

MINISTÈRE DES ENSEIGNEMENTS SECONDAIRES
SUPERIEUR 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
ET DES RECHERCHES AGRICOLES

CENTRE REGIONAL 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

011790

Lutte biologique intégrée contre *Striga hermonthica* par la manipulation de *Smicronyx* spp. et *Fusarium oxysporum*

Présenté par

TRAORÉ Mamadou

Juin 1999

Je dédie ce mémoire à mon père décédé le 07 /03 / 1997.

Que la terre te soit légère papa

AVANT-PROPOS

Mon étude a été réalisée à l'Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles (INERA), avec l'apport financier de l'Institut International pour l'Agronomie Tropicale (I.I.T.A). Le thème sur lequel nous avons travaillé est un volet de recherche du Docteur Doulaye TRAORÉ, Entomologiste, Chef du Programme Coton, CREA de Farako-Bâ. Nous lui témoignons ici notre profonde reconnaissance pour sa disponibilité, la remarquable bienveillance avec laquelle il a dirigé nos travaux et les facilités mises à notre disposition au cours de ce stage.

Je renouvelle mes remerciements aux :

- Docteur Idrissa DICKO, directeur de mémoire pour nos multiples sollicitations et sa contribution dans la réalisation de ce mémoire malgré ses multiples occupations ;
- Docteur Irénée SOMDA, codirecteur du mémoire pour son encadrement ;
- Docteur Oumar OUEDRAOGO Malherbologiste, INERA/CREAF de Kamboinsé pour sa franche contribution dans le bon déroulement de l'étude cytologique et ses précieux conseils pour la continuation des travaux ;
- Docteur Abdoulaye COMBARI, pour ses conseils et ses soutiens matériels ;
- Docteur Rémi DABIRÉ, pour son dévouement et la disponibilité dont il a fait preuve à chaque fois que j'ai sollicité son aide.

Que la très laborieuse équipe *Striga* constituée de BAMBARA Issa, SOME Benoît et TRAORÉ Bala Thomas accepte mes remerciements pour avoir facilité mon intégration et leurs précieuses contributions dans la conduite des essais et la collecte des données.

À tout le personnel du Programme Coton, je renouvelle mes remerciements et particulièrement à Emmanuel KABOBÉ de la section Génétique à Ousmane ILBOUDO de la section Entomologie et Expérimentations Phytosanitaires et à M^{me} SANOU Alidiata, secrétaire au Programme Coton pour leur disponibilité.

RÉSUMÉ

Les espèces de *Striga* sont des phanérogames parasites réduisant sérieusement le rendement de la production céréalière en agriculture de subsistance. Une remarquable synchronisation a été notée entre les différents stades phénologiques de *Striga* spp. et le cycle de développement des charançons du genre *Smicronyx* (Traoré, 1996). Le *Smicronyx* vit au dépens de *Striga* et lui cause la destruction des graines (Paré, 1993). L'isolat M12-2A de *Fusarium oxysporum* a été identifié comme un micro-organisme vivant au dépens de *Striga*.

Des investigations ont été faites en milieu réel à Toussiana et dans un champ d'augmentation et de conservation des populations de *Smicronyx* à Matourkou.

Les résultats de ces travaux montrent que le niveau d'infestation de *Smicronyx* est acceptable dans le champ paysan à Toussiana et une augmentation de la densité de *Smicronyx* spp. peut être envisagée pour améliorer le niveau d'infestation. Pour ce qui est du champ d'augmentation et de conservation des populations des charançons, les résultats obtenus au bout d'une année sont prometteurs. Bien qu'étant en dessous de la densité optimale de *Smicronyx* par plant de *Striga*, on est tout de même passé d'une moyenne de 0,029 à 0,19 *Smicronyx* par plant de *Striga*.

La mise en évidence de la réduction des graines de *Striga* par *Smicronyx* suite à la formation des galles de capsules et le flétrissement des plants de *Striga* causé par l'attaque de *F. oxysporum* nous a amené à conduire un essai de lutte intégrée par l'association des deux agents biologiques ci-dessus cités.

Cette approche trouve sa raison dans le fait que les échantillonnages fait en milieu réel et en conditions semi-contrôlées après manipulation des insectes montrent que le charançon à lui seul ne peut venir à bout du *Striga*. L'association de *Smicronyx* et *Fusarium* a un impact certain sur la suppression du *Striga* par une interaction positive de ces deux agents biologiques.

Mots clés : *Striga*, *Smicronyx*, isolat M12-2A, *Fusarium oxysporum*, augmentation, conservation des populations, lutte biologique intégrée, Burkina Faso.

Liste des tableaux

Tableau I : Les principaux insectes vivant au dépens de *Striga hermonthica*.

Tableau II : Principaux agents fongiques vivant sur *Striga hermonthica*.

Tableau III : Répartition agro-climatique de *Striga hermonthica* et *S. gesneroides*

Tableau IV : Pourcentage d'augmentation de la densité de *Smicronyx* par plant de *Striga* après une année d'augmentation et de conservation à Matourkou.

Tableau V : Résumé de la régression multiple sur les capsules avec galles en relation avec le nombre total de pieds de *S. hermonthica* et le nombre total de capsules de *S. hermonthica*.

Tableau VI : Analyse de variance de la régression multiple sur les capsules avec galles en relation avec le nombre total de pieds de *S. hermonthica* et le nombre total de capsules de *S. hermonthica*.

Tableau VII: Coefficients de la régression multiple sur les capsules avec galles en relation avec le nombre total de pieds de *S. hermonthica* et le nombre total de capsules de *Striga hermonthica*.

Tableau VIII: Résumé de la régression multiple sur le nombre de *Smicronyx spp.* en relation avec le nombre total de pieds de *S. hermonthica* et le nombre de pieds avec galles au collet.

Tableau IX : Analyse de la variance de la régression multiple sur le nombre de *Smicronyx spp.* en relation avec le nombre total de pieds de *S. hermonthica* et le nombre de pieds avec galles au collet.

Tableau X : Coefficients de la régression multiple sur le nombre de *Smicronyx spp.* en relation avec le nombre total de pieds de *S. hermonthica* et le nombre de pieds avec galle au collet.

Tableau XI : Test *t* pour la séparation des moyennes des capsules normales contre les capsules anormales.

Tableau XII: Variations de la valeur micrométrique en fonction du grossissement.

Liste des Figures

- Figure 1 : Fluctuation de populations de *Smicronyx*, de galles et de *Striga* dans le champ paysan à Toussiana
- Figure 2 : Evolution de la densité moyenne de *Smicronyx* et de *Striga* dans le champ d'augmentation de Matourkou.
- Figure 3 : Fluctuation de populations de *Smicronyx* avant et après augmentation et conservation de populations à Matourkou.
- Figure 4 : Densité moyenne de *Smicronyx* par plant de *Striga* avant et après augmentation et conservation de populations à Matourkou.
- Figure 5 : Impact de l'augmentation de *Smicronyx* sur la densité moyenne de galles et de pieds de *Striga* avec galles
- Figure 6 : Impact de *Fusarium oxysporum* sur les nombres moyens des pieds de *Striga* flétris et de *Striga* total
- Figure 7 : Représentation graphique des différents stades larvaires

SOMMAIRE

INTRODUCTION GENERALE	3
<u>PREMIERE PARTIE : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE</u>	<u>5</u>
CHAPITRE 1 : PRINCIPALES METHODES DE LUTTE CONTRE <i>STRIGA</i> SPP.	6
1-1 LUTTE CHIMIQUE	6
1-1-1 Méthodes préventives	6
1-1-2 Méthodes curatives	7
1-2 LUTTE AGRONOMIQUE	9
1-2-1 Arrachage	9
1-2-2 Fumure	10
1-2-3 Rotation culturale	10
1-2-4 Association des cultures	10
1-2-5 Utilisation des plantes pièges et de faux hôtes	10
1-3 LUTTE BIOLOGIQUE	11
1-3-1 Manipulation des insectes (Charançon de <i>Striga</i>)	11
1-3-2 Lutte biologique par utilisation des micro-organismes	11
1-4 LUTTE INTEGREE	12
CHAPITRE 2 : DESCRIPTION ET RELATIONS DE <i>STRIGA</i>	13
2-1 DESCRIPTION DE <i>STRIGA</i>	13
2-1-1 Graines	13
2-1-2 Biologie et physiologie de la graine	14
2-1-4 Plante	16
2-1-5 Feuilles	16
2-1-5 Fleurs	16
2-1-6 Fruit	16
2-1-7 Système racinaire	17
2-2 RELATION <i>STRIGA</i> /HÔTE	18
2-3 RÉLATION <i>STRIGA</i> / <i>SMICRONYX</i>	18
CHAPITRE 3 : BIOLOGIE DE <i>SMICRONYX</i>	19
3-1 OEUUF ET LARVE	19
3-2 PUPE	19
3-3 ADULTE DE <i>SMICRONYX</i>	20
3-3-1 <i>Smicronyx guineanus</i>	20
3-3-2 <i>Smicronyx umbrinus</i>	20
<u>DEUXIEME PARTIE : EXPERIMENTATIONS</u>	<u>21</u>

CHAPITRE 4 : FLUCTUATION DES POPULATIONS DE <i>STRIGA HERMONTHICA</i>	
ET DE <i>SMICRONYX</i> SPP.	22
4-1 MATÉRIELS ET MÉTHODES	22
4-1-1 Localisation des sites	22
4-1-2 Conduite de l'échantillonnage	22
4-2 RESULTATS ET DISCUSSIONS	24
4-2-1 Champ paysan de Toussiana	24
4-2-2 Champ d'augmentation de Matourkou	25
4-2-3 Analyses statistiques	27
CHAPITRE 5 : ASSOCIATION DE <i>SMICRONYX</i> ET <i>FUSARIUM OXYSPORUM</i>	29
5-1 MATERIELS ET METHODES	29
5-1-1 Matériels biologiques et techniques	29
5-1-2 Methodes expérimentales	29
5-2 RESULTATS ET DISCUSSIONS	33
5-2-1 Impact de <i>Smicronyx</i> spp.	33
5-2-2 impact de <i>Fusarium oxysporum</i>	35
CHAPITRE 6 : DETERMINATION DE L'IMPACT DE <i>SMICRONYX</i> PAR LA	
METHODE CYTOLOGIQUE	36
6-1 MATERIELS ET METHODES	36
6-2 RESULTATS ET DISCUSSIONS	40
6-2-1 Evaluation qualitative de la réduction des graines au niveau des galles	40
6-2-2 Evaluation quantitative de la réduction des graines au niveau des galles	41
CHAPITRE 7 : DETERMINATION DU NOMBRE DE STADES LARVAIRES DE	
<i>SMICRONYX</i>	42
7-1 MATERIELE ET METHODES	43
7-1-1 Matériel biologique	43
7-2 RÉSULTATS ET DISCUSSIONS	45
CONCLUSION GENERALE	47
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	49

INTRODUCTION GENERALE

Les céréales constituent la base des cultures vivrières et de l'alimentation de plus de douze (12) millions de personnes dans la zone sahélienne. Cultivées sur plus de douze millions d'hectares (Mamalo, 1990), la production céréalière occupe 90% du temps des paysans en agriculture de subsistance pour un rendement assez dérisoire variant de moins de 200 à 600 kg/ha (Nwanze, 1988). Ce faible rendement s'explique en partie par les conditions pluviométriques défavorables et aléatoires, la pauvreté des sols en matière organique et surtout par la compétition sans merci que les plantes doivent livrer aux adventices dans des conditions agro-climatiques défavorables. La perte de rendement imputable aux adventices en agriculture de subsistance dans la zone Sud-Sahélienne est de 35% (Pimentel et Androw, 1984).

Striga spp. (*Ségé* = potasse en dioula, *Witchweed* = mauvaise herbe sorcière en anglais, *Wanwré* en moré) est une adventice ayant des incidences sur les cultures vivrières (céréales et légumineuses) et sur quelques cultures de rente comme la canne à sucre. Les dégâts causés par le *Striga* représentent 30% à 50% de la récolte au champ soit une perte annuelle de sept (7) milliards de dollars U.S. (Mboob, 1986). De nos jours le *Striga* représente une sérieuse contrainte pour l'autosuffisance alimentaire dans les régions à agriculture de subsistance.

Il est classé comme deuxième fléau après les sautériaux. Deux tiers des surfaces emblavées pour la production céréalière est sous la menace de *Striga* (Lagoke *et al.*, 1991). En Afrique, 44 millions d'hectares sont infestés par le *Striga*, ce qui représente 3,2% des terres arables du monde.

Le *Striga* menace la vie de près de 100 millions d'africains et engendre des changements de spéculation, voire des déplacements de populations. À lui seul, le *Striga* cause plus de la moitié des pertes de rendement attribuable aux mauvaises herbes en Afrique Sud-Sahélienne (Parker et Wilson, 1986).

Au Burkina Faso, toutes les zones agro-écologiques sont infestées par *Striga spp.* (Ouédraogo, 1986). Ces infestations engendrent parfois l'abandon des champs paysans ou les champs de recherche.

Des huit (8) espèces de *Striga* présentes au Burkina Faso, les trois(3) espèces majeures sont : *S. hermonthica*, *S. gesnerioides* et *S. aspera* (Combari, 1987 ; Nikiéma, 1992)

Malgré les multiples investigations dans l'étude de *Striga* et les méthodes de lutte mise au point, force est de reconnaître qu'aucune méthode prise isolément ne peut ramener le *Striga* en

dessous du seuil de dégât économique (Ogborn, 1984 ; Stewart, 1990 ; Parker et Riches, 1983), d'où la nécessité d'une approche de lutte intégrée.

