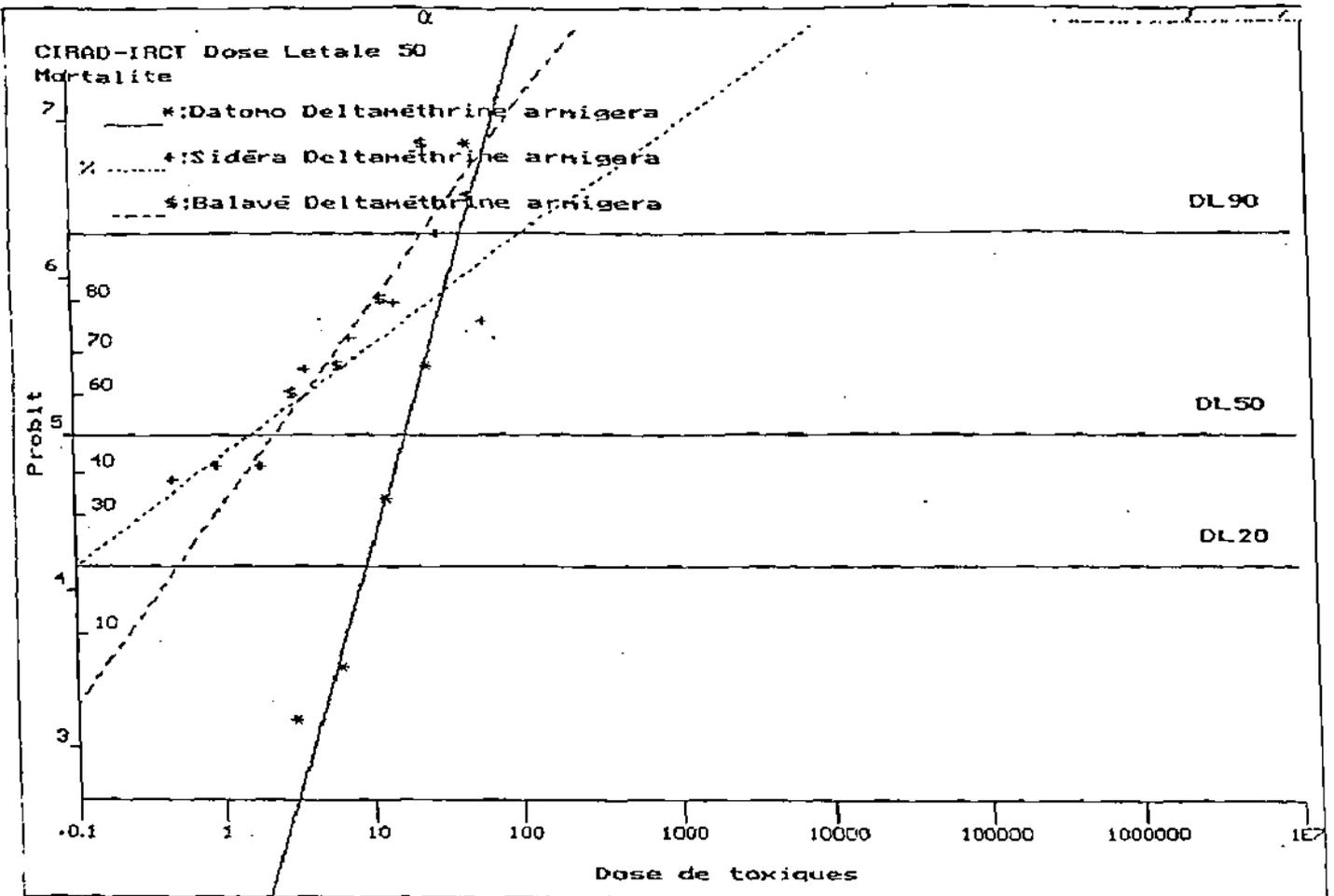


FIG 3 : Relations dose mortalité de la deltaméthrine chez *Helicoverpa armigera*

Annexe 2

Tableau 1 : Rotation spécifique de pesticides de groupes chimiques différents.

PHASE 1	PHASE 2	PHASE 3
Levé à 1° fleur	1° fleur à 1° capsule ouverte	1° capsule à maturité
Pas de Pyréthrine	-	Pas de Pyréthrine, Pas d'Endosulfan
Organochloré (endosulfan)	Organochloré (endosulfan)	Carbamate (Thiocarbe seul ou associé avec Bt)
Organophosphorés	Organophosphorés	Organophosphorés
Bacillus thuringiensis seul ou associé avec Méthomil	Pyréthrine seul ou associé avec Bt	Chlofluasuron seul ou associé avec Méthomil