En effet, dans un contexte écologique fragile, l'agriculture prend des dimensions de plus en plus complexes. La production agricole doit non seulement satisfaire les demandes actuelles sans compromettre la génération future. Pour ce faire, la production agricole doit s'orienter dans le sens de la réconciliation de l'agriculture et de l'environnement qui sont des frères ennemis. Toujours, à la quête de cette réconciliation, le choix des éléments constitutifs dans la défense des cultures doit être bien raisonnée.

Les méthodes agronomiques et mécaniques de lutte contre les nuisibles des végétaux sont très vite mises en déroute à cause de la pression démographique qui engendre l'augmentation de la taille des exploitations, d'où une insuffisance de la main d'oeuvre et la disparition de plus en plus prononcée de la jachère.

La lutte biologique qui apparaît comme une alternative comparativement aux autres méthodes de protection à cause de son innocuité vis-à-vis de l'environnement et son coût économique relativement bas s'est avérée largement insuffisante pour donner des résultats spectaculaires en un temps record, d'où la réticence des producteurs à l'adopter. Ce constat aidant, l'intégration bien raisonnée des méthodes de lutte s'avère nécessaire.

De nombreuses investigations ont été faites dans la lutte biologique contre *Striga* spp. mais de façon isolée. Au titre de ces investigations, nous avons la manipulation des *Smicronyx* au Burkina Faso et l'utilisation de *Fusarium oxysporum* au Mali. Notre travail consistera à l'association de ces deux agents biologiques pour optimiser leur pression sur le *Striga*. Le travail sera structuré en deux parties : la revue bibliographique et les expérimentations réalisées en laboratoire et au champ.

**PREMIERE PARTIE : REVUE
BIBLIOGRAPHIQUE**

CHAPITRE 1 : PRINCIPALES METHODES DE LUTTE CONTRE *STRIGA* SPP.

Les particularités biologiques et singulières, le nombre très élevé de graines produites, conjugués avec leur grande longévité, constituent de véritables obstacles dans la lutte contre le *Striga* (Bâ, 1983). Néanmoins, des méthodes de lutte contre le *Striga* sont mises au point avec plus ou moins de succès. Les plus importantes sont :

1-1 LUTTE CHIMIQUE

Beaucoup d'investigations ont été faites en matière de lutte chimique contre le *Striga*. De façon générale, la lutte chimique contre le *Striga* se divise en deux volets.

- Un volet préventif qui consiste à débarrasser le sol de ses réserves de graines
- Un volet curatif détruisant les plantes de *Striga* émergées, empêchant ainsi leur fructification.

1-1-1 Méthodes préventives

Elles sont très importantes en malherbologie et surtout dans le cas particulier de *Striga* car elles permettent d'assainir le sol. L'avantage de débarrasser le sol du stock de graines de *Striga*, réside dans le fait que le *Striga* cause plus de dommage à son hôte pendant la phase souterraine de son cycle de développement qu'après l'émergence.

Parmi les méthodes de lutte préventives utilisées dans la lutte contre *Striga*, on peut retenir :

- fumigation ;
- stimulants de la germination.

1-1-1-1 Fumigation

C'est une méthode qui permet de tuer les graines de *Striga* avant la mise en place des cultures sensibles.

Les fumigants les plus utilisés sont :

* Méthyl-bromide : utilisé à la dose de 350 à 400 kg/ha, le traitement s'effectue sous une bâche plastique qui maintient le gaz pendant 24 à 48 heures. Le traitement avec le Méthyl-bromide doit être suivi d'une ventilation pendant une semaine avant le semis.

* Méthame (sodium N-methyldithiocarbamate) : il est enfoui dans le sol sous forme liquide ou de granules, à la dose de 400 à 500 kg/ha.

* Dazomet (3,5-diméthyl-2H-1,3,5-thiadiazine-2-thione) : appliqué à la dose de 320 kg/ha sous une bâche plastique. Son application doit être précédée d'une pluie utile de 20 mm ou une irrigation. Après le traitement au Dazomet, le semis intervient 30 à 60 jours plus tard.

1-1-1-2 Stimulants de la germination

La germination des graines de *Striga* est conditionnée par l'émission d'exsudats racinaires qui contiennent des hormones de croissance dont l'Éthylène. Fort de cette connaissance, on peut donc stimuler une germination suicide de *Striga* spp. par injection de l'éthylène gazeux sous forte pression dans le sol. Les vapeurs gazeuses de l'éthylène pénètrent dans le sol et engendrent la germination des graines à 90%.

Ethephon (2-chloroéthylphosphic acid) : il libère l'éthylène. Ce produit est utilisé à la dose de 35 kg/ha. Son potentiel stimulant est faible à cause de la lenteur de son action dans les sols acides.

L'utilisation de l'éthylène et les produits libérant de l'éthylène dans le but de la germination suicide de *Striga* ont des limites du fait que ce sont les graines préconditionnées seulement qui répondent à la stimulation alors qu'elles ne sont qu'une infime partie du stock de graines du sol.

Strigol et ses analogues : très efficace dans la réduction du stock de graines du sol, les analogues du Strigol sont : le GR-7 et le GR-24. Ce sont des composés gazeux stables et très actifs. Aux U.S.A., l'utilisation de ces produits a permis de réduire le potentiel d'infestation de *S. asiatica* de 50% (Bebawi et Eplee, 1986). L'utilisation de ces produits dans la lutte contre le *Striga* n'est recommandable que lorsque leur emploi est économique (Korwar et Friesen, 1984 ; Bakut *et al*, 1985).

1-1-1-3 Antitranspirants

L'utilisation des antitranspirants entraîne une diminution du flux d'eau qui traverse le *Striga* qui se «surchauffe» très rapidement et meurt par asphyxie.

Wiltpruf'-di-1-p-menthene est le plus utilisé des antitranspirants dans la lutte contre le *Striga*.

1-1-2 Méthodes curatives

Ce volet permet la limitation de l'infestation par *Striga* spp. Deux groupes d'herbicides sont utilisés : les herbicides de pré et de post-émergence.

1-1-2-1 Herbicides de pré-émergence

Les herbicides de pré-émergence sont appliqués pendant ou après la mise en place de la culture, bien avant l'émergence de *Striga* spp. Il y a deux types :

* Les herbicides de pré-émergence pré-sémis : les plus utilisés sont de la famille des dinitroanilines, très efficaces dans la lutte contre *Striga*. Les produits utilisés sont :

- Trifluraline (a,a,-trifluoro-2,6-dinitro-n,n-dipropyl-p-toluidine) ;
- Bénéfine (N-butyl-n-méthyl-a,a,a-trifluoro-2,6-dinitro-p-toluidine) ;
- Tluchoraline (N-(2,chloroethyl)-a,a,a-trifluoro-2,6-dinitro-N-propyl-p-toluidine).

L'application de ces produits se fait à une profondeur de 2,5 à 10 cm et à la dose de 0,5 à 0,75 kg/ha matière active (m.a.)

Les dinitroanilines agissent sur le *Striga* en bloquant la division cellulaire au niveau des cellules méristématiques.

* Les herbicides de pré-émergence post-sémis : les produits fréquents de ce groupe sont des dérivés du diphenyl-ester parmi lesquels on peut retenir :

- Oxyfluorofène [2-chloro1, (3éthoxy-4-nitrophenoxy)-4-(trifluorométhyle-benzene)]
"Goal" ;
- Fomésaen {sel de sodium de 5-(2-chloro-4-(trifluorométhyl)-2nitrobenzamide)
(herbicide systémique)} ;
- Fénac ((2,3,6trichlorophényl)-acetic acid(utilisé à la dose de 2 kg/ha) ;
- Diméthyltétrachloratéréphtalate (DCPA) ;
- 2,6-Dichlorobenzonitrile (dichlobénil).

1-1-2-2 Herbicides de post-émergence

Une des méthodes de lutte contre le *Striga* consiste à l'application d'un certain nombre d'herbicides sur la plante déjà émergée. Au titre de ces herbicides, on peut retenir :

- Phénoxy 2,4-D (sel ou ester de 2,4-dichlorophénoxyacetic acid) efficace à la dose de 0,5 à 1 kg/ha ;
- Triclopyr (sous groupe des acides pyridyloxyacétique), l'Amétryne[2-(éthylamino)-4-isopropylamino-6-méthylthio-6-triazine], utilisé à la dose de 2 kg/ha. Les herbicides de post émergence sont en général des herbicides systémiques. Ils agissent sur des organes cibles de *Striga* selon leur groupe d'appartenance.

Le blocage de la division cellulaire au niveau du méristème suspend la germination des graines et l'émergence de la jeune plantule.

L'absorption de ces herbicides et leur transport dans le bois entraînent le blocage du processus photosynthétique, ce qui a une conséquence directe sur la physiologie de *Striga*.

Malgré l'existence de tous ces herbicides, la lutte chimique contre le *Striga* en agriculture de subsistance reste un problème crucial pour des raisons diverses.

Sur le plan socio-économique, *Striga* spp. s'attaquent aux plantes de moindre importance économique. Le revenu du paysan africain ne lui permet pas de se procurer des produits chimiques.

Au niveau technique, l'utilisation des produits chimiques demande un équipement complexe, très cher et difficilement manipulable par nos paysans. L'attribution des produits chimiques n'est toujours pas suivie de formation dans la technique de conservation et d'utilisation, si bien que 73 à 90% des mortalités dues aux pesticides sont déclarées dans les pays en voie de développement. Cependant ces pays ne consomment que 20% de la production mondiale en pesticides (Jeyaratnan, cité par Son, 1990).

Enfin, les conditions agro-écologiques : les fortes pluies accompagnées de température élevées entraînent une décomposition rapide des herbicides. Les producteurs ont tendance à surdoser les produits. Par conséquent, les pesticides se retrouvent dans l'eau et les aliments. Le développement du phénomène de la résistance, le réveil des ennemis "secondaires" et l'apparition des nuisibles secondaires viennent confirmer tout le mal qu'on pense de la lutte chimique.

1-2 LUTTE AGRONOMIQUE

1-2-1 Arrachage

Un moyen plus simple et efficace de lutte contre le *Striga* est l'arrachage manuel avant la floraison. Cette méthode demande une main d'oeuvre supplémentaire élevée contre une faible augmentation de rendement. Son inconvénient est la réduction du bénéfice net du producteur. L'insuffisance de cette méthode de lutte est que les effets positifs de l'arrachage sur le rendement ne sont ressentis que sur le rendement de la saison suivante.

L'arrachage peut être accompagné du buttage qui permet d'asphyxier les plantes de *Striga* mais cette opération doit intervenir avant la fructification.

1-2-2 Fumure

D'une manière générale, l'apparition de *Striga* est liée à la pauvreté du sol. On peut donc atténuer l'infestation de *Striga* par apport de fumure organique (fumier) et/ou minérale (NPK+Urée). L'apport d'éléments fertilisants doit s'accompagner des techniques de restauration et de conservation du sol pour ne pas perdre les éléments apportés par lessivage.

1-2-3 Rotation culturale

Elle permet d'éviter l'augmentation progressive et spectaculaire des grains de *Striga* suite à une monoculture prolongée (Combari, 1987). La rotation culturale peut être optimisée en introduisant de faux hôtes dans le système de sorte que les cultures sensibles reviennent tous les quatre à cinq ans.

1-2-4 Association des cultures

Les légumineuses (arachide, niébé), par la couverture qu'elles forment au dessus du sol, entraînent une augmentation de l'humidité relative et une baisse de l'évapotranspiration. Cette condition est défavorable pour le développement de *Striga* qui se surchauffe et meurt suite à des troubles photosynthétiques.

L'association des céréales aux légumineuses pourrait atténuer la pression de *Striga* sur les céréales. Mais avant cette association, il faut se rassurer que le sol n'est pas infesté par le *S. gesnerioides* (Combari, 1987). Toujours dans l'optique de la limitation de la transpiration, le paillage peut être pratiqué.

1-2-5 Utilisation des plantes pièges et de faux hôtes

L'utilisation des plantes pièges consiste à faire pousser les plantes sensibles qui induiront la germination de *Striga*, et les enlever tous avant la fructification de *Striga* et la mise en place de la culture principale.

Certaines plantes peuvent être utilisées comme faux hôtes. Il s'agit du soja (*Glycin max* (L) Merr.), le coton (*Gossypium hirsutum* L.), le poids Bambara ou Voandzou (*Voandzeia subterranea*).

Ces plantes stimulent la germination et la levée de *Striga* qui meurt, par la suite, par manque de hôte réel. Cette méthode réduit considérablement le stock de graines du sol.

1-3 LUTTE BIOLOGIQUE

Les organismes vivant dans la nature ont des ennemis naturels pouvant freiner sérieusement leur prolifération. Pour les mauvaises herbes, les ennemis peuvent être des insectes ou des micro-organismes. En ce qui concerne *Striga* spp. leur apparition aux USA en 1956 a stimulé l'étude de leurs ennemis naturels. Ce qui a permis d'établir une gamme d'insectes (Tableau I) et de micro-organismes (Tableau II) vivant à leur dépend en leur causant des dommages plus ou moins importants en fonction de l'organe attaqué et le stade phénologique auquel l'attaque intervient.

1-3-1 Manipulation des insectes (Charançon de *Striga*)

Le *Striga* étant une plante à reproduction sexuée stricte, tout facteur entraînant la réduction des graines doit être une alternative à exploiter dans le cadre de la réduction de sa population. La larve du charançon consomme les graines, perturbe la séminogenèse et provoque l'avortement des graines non consommées contenues dans les galles (Paré, 1993). Tous ces facteurs expliquent le choix du charançon dans la lutte contre le *Striga* parmi la gamme d'insectes vivant à ses dépens. Au Burkina Faso, l'idée d'une lutte biologique par l'utilisation des charançons *Smicronyx guneanus*, *S. dorsomaculatus* et *S. umbrinus* est très récente. Elle a commencé avec les travaux de Traoré en 1988.

1-3-2 Lutte biologique par utilisation des micro-organismes

Les micro-organismes vivant aux dépens de *Striga* spp. ont fait l'objet de peu de travaux comparativement aux insectes. Néanmoins, des cas d'attaques fongiques et bactériennes ont été signalées sur *S. hermonthica* (Nag Raj, 1966 ; Zummo, 1977). D'autres auteurs se sont également investis dans la lutte contre *Striga* spp. par l'utilisation des micro-organismes et c'est ce qui a permis d'établir le Tableau II qui fait l'inventaire des principaux micro-organismes vivant aux dépens de *S. hermonthica*.

Fusarium oxysporum est caractérisée par son innocuité vis-à-vis des plantes parasitées par *Striga* spp. (Abbasher et Sauerborn, 1992 ; Abbasher, 1994 ; Ciotola *et al.*, 1995).

Elle vit en tant que saprophyte sur les débris végétaux contenus dans le sol. En même temps qu'elle cause de sérieuses maladies au *Striga* spp., elle intervient dans la décomposition des débris végétaux et facilite l'humification. Ceci a pour conséquence directe l'amélioration de la structure du sol (Diarra, 1995).

Tableau I: Les principaux insectes vivant au dépens du *S. hermonthica*.

Insectes	Pays	Damage causé	Références citées par Greathead 1984
<i>Franklinella schultzei</i>	Inde et Burkina Faso		Sankaran et Rao (1966).
<i>Antestia cincticollis</i>	Ouganda		Greathead et Milner (1971).
<i>Veterna panula</i> Dist.	Ouganda		Greathead et Milner (1971).
<i>Poophilus costalis</i> (Wik)	Afrique tropicale, Inde		Greathead et Milner (1971).
<i>Lobesia aeolpa</i> Meyr	Pakistan		Greathead et Milner (1971).
* <i>Stenoptilla taprobanes</i> (Feld)	Inde	defoliation détruit les infloresces et les fruits	Greathead et Milner (1971), Musselman (1983).
<i>Junonia orithya</i> (L.)			
<i>J. westermanni</i> (westw.)	Soudan, Burkina Faso	defoliatrice	Musselman (1983), C Parker
<i>Spodoptera exempta</i> (Wik)	Tanzanie	defoliatrice	Sankaran et Rao (1966).
<i>S. littoralis</i> (Biosd)	Tanzanie	defoliatrice	Greathead et Milner (1971).
<i>Pachylophus proximus</i> Adams	Tanzanie, Ouganda		Greathead et Milner (1971).
<i>Chyliza</i> sp.	Afrique orientale	defoliatrice	Greathead et Milner (1971).
<i>Nematocerus</i> sp	Afrique orientale	? saprophyte	Greathead et Milner (1971).
* <i>Smicronyx albovariegatus</i> Faust.	Ouganda	? saprophyte	Greathead et Milner (1971).
* <i>S. quadritubulatus</i>	Inde	se nourrit des feuilles au stade adulte	Greathead et Milner (1966).
Hustache			
* <i>S. umbrinus</i> Hustache	Burkina faso et Nigeria	formation de galles capsule et de collet	Sankaran et Rao (1966).
<i>Smicronyx</i> sp (small)	Burkina faso, Nigeria, Soudan et Senegal	rencontré sur les fleurs	Williams et Caswell (1959), Musselman (1983).
* <i>Smironyx</i> sp (large)	Tanzanie, Ouganda, Ethiopie	formation des galles capsules	Greathead et Milner (1971),
<i>Smironyx</i> sp.	Ouganda	formation des galles capsules	Greathead et Milner (1971)

Source : Greathead 1984.

Les travaux de Naj, 1966 montrent que *Fusarium oxysporum* se présente sous trois formes dans la nature : sous sa forme isolée en tant que chlamydospore, en association avec l'humus et en tant que saprophyte vivant sur les résidus de l'hôte. La coexistence de ces trois formes témoigne de la stabilité de *F. oxysporum* et ceci est une propriété recherchée en lutte biologique par utilisation des bioherbicides.

Enfin, les travaux de Diarra (1995) montrent que l'isolat M 12-2 A de *F. oxysporum* pouvait être préparé à partir des substrats localement disponibles pour les paysans en Afrique Occidentale. L'utilisation de cet isolat réduit la densité de *Striga* émergée de 60% et diminue son poids sec de 70% tout en doublant le rendement en grain du sorgho.

Les propriétés ci-dessus citées expliquent le choix de *F. oxysporum* parmi les autres agents pathogènes causant des maladies fongiques au *Striga*.

1-4 LUTTE INTEGREE

La lutte intégrée est l'intégration des mesures d'ordre biologique, chimique, physique, génétique, culturale dans un système cohérent d'action contre un nuisible cible des végétaux. L'intégration des facteurs composant un programme de lutte intégrée se fait après une bonne compréhension de leurs effets sur l'agro-écosystème et les conséquences socio-économiques (Stern cité par Traoré 1996).

Selon la littérature scientifique, la lutte intégrée est une méthode simple et multidimensionnelle qui fait recours à un paquet de techniques biologique, chimique, physique, génétique, culturale pour maintenir une population de nuisibles en deçà du seuil de dommage économique sans bouleverser l'écosystème agronomique de l'environnement adjacent.

Proposée par les entomologistes dans les années 1950, la lutte intégrée est née de l'échec de la lutte chimique et de l'insuffisance des autres méthodes de lutte prises isolément.

Dans un programme de lutte intégrée, il est souhaitable de privilégier les facteurs naturels de mortalité présents dans le milieu avant de se tourner vers les facteurs artificiels. Bien qu'étant apparemment simple, la mise en place d'une lutte intégrée nécessite une bonne connaissance de la monographie des différents éléments entrant en ligne de compte. Dans le cadre de la lutte intégrée la combinaison de deux ou plusieurs techniques présuppose qu'elle a donné de bons résultats au cours des tests individuels pour permettre un progrès significatif.

Tableau II : Principaux agents fongiques vivant sur *S. hermonthica*

Champignon	Pays	Symtomes	Rélation avec <i>S. hermonthica</i>	Références citées par Greathead 1984
* <i>Sphaerotheca fuliginea</i> (Shlech.ex Fr.)Poll	Inde	lesion des feuilles et du collet	parasite obligatoire	Nag Raj et Ponappa (1970)
* <i>Phoma</i> sp.	Nigéria	lesion du collet		Zummo (1977)
* <i>Cercospora Strigae</i> Nag Raj, Govindu et Thirumalachar	Nigéria	maladie du collet	parasite spécifique	Herb IMI
* <i>Cercospora</i> sp.	Cameroun, Ghana, Nigéria, Senegal	chutte des feuilles		Zummo (1977)
<i>Fusarium esquisiti</i> (Corda) sacc	Nigéria	nécrose		Zummo (1977)

Source : Greathead 1984.

CHAPITRE 2 : DESCRIPTION ET RELATIONS DE *STRIGA*

Taxonomie de *S. hermonthica* (Del.) Benth. et *S. gesnerioides* (Willd.) Vatke.

Striga hermonthica (Del) Benth. ou *S. senegalensis*

ou *Buchnera hermonthica*

Embranchement : Spermaphytes

Sous-embranchement : Phanérogames

Famille : Scrophulariaceae

Genre : *Striga*

Espèce : *Striga hermonthica*

Striga gesnerioides (Willd.) Vatke. ou *Buchnea gesnerioides*

ou *Lathrea gesnerioides*

Embranchement : Spermaphytes

Sous-embranchement : Phanérogames

Famille : Scrophulariaceae

Genre : *Striga*

Espèce : *Striga gesnerioides*

2-1 DESCRIPTION DE *STRIGA*

2-1-1 Graines

Les graines de *S. hermonthica* sont pyriformes, très petites (330x170 µm). Elles sont de couleur noire et possèdent des téguments très durs et réticulés. Les ornements sont constituées de crêtes longitudinales disposées en spirale. Les graines sont au nombre de 400 à 650 par capsule, soit 10000 à 50000 par plante.

Les graines de *S. gesnerioides* sont extrêmement petites (0,3 millimètre de long), elles sont de forme obsconique, aux téguments parcourus par quelques stries obliques.

2-1-2 Biologie et physiologie de la graine

La forme de résistance, de conservation et de reproduction de *Striga* est la graine. Aussi, une bonne connaissance de cet organe est capitale pour la maîtrise de sa population.

Les graines de *Striga* ont une viabilité allant de 14 à 20 ans (Doggett, 1984). La conservation du pouvoir germinatif est fonction des conditions de conservation de la graine dans le sol. Une augmentation de l'humidité relative et de la température diminue la longévité de la graine, alors qu'une baisse de ces deux facteurs est favorable pour leur bonne conservation (Kust, 1963).

Des milliers de graines de *Striga* répandues dans la nature, seules quelques unes germeront la saison suivante en réponse aux exsudats racinaires le reste étant en état de latence. La germination des graines de *Striga* comporte trois (3) phases essentielles : l'épandage des graines, le préconditionnement et l'exposition aux exsudats racinaires (Okonkwo, 1991).

L'épandage des semences : pour germer les graines de *Striga* doivent être répandues dans la nature juste après la saison des pluies. Les graines y restent en état de dormance pendant six (6) mois au minimum. Cette dormance serait une adaptation de *Striga* aux zones semi-arides et arides. Elle pourrait s'expliquer aussi par la post-maturation des graines et l'accomplissement de certaines réactions biochimiques. Brown et Edwards (1946), émettent l'hypothèse que les graines produisent des substances de germination semblables à celle des plantes hôtes pendant le préconditionnement.

Enfin, la dormance pourrait s'expliquer par l'accumulation d'une certaine quantité de chaleur. La germination des graines de *Striga* est sous le contrôle des phytochromes. Le rouge lointain induit la germination alors qu'elle est inhibée par la radiation rouge. L'exposition de la graine de *Striga* à la lumière solaire induit la synthèse des inhibiteurs de la germination.

Avant la germination, les graines de *Striga* doivent séjourner dans l'humidité pendant 10 à 21 jours (Brown et Edwards, 1946).

En 1959, Williams notifiât la présence d'une substance inhibitrice non spécifiée dans la graine de *Striga*. L'analyse de la substance au spectre de résonance magnétique nucléaire montre qu'il s'agit d'un acide aliphatique. En association avec les exsudats racinaires, l'eau joue un rôle de solvant des inhibiteurs de la germination contenus dans la graine.

La température optimale de germination de *Striga* au laboratoire est de 23°C pour *S. hermonthica* et *S. gesnerioides* (Parker et Reid, 1979).

Le préconditionnement : le mécanisme physiologique de préconditionnement impliquant la germination est mal connu. Les explications possibles du phénomène sont :

- neutralisation des inhibiteurs chimiques contenus dans les graines ;
- synthèse des stimulateurs de la germination ;
- levée de la dormance tégumentaire.

L'exposition aux exsudats racinaires : les graines de *Striga*, à cause de leur taille microscopique, ne contiennent pas de réserves nécessaires pour assurer une bonne germination. Pour que la germination se passe dans de bonnes conditions, la graine doit profiter des hormones de croissance (éthylène) excrétées par les plantes hôtes.

Le résumé de la répartition de *Striga gesneroides* et de *S. hermonthica* est donné par le Tableau III.

Tableau III : Répartition agro-climatique de *Striga hermonthica*, *S. gesnerioides*

	<i>Striga hermonthica</i>	<i>Striga gesnerioides</i>
Distribution géographique	- Afrique : zone tropicale semi aride entre le 1 ^{ème} et le 16 ^{ème} degré de latitude Nord - Péninsule arabique	- Afrique intertropicale - Péninsule arabique - Inde
Ecologie	- sol pauvres légèrement acides. - n'apparaît pas en forêt dense humide ni dans les formations végétales fermées.	- zone humide et au tour des points d'eau. - se rencontre jusqu'à deux milles 200 m d'altitude
Appareil végétatif	- 20 à 80 cm de haut - bien développé avec des feuilles linéaires, longues de 3 à 10 centimètres, large de 0,3 à 2 centimètres et bien chlorophylliennes - tige ramifiée	- 10 à 20 cm de haut - appareil végétatif très réduit - feuille squamiforme peut ou pas chlorophylliennes - tige ramifiée
Inflorescences et fleurs	- grappe spiriforme bien développée - fleurs longues de 2 à 2,5 cm - corolle campanulée coudée aux 2/3 - fleurs mauves ou blanches.	- grappe spiriforme peu développée - fleurs longues de 1 à 1,5 cm - corolle campanulée et coudée aux 2/3 - fleurs mauves, blanches ou bleues
Système racinaire	- racines adventives relativement développées - système racinaire peu variable quelque soit le biotope	- racines adventives relativement plus ou moins développées - système racinaire variable selon les hôtes et le biotope probablement
Système parasitaire	- un haustorium primaire + des haustoria secondaires de même importance	- un haustorium primaire toujours plus développé + des haustoria secondaires plus petits que l'haustorium primaire - selon l'hôte et le biotope parfois un seul haustorium (haustorium primaire).

Source: BA (1983) (page 25)

2-1-4 Plante

Striga hermonthica a un port dressé, ramifié à la base avec une hauteur de 10 à 30 cm. La tige est subcylindrique, épaisse et charnue. Elle est pratiquement glabre de couleur blanchâtre à vert pâle de la base au sommet. L'ensemble noircit en séchant.

Comme *S. hermonthica*, *S. gesnerioides* a un port dressé. L'axe est disposé en chandelier et peut atteindre une hauteur de 50 cm. La tige a une section quadrangulaire aux angles arrondis. Des poils courbés vers le haut ornent la tige. L'inflorescence est une cyme spiriforme, axillaire ou terminale comprenant 40 à 50 fleurs.

2-1-5 Feuilles

Elles sont sub-opposées, simples et sessiles. Le limbe est lancéolé (4 à 10 mm de long et 1 à 3 mm de large). Chez *S. gesnerioides*, les feuilles sont de couleur verte sur les deux faces ; le limbe est entier, légèrement sinueux et cilié. Chez *S. hermonthica*, les feuilles sont sessiles et linéaires, de couleur vert sombre. Le limbe est lancéolé au sommet aigu. La marge du limbe et les deux faces sont scabres. La dimension du limbe est d'environ 10 cm de long et 1 cm de large.

2-1-5 Fleurs

Les fleurs de *S. hermonthica* ont 3 cm de long. Elles sont de couleur pâle à rose foncée. La corolle est constituée d'un tube de 11 à 17 mm de long, soudée au sommet du calice, puis s'ouvrant en deux lèvres. La lèvre supérieure est faiblement bilobée et deux fois plus petite que la lèvre inférieure profondément trilobée. Le tube de la corolle et la base du pétale sont pourvus de poils courts. Le calice, de 11 mm de long, est tubulaire. Il comporte cinq dents et cinq nervures saillantes pourvues de poils courts. Les fleurs sont insérées aux aisselles d'une bractée de 2 à 3 mm de large.

2-1-6 Fruit

Il se présente sous forme de capsule de tailles comprises entre 4 à 7 mm suivant l'espèce. Le fruit s'ouvre à l'extérieur par deux valves qui s'entre-baillent à maturité pour laisser épandre les graines.

2-1-7 Système racinaire

Il est composé de deux types de racines : les racines adventives et les haustoria.

Les haustoria constituent des racines particulières et vitales pour les phanérogames parasites. Chez *Striga* spp., l'haustorium représente le cordon ombilical liant le parasite à son hôte. Toujours dans le genre *Striga*, la fixation de l'haustorium sur la racine de l'hôte doit intervenir 3 à 5 jours après la germination de la graine sinon la graine meurt.

Vu l'importance de l'haustorium, une description sommaire de l'anatomie et le mécanisme de fixation sur l'hôte, est nécessaire. Selon les travaux de (Bâ, 1983), l'haustorium est composé de :

- la tête vasculaire : elle est comprise entre le xylème de la racine mère et le noeud vasculaire. La tête vasculaire est composée de trachéides disposées perpendiculairement au grand axe de l'haustorium et correspond à la zone d'interruption des faisceaux de xylème et de la vascularisation principale de l'haustorium ;

- le noyau parenchymateux vascularisé : Il représente le corps de l'haustorium (Musselman et Dikison, Fineran cités par BÂ, 1983), constitué par un parenchyme cortical, un noyau piriforme, des cellules à aspect méristématique au milieu desquelles passe le cordon vasculaire axial.

- l'endophyte, ou les cellules intrusives chez l'haustorium mature, se présente sous forme de cônes plus ou moins réguliers. Il est constitué en avant par les cellules intrusives qui précèdent des cellules plus ou moins allongées provenant du tissu hyalin. En fonction du contact avec les trachéides de l'hôte, les cellules intrusives peuvent se présenter allongées ou émettre des tentacules appliquées contre les vaisseaux et dirigées dans la lumière de ceux-ci. À ce niveau, la cellule intrusive n'est pas lignifiée. Le raccordement et la pénétration sont les deux types de contact existant entre les cellules intrusives et l'haustorium de l'hôte.

Pour ce qui est de la fixation de l'haustorium sur l'hôte, les résultats obtenus sur son mécanisme sont à l'état d'hypothèses. La fixation de l'haustorium à l'hôte serait sous le contrôle de phénomènes mécaniques ou enzymatiques ou les deux à la fois. Les travaux de BÂ (1983) montrent que la fixation de l'haustorium se fait en deux phases. La première qui s'étend du rhizoderme au cylindre central est sous le contrôle enzymatique et mécanique. La seconde phase part du cylindre central à la lumière des vaisseaux conducteurs de l'hôte et est sous contrôle enzymatique.

2-2 RELATION *STRIGA*/HÔTE

D'une manière générale, les relations entre les phanérogames parasites et leur hôte sont encore mal comprises.

La relation entre le *Striga* et la plante hôte se résume en un prélèvement de substances sur l'hôte par le parasite. L'aspect rabougri des plantes hôtes attaquées par *Striga* s'explique par le prélèvement hormonal. Ce prélèvement agit sur la balance des régulateurs de la croissance. Les quantités de gibberellines et de cytokinines parvenant aux méristèmes des plantes infestées sont très faibles comparativement à la plante non infestée. Il en résulte une inhibition de la croissance de l'hôte (Okonkwo, 1966).

La relation entre le *Striga* et la plante hôte est très complexe et évolutive en fonction de l'espèce, du milieu et du stade phénologique. *Striga hermonthica* est un hemiparasite qui dépend de son hôte pour l'eau, les sels minéraux et pour un complément de nutrition carbonée.

La relation *Striga* /hôte est obligatoire pour le *Striga* et doit se faire 4 à 5 jours après la germination de la graine. Durant toute sa phase souterraine, le *Striga* vit entièrement aux dépens de la plante hôte.

2-3 RELATION *STRIGA*/*SMICRONYX*

La remarquable synchronisation entre les différents stades de développement de *Smicronyx* et le cycle végétatif de *Striga* s'explique par la nature des relations existant entre *Striga* et *Smicronyx*.

L'adulte du charançon est un monophage qui se nourrit uniquement de feuilles de *Striga*, alors que la larve dévore directement les graines contenues dans les capsules infestées qui deviennent des galles.

CHAPITRE 3 : BIOLOGIE DE *SMICRONYX*

La taxinomie du *S. guineanus* (Voss) et du *S. umbrinus* (Hustache) selon les travaux de Anderson cité par Traoré *et al* 1996 est la suivante :

Ordre : Coléoptère

Sous ordre : Polyphaga

Super famille : Curculionioidea

Famille : Curclionidea

Sous famille : Erihinea

Tribu : Smicronychini

Sous tribu : Smicronychi

Genre : *Smicronyx*

Sous genre : *Smicronyx*

Espèce : *guineanus*

Sous genre : *AfroSmicronyx*

Espèce : *umbrinus*.

3-1 OEUF ET LARVE

L'oeuf est de couleur blanchâtre et crémeux à la ponte. Il devient de plus en plus sombre avec une masse bien foncée au milieu. La longueur des oeufs varie de 0,216 à 0,576 mm pour un diamètre compris entre 0,126 à 0,396 mm.

La larve est de couleur blanche à brune selon l'âge. Elle mesure 3 à 4 mm de long.

3-2 PUPE

Elle se localise dans les 5 à 10 cm en profondeur dans le sol (Traoré, 1996). La durée de cette forme de résistance s'étend de fin Octobre en fin Juillet. À cette période, on a 75,57% de larves contre 24,43% d'adultes en diapause. De façon générale, la levée de dormance est synchronisée avec l'émergence de *Striga*.

3-3 ADULTE DE *SMICRONYX*

3-3-1 *Smicronyx guineanus*

Cette espèce fut décrite Voss cité par Traoré *et al.* (1996)

L'adulte de *Smicronyx guineanus* a un corps elliptique modérément robuste. Sa couleur à maturité est noire. Le rostre est modérément épais, légèrement courbé et plus long que la tête et le pro-thorax, s'amincit graduellement de la base vers l'extrémité. La tête est convexe, réticulée, sans poils à l'exception d'une touffe d'écailles derrière le rostre. Les antennes sont insérées presque au milieu du rostre pour la femelle ou avant le rostre pour le mâle. Le pro-thorax est légèrement plus large que long et est fortement arrondi sur les côtés. Le pro-notum est brillant. Les élytres sont légèrement convexes, presque parallèles sur les 2/3 de leur longueur, convergeants à une extrémité arrondie. Le scutellum est petit presque caché. La face antérieure du corps est couverte d'écailles grisâtres. Le fémur est noir à rougeâtre, armé d'un ergot vertical. Le tibia est droit, noir et brun. Le pro-tibia et celui du milieu sont munis de 4 à 5 rangées de poils noirs érigés sur la marge.

3-3-2 *Smicronyx umbrinus*

Décrite en 1940 par Hustache cité par Traoré *et al.* (1996)

Le corps de *Smicronyx umbrinus* est elliptique. A maturité, le corps est noir à noir rougeâtre. Le rostre est modérément épais, légèrement plus long que la tête et le pro-thorax, distinctement mais pas courbé, s'amincissant vers l'extrémité. La tête est convexe, finement réticulée, sans poils à l'exception d'une touffe d'écailles étroitement comprimée derrière la base du rostre. Les antennes sont insérées presque au milieu du rostre pour la femelle et avant le milieu du rostre pour le mâle. Le segment basal de l'antenne est légèrement plus long que le deuxième et le troisième segment mis ensemble. Les quatre autres segments restant sont plus longs que larges. Le pro-thorax est légèrement large sur une moitié, modérément arrondi sur les côtés. Le pro-rectum est brillant et couvert d'écailles. Les élytres sont convexes, presque parallèles sur environ la moitié de leur longueur, arrondis à l'extrémité. Le scutellum est très petit. Le fémur est muni d'une sorte de dent verticale et couvert par une mixture d'écailles grisâtres à blanchâtres, légèrement courbes en forme de poils. Le tibia est droit et creux sur sa face interne et recouvert de poils grisâtres. Le tibia antérieur et celui du milieu sont armés d'une dent au tiers inférieur.

DEUXIEME PARTIE :

EXPERIMENTATIONS

CHAPITRE 4 : FLUCTUATION DES POPULATIONS DE *STRIGA HERMONTHICA* ET DE *SMICRONYX* SPP.

4-1 MATÉRIELS ET MÉTHODES

Le matériel végétal utilisé est constitué de variétés locales de sorgho et d'arachide choisies par le producteur.

Le matériel technique utilisé pour l'échantillonnage est composé de trois compteurs manuels pour la mesure des différents paramètres ; une planche de deux (2) mètres pour déterminer la taille de l'échantillon élémentaire, un aspirateur à insecte pour la capture des charançons.

Dans le champ d'augmentation et de conservation de Matourkou, les variétés de semence utilisées sont le SARIASSO 01 pour le sorgho et K VX 414 pour le niébé.

L'analyse des données et la tracée des courbes ont été réalisées respectivement avec les logiciels StatView 4.0 et Excel 5 d'un ordinateur Macintosh.

4-1-1 Localisation des sites

Le champ paysan (association sorgho - arachide) dans lequel nous avons travaillé est situé à Toussiana, localité située à 55 kilomètres de Bobo-Dioulasso, sur l'axe Bobo-Banfora. D'une superficie d'environ un hectare, le choix du site a eu lieu au cours d'une sortie de prospection pendant la campagne 1997-1998. Dans ce champ, le producteur a travaillé selon les techniques traditionnelles de production. Notre intervention dans le champ n'a porté que sur l'échantillonnage.

Le champ d'augmentation et de conservation de Matourkou (association niébé sorgho) est situé à 15 km de Bobo-Dioulasso sur l'axe Bobo-Banfora. Ce champ a été divisé en deux sous parcelles de 0,5 ha chacun. Au cours de la campagne 1997-1998, 1341 adultes de charançons ont été lâchés dans la première portion alors que la seconde portion de 0,5 ha a été aménagée aux quatre angles et au centre où on a conservé 2696 galles issues des champs voisins.

4-1-2 Conduite de l'échantillonnage

4-1-2-1 Echantillonnage du charançon et de *Striga*

Le premier échantillonnage a eu lieu le 12/08/1998 et le 22/09/1998 respectivement à Toussiana et Matourkou et cela dès l'émergence des premiers pieds de *S. hermonthica* pendant la montaison du sorgho.

Le dernier échantillonnage à Toussiana a eu lieu le 21/10/1998 tout juste avant la récolte du sorgho, tandis qu'à Matourkou il a eu lieu le 21/11/1998. La fréquence d'échantillonnage dans les différents champs est d'une semaine.

La première étape consiste à examiner vingt (20) pieds de *S. hermonthica* choisis au hasard dans le champ et de noter les accouplements des charançons. Les résultats obtenus sont enregistrés dans la **Fiche n°1** en annexe.

Les adultes de *Smicronyx* sont capturés à l'aide d'un aspirateur motorisé. Le procédé consiste à placer l'aspirateur au dessus de la plante de *Striga* et le maintenir à cette position tout en accélérant pour exercer le maximum de succion possible sur la plante. Cette opération est répétée de façon aléatoire sur 10 plants de *Striga* de l'échantillon élémentaire (la taille de l'échantillon élémentaire est de 2m²). Après leur capture, les insectes sont comptés et relâchés au même endroit. Les 10 plants de *Striga* constituant une unité d'échantillonnage et l'opération est répétée 10 fois soit un total de 100 plants échantillonnés.

Dès l'émergence des charançons, l'échantillonnage dans le champ de Matourkou est suivi de la lâchée des adultes de *Smicronyx*. La conservation des galles commence une semaine après l'émergence des charançons. Au total 2340 galles ont été conservées et 327 charançons lâchés.

Dans le champ paysan de Toussiana, le protocole d'échantillonnage reste le même que dans le champ d'augmentation et de conservation de Matourkou à la différence qu'il n'y a pas de lâchée ni de conservation.

L'échantillonnage de *Striga* a pour but de déterminer la densité de la population du *S. hermonthica* en fonction du stade phénologique de la plante hôte. La taille de l'échantillon est fixe et le choix des plantes est aléatoire. Elle est égale au nombre de pieds de *Striga* qui se trouve tout au long de la planche de deux (2) mètres.

Sur chaque échantillon on note :

- le nombre de pieds de *S. hermonthica* ;
- le nombre de pieds de *S. hermonthica* avec galles ;
- le nombre total de capsules et de galles sur 10 plantes de *S. hermonthica* prises au hasard.

La collecte de ces données se fait dans la **Fiche n° 2** annexe.

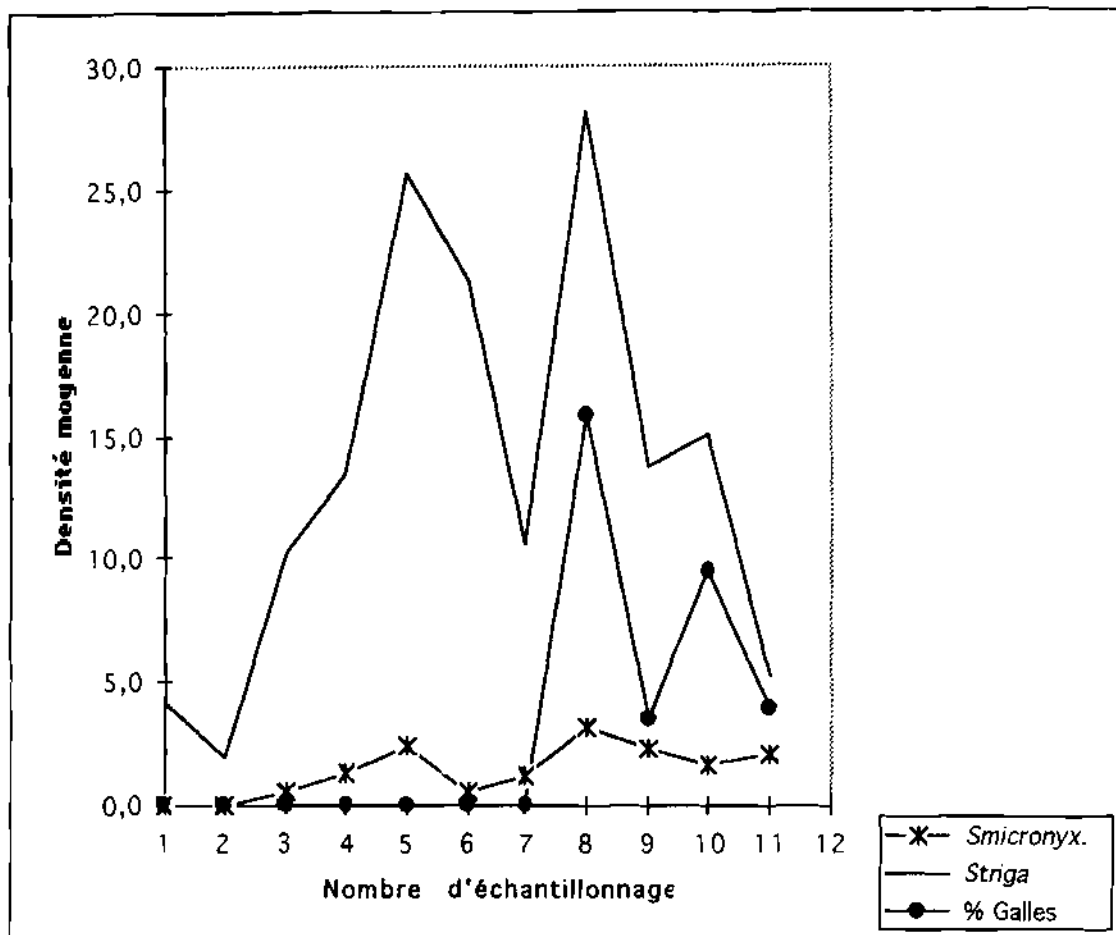


Figure 1 : Fluctuation des populations de *Smicronyx* , de galles et de *Striga* dans le champ paysan à Toussiana.

4-2 RESULTATS ET DISCUSSIONS

4-2-1 Champ paysan de Toussiana

La Figure 1 montre l'évolution de la population de *S. hermonthica* et de *Smicronyx* spp. et la densité des galles formées dans le champ paysan de Toussiana.

La fluctuation de populations laisse apparaître le chevauchement de trois stades phénologiques pour le *S. hermonthica*. Le premier stade intervient au cinquième échantillonnage, le second au huitième et enfin le troisième au dixième échantillonnage. L'existence de ces stades phénologiques s'expliquerait par l'emplacement de la graine par rapport à la racine de l'hôte. Plus les graines de *Striga* sont placées à proximité des racines de l'hôte plus rapide sera la germination puisqu'elle sera plus exposée aux exsudats racinaires.

Pour ce qui est de l'évolution de la densité moyenne des galles, on note deux stades critiques correspondant à la densité maximale de galles (8^{ème} et 10^{ème} échantillonnage). Ces deux stades interviennent avec deux semaines de décalage par rapport à la pullulation des charançons (Figure 1). Ceci est dû au fait que les fleurs de *Striga* sont les sites de ponte de *Smicronyx* (Traoré, 1996). Les deux semaines de décalage entre la prolifération des *Smicronyx* et la période de densité maximale des galles correspondraient à la période d'accouplement, de ponte et d'incubation des oeufs.

Tout au long de la campagne, la densité de *Smicronyx* n'influe pas sur celle de *Striga*. Notre objectif n'est pas de réprimer la densité de *Striga* par l'effet phytophage de *Smicronyx* mais plutôt la diminution de la quantité des graines sous l'impact des larves de *Smicronyx*. En tenant compte de cela, on ne peut au vu de la fluctuation de la moyenne de *Smicronyx* et celle de *Striga*, se prononcer sur l'efficacité des *Smicronyx* dans la réduction de la densité de *Striga*. Seuls les résultats des études cytologiques donneront des informations plus fiables. Puisque l'impact des *Smicronyx* ne concerne que les galles, une simple comparaison laisse apparaître une nette infériorité du nombre des galles par rapport aux capsules normales. Ceci montre que les *Smicronyx* en eux seuls ne peuvent venir à bout de *Striga* à cause de leur faible densité.

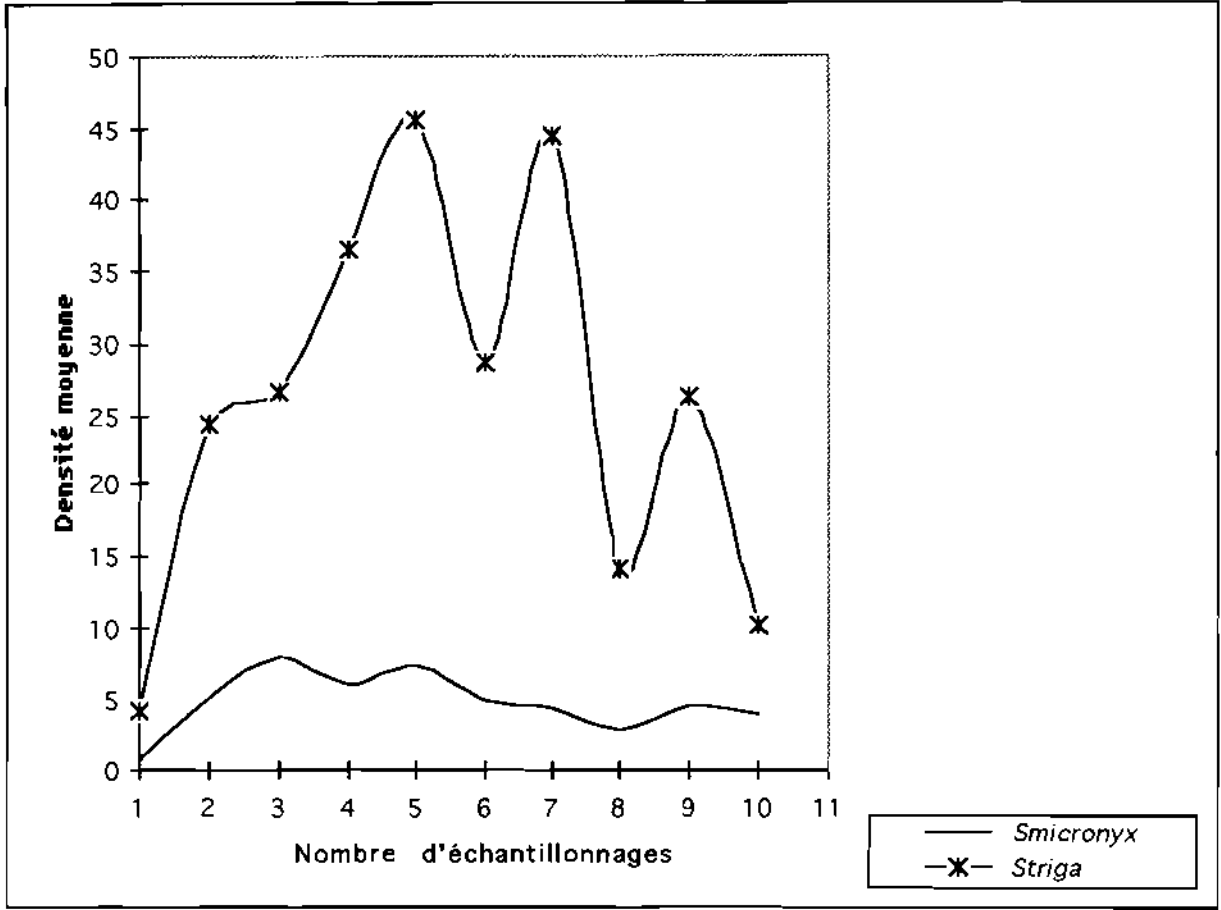


Figure 2 : Evolution de la densité moyenne de *Smicronyx* et de *Striga* après augmentation et conservation des populations.

4-2-2 Champ d'augmentation de Matourkou

4-2-2-1 Impact de l'augmentation et de la conservation des populations de *Smicronyx* sur la fluctuation de populations de *S. hermonthica*

La fluctuation des populations des *Smicronyx* après augmentation et conservation de populations est caractérisée par une assynchronisation temporaire de la prolifération de *Smicronyx* et la floraison de *S. hermonthica* (Figure 2).

Ce résultat nous permet d'émettre les hypothèses suivantes :

- l'augmentation et la conservation de populations crée un décalage entre les différentes périodes de pullulation de *S. hermonthica* et celles de *Smicronyx*
- l'augmentation de populations permet à *Smicronyx* d'attaquer le *S. hermonthica* à un stade phénologique autre que celui de la floraison.

Une observation plus poussée permet de retenir la deuxième hypothèse parce que l'assynchronisation a été suivie par une série de flétrissement des plants de *S. hermonthica* avant la floraison et la fructification suite à la formation des galles au collet des pieds de *Striga*.

Cette observation nous permet de dire qu'en plus des fleurs, les charançons s'attaquent au collet des pieds de *S. hermonthica*. En 1966, Sankaran et Rao signalaient la formation des galles du collet sur *S. hermonthica* en Inde sous l'action de *S. albovariegatus* Faust. Les travaux de Traoré (1995), Anderson et Cox (1996) montrent que *S. umbrinus* et *S. guineanus* sont inféodés aux inflorescences et se développent dans l'ovaire des fleurs de *Striga* alors que *S. dorsomaculatus* se développe préférentiellement sur la tige de *Striga* au niveau du collet.

La pullulation de charançon qui intervient avant la floraison de *Striga* serait donc due à une prolifération de *S. dorsomaculatus* et non à un changement de comportement de *S. umbrinus* et *S. guineanus*.

La formation des galles de collet est un phénomène très intéressant. Il réduit la densité du *S. hermonthica* en causant son flétrissement avant la fructification de la plante.

4-2-2-2 Conditions favorables créées par la manipulation de l'environnement des charançons

La manipulation des facteurs abiotiques et les lâchées des adultes ont un effet positif sur l'augmentation de la densité de *Smicronyx*. Une étude comparée de la fluctuation des deux

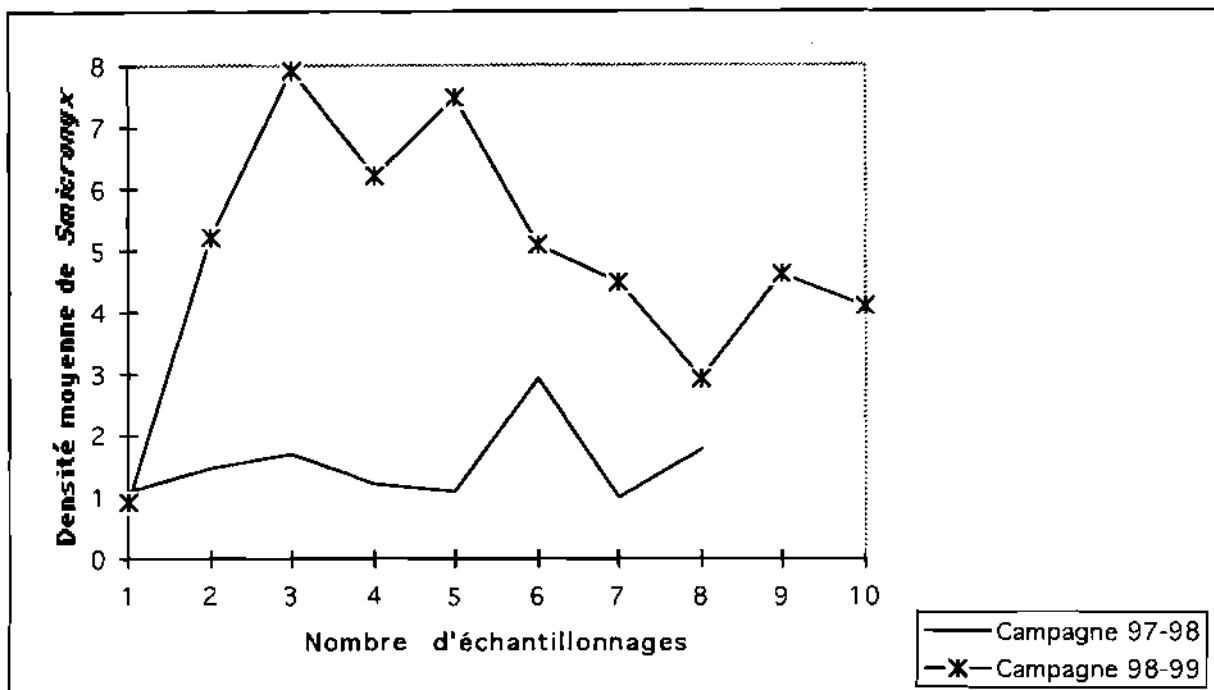


Figure 3 : Fluctuation des populations de *Smicronyx* avant et après augmentation et conservation des populations à Matourkou

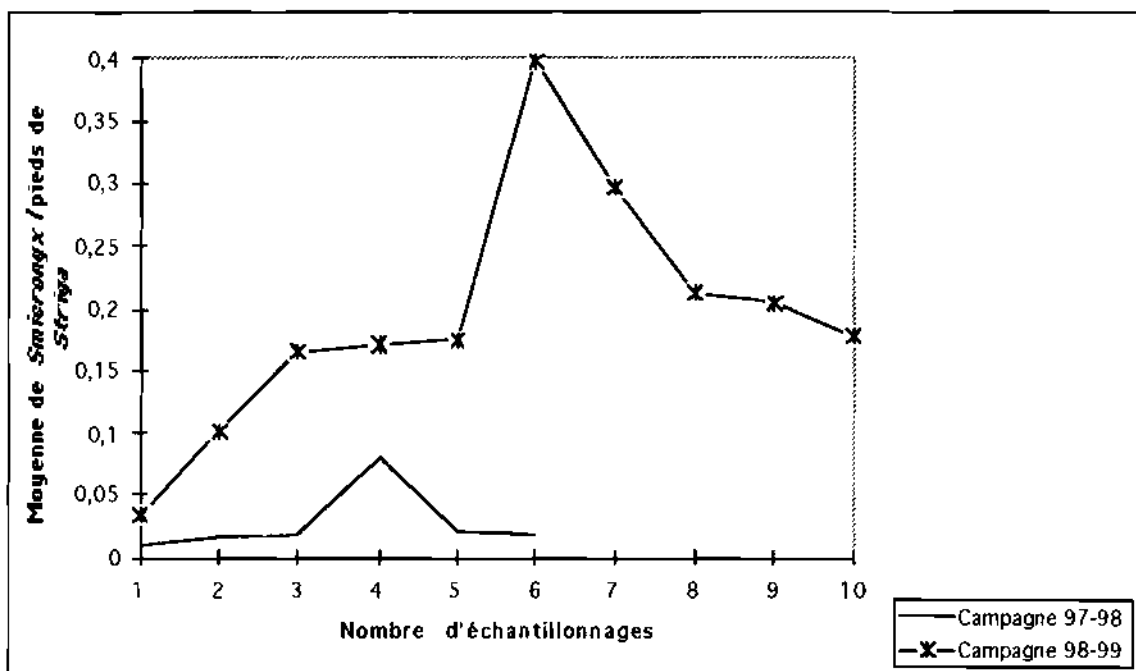


Figure 4 : Densité moyenne de *Smicronyx* par plant de *Striga* avant et après augmentation et conservation des populations à Matourkou.

populations montre une augmentation de la densité moyenne de *Smicronyx* après une année d'augmentation et de conservation en milieu semi-contrôlé (Figure 3).

La densité élevée de *Smicronyx* dans la parcelle d'augmentation serait attribuable au fait que *Smicronyx* volent très peu et par conséquent ils restent là où ils ont été lâchés (Traoré, 1996).

L'augmentation de la densité de *Smicronyx* spp à l'issue de la conservation est qu'en déposant les galles sur le sol remué, on réduit les facteurs de mortalité des larves dus à l'action des hyperparasites et /ou les aléas climatiques au cours du transit de la larve de la galle au sol.

Kelleher (1984) affirmait que la diminution des facteurs de mortalité des larves d'un insecte pouvait avoir un effet positif sur l'augmentation de sa population.

La fluctuation de populations de *Smicronyx* représentée par la Figure 4 montre une nette supériorité de la densité de *Smicronyx* pour la campagne (1998-1999). Nous avons observé la supériorité de la densité de *Smicronyx* dès son émergence et elle reste croissante jusqu'au sixième échantillonnage où elle atteint son maximum avant de décroître au cours des quatre derniers échantillonnages.

La densité élevée de *Smicronyx* à l'émergence serait imputable à l'effet de l'augmentation et de la conservation de la campagne (1997-1998). L'évolution positive de la densité de *Smicronyx* s'expliquerait en partie par l'effet de l'augmentation de la campagne en cours.

Au vu des résultats obtenus après une année de conservation et d'augmentation de populations de *Smicronyx* spp, cette approche semble être une alternative intéressante dans la lutte contre *Striga*. Le Tableau IV ci contre montre une augmentation de 17,72% de *Smicronyx* après une année d'augmentation et de conservation de *Smicronyx*. Malgré cette augmentation, le nombre de *Smicronyx* reste toujours en dessous de l'optimum qui est de trois *Smicronyx* par plant de *Striga*. Ceci voudrait dire que la conservation et l'augmentation doivent être soutenues pendant plusieurs campagnes. Une des limites de la manipulation des charançons à long terme serait le phénomène de rétroaction qui régule la taille des populations d'insectes dès que celle-ci dépasse un certain seuil. À ce propos, Nicolson (1933), Andrewartha (1954) et Chitty (1960) rapportaient qu'il était impossible d'augmenter une population d'insectes à volonté à cause du "feed-back".

Pour remédier à cette situation, on pourrait jouer sur la performance de ponte des femelles et cela suppose une bonne connaissance du cycle de reproduction de l'insecte et les conditions favorables à l'ovogenèse. Enfin une bonne maîtrise du cycle larvaire et des conditions favorables à sa conservation dans le sol est nécessaire.

Tableau IV : Pourcentage d'augmentation de la densité de *Smicronyx* par plant de *Striga* après une année d'augmentation et de conservation à Matourkou.

Nbre d'échantillonnage	Campagne 97-98	Campagne 98-99	% d'augmentation
1	0,009	0,034	2,406
2	0,016	0,101	8,526
3	0,018	0,165	14,718
4	0,081	0,170	8,932
5	0,021	0,175	15,375
6	0,018	0,398	38,054
7		0,297	29,699
8		0,213	21,311
9		0,204	20,423
10		0,178	17,832
Somme	0,163	1,936	177,277
Moyenne	0,027	0,194	
Augmentation moyenne			17,728

Tableau V : Résumé de la régression multiple sur les capsules avec galles en relation avec le nombre total de pieds de *S. hermonthica* et le nombre total de capsules de *S. hermonthica*.

Nombre	R ²
100	0,13644.

Tableau VI : Analyse de variance de la régression multiple sur les capsules avec galles en relation avec le nombre total de pieds de *S. hermonthica* et le nombre total de capsules de *S. hermonthica*.

	DDL	Valeur de F	Valeur de p
Régression	2	7,66	0,0008

Tableau VII : Coefficients de la régression multiple sur les capsules avec galles en relation avec le nombre total de pieds de *S. hermonthica* et le nombre total de capsules de *S. hermonthica*.

	Coefficient	Valeur de t	Valeur de p
Terme constant	1,87	0,73	0,4651 NS
Nombre de pieds <i>Striga</i> .	0,162	2,12	0,0359 S
Nombre total capsules.	0,033	2,83	0,0055 S

Tableau VIII : Résumé de la régression multiple sur le nombre de *Smicronyx spp.* en relation avec le nombre total de pieds de *S. hermonthica* et le nombre de pieds avec galles au collet.

Nombre	R ²
100	0,20787

Tableau IX : Analyse de la variance de la régression multiple sur le nombre de *Smicronyx spp.* en relation avec le nombre total de pieds de *S. hermonthica* et le nombre de pieds avec galles au collet.

	DDL	Valeur de F	Valeur de p
Régression	2	0,127271	< 0,0001

Tableau X : Coefficients de la régression multiple sur le nombre de *Smicronyx spp.* en relation avec le nombre total de pieds de *S. hermonthica* et le nombre de pieds avec galle au collet.

	Coefficient	Valeur de t	Valeur de p
Terme constant	2,76	2,76	<0,0001
Nombre de pieds <i>Striga</i>	0,07	0,41	<0,0001
G/ collet <i>Striga</i>	0,07	0,89	0,38

4-2-3 Analyses statistiques

Une régression multiple a été faite sur les capsules avec galles en relation avec le nombre total de pieds de *S. hermonthica* et le nombre total de capsules de *S. hermonthica*.

Les capsules avec galles en relation avec le nombre total de pieds de *Striga hermonthica* et le nombre total de capsules de *S. hermonthica* sont hautement significatives ($p = 0,0008$) (Tableau VI). Au seuil de 5%, seuls les coefficients de régression affectés au nombre de pieds *S. hermonthica* (X_1) et nombre total de capsules (X_2) diffèrent significativement de zéro (0). ($p = 0,036$) pour (X_1) et ($p = 0,006$) pour (X_2). Par contre, le terme constant ne diffère pas significativement de zéro ($p = 0,465$)

Le coefficient de détermination $R^2 = 13,64\%$ (Tableau V) n'est pas significatif. Ce qui veut dire que le nombre total de pieds de *S. hermonthica* et le nombre total de capsules de *S. hermonthica* ne prédisent pas suffisamment la formation des galles de capsules. Ceci est tout à fait normal en ce sens que les galles sont issues de la pénétration de la larve de *Smicronyx* dans l'ovaire de l'inflorescence de *Striga*. Quelle que soit la taille des deux paramètres ci-dessus cités, il n'y aura pas de galles en absence des larves de *Smicronyx*. En plus, pour qu'un paramètre soit décrit de façon satisfaisante par deux autres paramètres, il faudrait qu'il y ait une association positive ou négative entre les deux variables en présence. Or, les résultats montrent que le terme constant étant assimilable à 0 ($p = 0,465$) ce qui veut dire qu'il n'y a pas de relation linéaire entre le nombre total de pieds de *Striga* et le nombre total de capsules de *Striga*

Dans la portion du champ où les charançons ont été conservés, la densité de capsules attaquées est significativement différente de 0 ($p = 0,036$). Cette augmentation locale de galles s'expliquerait par une prolifération des charançons conservés. Les galles issues de l'infestation naturelle sont en nombre insuffisant face aux capsules normales ($p = 0,006$). Au vu de ces résultats, nous pouvons dire que l'infestation naturelle de *Smicronyx* est très faible à Matourkou et que la conservation ou l'augmentation de populations a un impact positif sur la prolifération des galles de capsules.

Régression multiple sur le nombre de *Smicronyx spp.* en relation avec le nombre total de pieds de *S. hermonthica* et le nombre de pieds avec galles au collet.

La régression multiple qui décrit le nombre de *Smicronyx* en relation avec le nombre total de pieds de *Striga* et le nombre de pieds avec galles collet est hautement significative ($p < 0,0001$) (Tableau IX). Au seuil de 5%, le terme constant et le coefficient affecté au nombre total de pieds de *Striga* (X_3) sont significativement différents de 0 ($p < 0,0001$) pour le terme constant, ($t = 4,07$; $p < 0,0001$). Pour le nombre de pieds de *Striga*, le coefficient affecté au

nombre de pieds de celui-ci avec galles au collet (X_4) ne diffère pas significativement de 0 ($p = 0,380$).

Le coefficient de détermination ($R^2 = 20,79\%$) montre que la densité de *Smicronyx* est décrite à 20,79% par le nombre total de pieds de *Striga*. Les pieds de *Striga* avec galles au collet ont une contribution très négligeable dans la description de la densité de *Smicronyx spp.* car le coefficient affecté à ce paramètre n'est pas significatif ($p = 0,380$). Ce résultat s'explique par le fait que la densité de la population de *Smicronyx spp.* dépend de la quantité de pupe qui se trouve dans le sol et non du nombre de pieds de *S. hermonthica* avec ou sans galles de collet.

Les résultats obtenus montrent que malgré la relation positive existant entre les paramètres, le nombre total de pieds de *S. hermonthica* et le nombre de pieds avec galles au collet, la prolifération de la population d'insectes n'est pas liée à la densité du *S. hermonthica*.

CHAPITRE 5 : ASSOCIATION DE *SMICRONYX* ET *FUSARIUM OXYSPORUM*

5-1 MATERIELS ET METHODES

5-1-1 Matériels biologiques et techniques

La mise en place de l'essai nécessite un certain nombre de matériel végétal au titre duquel nous avons le maïs de variété SR 22 et le sorgho de variété Sariasso 01.

Les matériels techniques suivants ont été utilisés pour la conduite de l'essai :

- défriche et labour à plat faits par un tracteur et les deux premiers sarclages à la daba ; un décamètre et des cordes pour la mesure de la surface de l'essai et des parcelles élémentaires ;
- 72 étiquettes pour désigner les différents traitements des répétitions ;
- trois (3) compteurs manuels pour le comptage de *Striga* et des charançons ;
- deux aspirateurs à moteur pour la capture des charançons ;
- de l'Urée + N.P.K. pour la fertilisation des parcelles ;
- des pots en caoutchouc munis d'une fermeture en tissu transparent pour le transport des charançons ;
- fiches pour la collecte des données ;
- analyse des variances faite sur logiciel Statview 4,0.

5-1-2 Méthodes expérimentales

5-1-2-1 Dispositif expérimental

L'essai a été implanté sur une parcelle de 34 m X 22,5 m, soit une superficie de 765 m². Le dispositif utilisé est celui d'un essai factoriel à deux facteurs et quatre répétitions : (3 x 2 x 4) (voir annexe).

Le facteur 1 représente les doses de l'isolat M12-2A de *Fusarium oxysporum*.

D₁ correspond à 0 g de l'isolat M12-2A de *Fusarium oxysporum* ;

D₂ correspond à 60 g de poudre de morceaux de tiges de sorgho sains par kilogramme de semences ;

D₃ correspond à 60 g de poudre de morceaux de tiges de sorgho colonisés par l'isolat par kilogramme de semences.

Le facteur 2 est la manipulation de *Smicronyx*.

S_1 est l'infestation naturelle ;

S_2 est l'augmentation de *Smicronyx spp.*

5-1-2-2 Méthode d'application de *Fusarium*

Seules les semences destinées aux parcelles D_3S_1 et D_3S_2 reçoivent l'inoculum de *Fusarium*. Pour cela, les semences humectées d'eau au moment du semis sont bien pralinées dans la poudre de tiges de sorgho colonisées par l'isolat à la dose de 60 g kilogramme de semences.

Les semences destinées aux parcelles D_2S_1 et D_2S_2 reçoivent le même traitement que celles des D_3S_1 et D_3S_2 à la différence que la poudre de tige de sorgho n'est pas colonisée par l'inoculum.

Les parcelles élémentaires ont une superficie de 18 m² (4 m x 4,5 m). Les écartements sont de 0,80 m entre les lignes et de 0,40 m sur la ligne (entre deux poquets de la même ligne).

La parcelle élémentaire a sept (7) lignes dont trois utiles. Chaque ligne a neuf (9) poquets et mesure quatre (4) mètres.

Le semis a eu lieu le 09/07/98 à la dose de deux graines par poquet (pour le maïs et le sorgho). Pour éviter la contamination des parcelles qui ne sont pas traitées au *Fusarium*, le semis a été réalisé dans l'ordre suivant : les parcelles témoins en première position (D_1), les parcelles dont la semence a été pralinée dans de la poudre de tiges de sorgho non colonisée par l'isolat de *Fusarium* (D_2) en seconde position et enfin les parcelles dont les semences sont pralinées dans de la poudre des tiges de sorgho contaminées par l'isolat M12-2A de *F. oxysporum* (D_3).

Pour éviter que des mauvaises herbes autres que *Striga* n'entrent en compétition avec les plantes de maïs et sorgho, un accent particulier a été mis sur le désherbage. Du semis à la récolte, la parcelle de Matourkou a été désherbée à cinq reprises.

Le premier désherbage a eu lieu au neuvième jour après semis (JAS) suivi du démariage et du remplacement par repiquage (pour le sorgho) et par resemis (pour le maïs) des poquets qui n'ont pas levé. Le deuxième désherbage est effectué 25 JAS, le troisième 45 JAS, le quatrième 60 JAS et le cinquième 87 JAS.

Les deux premiers désherbages ont été effectués à la daba alors que les trois derniers ont été faits par arrachage manuel.

La première application d'engrais (N.P.K.) a eu lieu à la même date que le démariage et le premier sarclage, soit neuf (9) jours après semis à la dose de 12,86 g par ligne de semis de la parcelle élémentaire soit une dose globale de 75 kg/ha.

La seconde application d'engrais (N. P. K. + urée) a eu lieu 45 JAS. La dose de N.P.K. reste la même que la première application alors que l'urée est apportée à la dose de 12,28 g par ligne de la parcelle élémentaire soit une dose de 50 kg/ha.

5-1-2-3 Manipulation de *Smicronyx*

Une fois par semaine, des charançons sont capturés dans les champs voisins pour infester les parcelles destinées à recevoir des augmentations de populations de charançons (S_2) de l'essai. Il n'y a pas d'augmentation des populations dans les parcelles (S_1).

Le lâché des charançons a commencé dès l'apparition des inflorescences, c'est-à-dire 28 jours après l'émergence de *S. hermonthica*. Le choix de ce stade phénologique tient au fait que c'est à cette date que les premiers charançons ont été échantillonnés sur les plants de *Striga* de l'essai.

Les charançons sont capturés très tôt le matin ou dans l'après midi, périodes propices pour les retrouver sur les feuilles de *Striga* (Traoré, 1995).

La capture se fait à l'aide d'un aspirateur doté d'une boîte intérieure sous forme de tamis très fin qui communique avec l'extérieur par un raccord en caoutchouc (souple) qui se termine par un cône métallique. L'aspirateur en marche est placé sur le dos. On place le cône au sol de façon à couvrir tout le pied du *Striga*, afin d'aspirer au maximum les charançons sur le pied de *Striga* qui se trouve sous le cône. Après cette opération, les insectes sont récupérés dans la boîte interne de l'aspirateur d'où ils seront transférés dans des boîtes en caoutchouc recouvertes de mèche.

Les charançons capturés sont lâchés au niveau de la ligne centrale des parcelles S_2 . Au cours de cette augmentation de populations on veille à ce que le nombre de charançons soit le même pour toutes les parcelles S_2 du même site. Les données collectées sont enregistrées dans le tableau de la **Fiche n° 3** en annexe

5-1-2-4 Échantillonnage de *Striga*

La détermination de l'impact des différents traitements se fait par la collecte des données sur deux lignes juxtaposées de semis d'un mètre, pris au hasard. On compte le nombre de pieds de *Striga* émergés et de *Striga* avec galles de collet ou de capsules.

On sélectionne dix (10) plants de *Striga* avec galles et on compte le nombre de capsules par pied ainsi que le nombre de galles par pied.

Pour l'évaluation de l'impact de *Fusarium*, le comptage se fait sur les sept poquets de la ligne centrale. Il nous permet de déterminer le nombre de pieds de *Striga*, le nombre de pieds de *Striga* fleuris et le nombre de pieds de *Striga* flétris. Les données collectées sont enregistrées dans la **Fiche n° 4** (voir annexe).

5-1-2-5 Échantillonnage des charançons

On échantillonne les charançons sur tous les pieds de la ligne centrale à l'aide d'un aspirateur à insectes. Le procédé consiste à placer l'aspirateur au dessus de la plante de *Striga* et à le maintenir à cette position tout en accélérant pour exercer le maximum de succion possible sur la plante. Cette opération est répétée de façon aléatoire sur les deux lignes juxtaposées de deux mètres chacune.

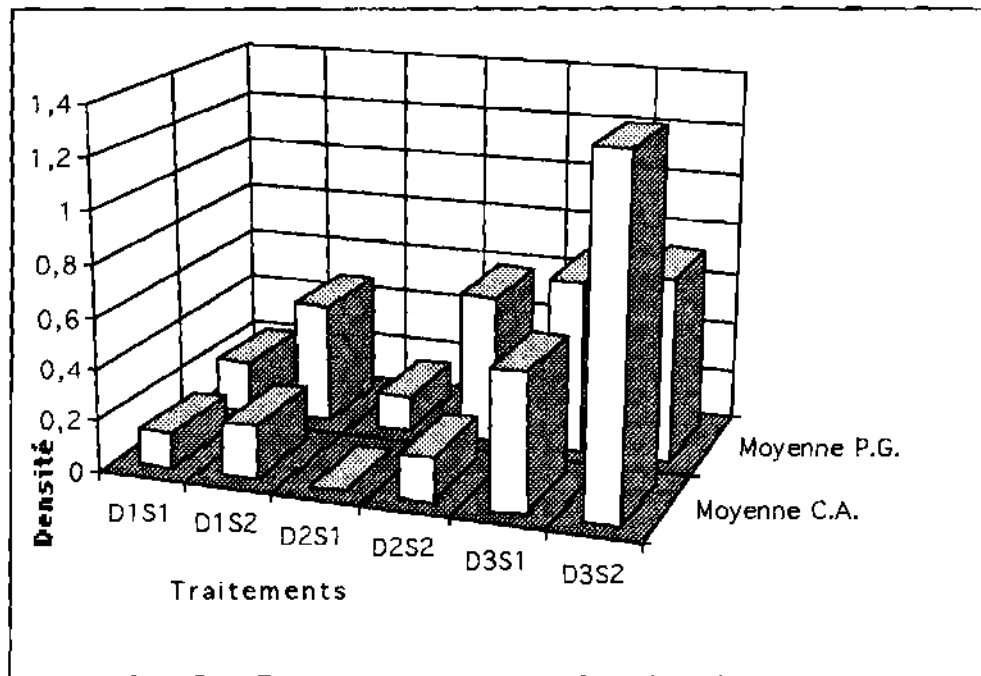


Figure 5 : Impact de l'augmentation de *Smicronyx* sur la densité moyenne de galles et de pieds de *Striga* avec galles

P. G. = Pieds de *Striga* avec galles de collet et/ou galles des capsules

C. A.= Capsules anormales (galles)

5-2 RESULTATS ET DISCUSSIONS

5-2-1 Impact de *Smicronyx* spp.

La figure 5 est la représentation graphique du nombre moyen de galles et de pieds de *Striga* avec galles en fonction du traitement. Elle montre que la formation des galles et les pieds de *Striga* avec galles sont plus élevés dans les parcelles qui ont reçu une augmentation de populations de *Smicronyx*.

Les lâchés des adultes de *Smicronyx* ont un effet significatif sur l'augmentation de la densité des charançons ($p = 0,0077$). La densité élevée des charançons dans les parcelles ayant reçu une augmentation d'insectes par rapport aux parcelles n'ayant bénéficié que de l'infestation naturelle s'expliquerait par le fait que les charançons restent dans les parcelles où ils ont été lâchés et y mènent toutes leurs activités. Les travaux de Traoré (1995) ont montré que *Smicronyx* spp. sont de mauvais voiliers et ne consacrent que 8,96% de leur temps d'activité au déplacement.

Le test de séparation des moyennes de **Bonferroni** indique que seules les parcelles ayant reçu l'augmentation des populations de charançons sans inoculum de *Fusarium* diffèrent significativement au seuil de 5% de celles avec inoculum de *Fusarium* sans augmentation ($p = 0,0008$). Il en est de même pour les parcelles ayant reçu une augmentation des populations et à semence traitée dans la poudre de tiges de sorgho sans inoculum et celles avec augmentation sans inoculum.

La variation significative entre la densité des charançons observée dans les parcelles sans inoculum avec augmentation et celles traitées au *Fusarium* sans augmentation s'expliquerait par l'impact de l'apport supplémentaire de la population de *Smicronyx* qui affecte directement certains paramètres de la plante parasite. Les résultats de Traoré (1995) montrent que les espèces de *Smicronyx* vivent entièrement aux dépens du *Striga* et lui causent des dommages.

Si la variation de la densité de *Smicronyx* entre les parcelles sans inoculum avec augmentation et celles traitées au *Fusarium* sans augmentation est imputable à l'apport supplémentaire des adultes de charançons, la différence significative constatée au niveau de la densité de *Smicronyx* dans les parcelles avec augmentation avec poudre de tiges saines et celles avec augmentation sans inoculum ne pourrait s'expliquer par l'effet de l'augmentation des populations. En effet, ayant reçu le même traitement en ce qui concerne l'augmentation de la population de *Smicronyx*, on ne devrait pas avoir de différence significative entre ces traitements. La différence significative entre ces deux traitements s'expliquerait par une prolifération locale et naturelle de *Smicronyx* spp. dans ces parcelles. Cette prolifération

pourrait s'expliquer par le stade phénologique de *Striga*. En effet, dans les parcelles sans inoculum ni tige de sorgho, l'émergence de *Striga* est intervenue avec deux semaines d'avance sur les autres parcelles.

La comparaison des paramètres (pieds de *Striga* sains contre pieds de *Striga* avec galle) et (capsules normales contre capsules anormales) montre une différence hautement significative entre pieds de *Striga* et pieds de *Striga* avec galles ($p < 0,0001$). Les moyennes élevées de la densité des galles et de pieds de *Striga* avec galles (Figure 5) des parcelles à semences pralinées dans de l'isolat M12-2A à infestation artificielle, parcelles à semences pralinées dans de la poudre de tiges de sorgho à infestation artificielle sont dues à l'augmentation des populations de *Smicronyx*. Aussi, l'attaque des pieds de *Striga* par *F. oxysporum* favoriserait la pression de *Smicronyx* sur le *Striga*. C'est ce qui serait à l'origine de l'élévation de la densité moyenne des galles et de pieds de *Striga* avec galles des parcelles à semences pralinées dans de l'isolat M12-2A à infestation artificielle (Figure 5).

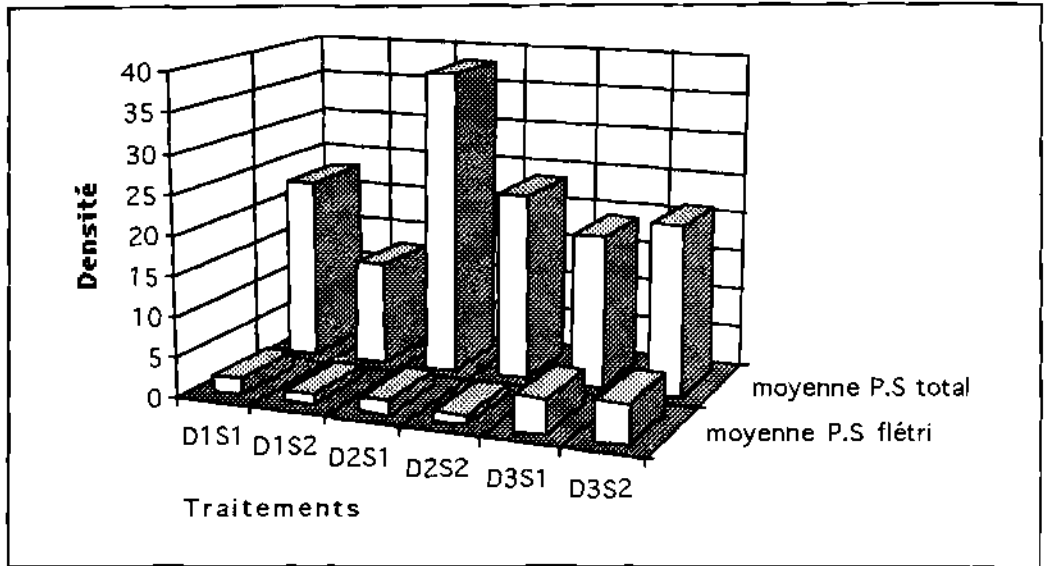


Figure 6 : Impact de *Fusarium oxysporum* sur les nombres moyens des pieds de *Striga* flétris et de *Striga* total

P.S. total = Pieds de *Striga* total

P.S. flétris = Pieds de *Striga* flétris

5-2-2 impact de *Fusarium oxysporum*

La Figure 6 est la représentation graphique du nombre moyen de galles et de pieds de *Striga* infestés par *Smicronyx* en fonction des traitements.

Le traitement à l'isolat M 12-2A de *Fusarium oxysporum* a un impact significatif sur la densité de pieds de *Striga* flétris ($p < 0,002$). Cette densité élevée des pieds de *S. hermonthica* flétris dans les parcelles ayant reçu l'isolat M12-2A de *F. oxysporum* s'expliquerait par le fait que ce champignon vit au dépens de la plante parasite en lui causant des flétrissements irréversibles. Naj Raj (1966) et Zummo (1977) notifiaient qu'un certain nombre d'agents pathogènes dont les champignons du genre *Fusarium* pouvaient causer des maladies fongiques au *S. hermonthica*. Le flétrissement causé par *Fusarium* serait à l'origine de la réduction de la densité de *Striga* dans les parcelles traitées avec l'isolat M12-2A (Figure 6).

Le test de séparation des moyennes de **Bonferroni** indique que seules les parcelles sans inoculum avec augmentation diffèrent significativement de celles avec inoculum sans augmentation ($p = 0,0002$). Il en est de même pour les parcelles avec inoculum sans augmentation en comparaison avec celles avec inoculum et augmentation. Ceci confirme l'interaction positive qu'il y a entre *Smicronyx* et *Fusarium* qui se traduit par une plus grande pression de *Fusarium* sur le *Striga* avec pour conséquence un plus grand nombre de pieds flétris.

Il faut noter à ce point qu'il est pour le moment difficile de faire la différence entre les pieds flétris provoqués par les attaques de *F. oxysporum* et *Smicronyx dorsomaculatus* qui est un charançon dont les larves s'attaquent au collet des pieds de *Striga*. L'alimentation de ces larves dans la tige de *Striga* provoque le flétrissement immédiat des plants attaqués. Nous avons dénombré près d'une dizaine de larves dans un seul collet de pied de *Striga*.

CHAPITRE 6 : DETERMINATION DE L'IMPACT DE *SMICRONYX* PAR LA METHODE CYTOLOGIQUE

Parmi les méthodes de lutte contre *S. hermonthica*, celles qui contribuent à la réduction de la quantité de graines produites apparaissent comme des alternatives très intéressantes. De nombreux auteurs ont signalé les dégâts causés sur les graines de *S. hermonthica* sous l'impact des insectes (Traoré *et al.*, 1996a). (Paré, 1995) rapporte une perturbation de la séminogénèse au niveau des galles et des capsules normales de *S. hermonthica* ayant subi des attaques fongiques ou traités à l'herbicide. Malheureusement, ces travaux se sont axés sur le pourcentage de l'attaque des insectes (le charançon) et les maladies fongiques au champ. Cette étude cytologique permettra d'approfondir les études déjà menées. Elle a pour but d'une part de déterminer qualitativement et quantitativement l'impact de la formation des galles sur le nombre de graines et d'autre part de voir si l'attaque fongique causée par *F. oxysporum* affecte la viabilité des graines contenues dans les capsules normales.

6-1 MATERIELS ET METHODES

Au champ : Les échantillons de capsules normales et de galles sont prélevés sur dix plants de *S. hermonthica* pris au hasard dans chaque traitement à l'aide d'une paire de ciseaux. Avant le prélèvement des échantillons sur ces plants, on compte le nombre de capsules normales, le nombre de capsules anormales, le nombre de fleurs épanouies. Le prélèvement est suivi du nettoyage des échantillons. La fixation se fait directement dans une solution composée de 90 ml d'éthanol à 70%, 5 ml d'acide acétique à 10%, 5 ml d'aldéhyde formique à 37% (F.A.A), contenue dans des bocaux hermétiquement fermés. Ceci permet de limiter le dessèchement de l'échantillon qui s'accompagne toujours du noircissement du contenu de la capsule. La durée de la conservation dans la solution de F.A.A. est de 24 heures au minimum et elle se fait à la température ambiante.

Les échantillons ainsi prélevés sont amenés au laboratoire pour des études cytologiques visant à déterminer l'impact des différents traitements et l'action des charançons sur la réduction des graines de *S. hermonthica*.

Au laboratoire : C'est à partir des travaux effectués par (Ouédraogo, 1995) que le protocole suivant a été établi.

Les échantillons sont retirés de la solution F.A.A., lavés à l'eau simple puis conservés dans de l'alcool à 70°. Les échantillons ainsi stockés sont soumis à une série de bain d'alcool.

Un premier bain dans de l'alcool à 95° et deux autres bains d'alcool à 100° pour la déshydratation. Cette opération dure 72 heures au moins.

La première fixation est la substitution progressive d'alcool par du xylène. Elle se fait dans trois solutions (alcool-xylène) de concentrations successives. Le passage des échantillons dans les différentes solutions se fait dans l'ordre suivant : (25%, 75%) ; (50%, 50%) ; (75% ; 25%) et chaque solution reçoit l'échantillon pour 24 heures au minimum.

La seconde fixation est celle de la paraffine. Elle se fait en étuve à la température de 54 à 56°C. Cette phase se caractérise par la substitution progressive du xylène par la paraffine dans les proportions 25%, 50%, 75% en 72 heures. La méthode de fixation est similaire à celle déjà citée dans le cas de l'alcool et du xylène. À la fin des 72 heures de fixation, les 25% de xylène restant sont évaporés de l'échantillon pendant 24 heures. Pour la circonstance, on laisse les flacons ouverts dans l'étuve pendant 24 heures. Les échantillons ainsi préparés seront stockés dans une solution de paraffine pure pendant 48 heures avant d'être transférés dans une solution de paraffine définitive où ils pourront être conservés aussi longtemps que l'on voudra.

Préparation du talon

Le talon est le support d'inclusion des capsules avant la coupe. On l'obtient à partir de la paraffine pure fondue à la température de 54 à 56°C, puis coulée dans des barres de Leuckart standards. Refroidis, on obtient des talons de dimension 1,5 cm x 2,5 cm.

Inclusion définitive

Elle se fait 24 heures après la préparation du talon. Les talons sont emboîtés dans des barres de Leuckart de format 2,5 cm x 2 cm.

On choisit les capsules à inclure en les retirant du flacon à l'aide d'une pince molle. Une source de flamme permet de chauffer le coutEAU destiné à créer des artefacts sur le talon emboîté dans les barres de Leuckart. C'est au niveau de ces artefacts que seront déposées les capsules. Les capsules doivent être déposées côte - à - côte, dans le même sens et au même niveau. Après ces différentes opérations, le vide de la partie supérieure de la barre de Leuckart est rempli par la paraffine fondue. Les barres sont ensuite retirées après refroidissement total du talon.

Coupe

La coupe proprement dite se fait par le rasoir chaud d'un microtome réglé de sorte à avoir des rubans de 15 micromètres d'épaisseur. Le rasoir est chauffé sur une plaque chauffante réglée à 30°C, bien nettoyé avant d'être monté sur le microtome. Après la coupe, seuls les rubans complets sont admis au montage. Pour éviter les pertes d'échantillons consécutives à la

fragmentation des rubans, le talon contenant l'inclusion définitive doit être préparé 24 heures avant la coupe. La température du rasoir doit être maintenue à 30°C en le chauffant à chaque fois que l'on constate un début de craquèlement du ruban.

La coupe est la partie la plus délicate du travail. La qualité des échantillons et même des résultats en dépendent. Cette étape nécessite donc un suivi rigoureux du protocole.

Premier montage

Le grand ruban issu de la coupe au microtome sera découpé en fonction des dimensions de la lamelle et de la lame porte-oculaire sur lesquelles se fait le montage. Avant de recevoir les rubans, les lames porte-oculaires sont passées dans de l'alcool à 100°. Le montage se fait sur une fine couche de gélatine préparée sur place à 30°C et déposée sur la lame porte-oculaire. Les échantillons préparés sont mis à sécher à l'air ambiant du laboratoire pendant 72 heures après élimination de l'excès de gélatine à l'aide d'un pinceau.

Coloration

La coloration est précédée du déparaffinage des lames à chaud au xylène sous ventilation, suivie de la réhydratation par passage dans des bains d'alcool absolu pendant un temps suffisant. Après lavage et rinçage des échantillons dans une solution d'alun de fer d'ammonium à 3%, les échantillons sont lavés à nouveau et colorés à l'hématoxyline ferrique selon la méthode de Heidenhain.

L'excès d'hématoxyline ferrique est éliminé par une solution d'alun de fer d'ammonium 1%. À ce stade, l'opération doit être suivie au microscope afin d'arrêter la différenciation du contenu de la capsule à un moment propice. Quand les éléments à observer sont les plus colorés possibles et les fonds clairs, on met fin à la différenciation par rinçage à l'eau.

Montage

Les coupes sont déshydratées dans des bains de xylène-alcool avant d'être montées. Le montage se fait entre lame et lamelle, le liquide de montage est le baume de Canada. Après le montage, les coupes sont placées à l'air libre pendant quelques heures avant d'être transférées à l'étuve où elles passeront 72 heures avant l'observation au microscope optique.

Observation

Elle se fait au microscope optique au grossissement (10 x 10). Pour une capsule donnée, toutes les coupes sont observées. Le comptage des graines et/ou les autres cellules se fait à

partir de la coupe qui est la mieux représentée. Pour des exigences statistiques, l'observation porte sur le plus grand nombre de capsules possibles.

6-2 RESULTATS ET DISCUSSIONS

6-2-1 Evaluation qualitative de la réduction des graines au niveau des galles

L'attaque de *Smicronyx* a un effet hautement significatif sur le nombre de graines de *Striga* ($p < 0,0001$). La séparation des moyennes montre un écart hautement significatif entre les capsules attaquées et les capsules témoins au seuil de 5%.

Cette différence entre capsules attaquées (galles) et capsules normales réside dans le nombre de graines que contiennent ces capsules. Les galles contiennent des larves qui dévorent le tissu ovarien et l'albumen entraînant une perturbation de la séminogénèse (Paré, 1993). Cette perturbation peut aboutir à l'avortement des graines (Ponier et Letierce, 1995). L'avortement des graines non consommées par la larve est un phénomène rassurant quant à l'efficacité de *Smicronyx* dans la réduction des graines de *Striga*. Cela nous permet d'être à l'abri des affirmations de Janzen (1971), Haper (1977) et Fenner (1985) qui disent que la prédation des graines n'était pas nécessairement un facteur de réduction du stock de graines et qu'au contraire elle pouvait être considérée comme un facteur de levée de la dormance si l'embryon n'est pas détruit.

Le traitement avec *Fusarium oxysporum* n'a pas d'impact significatif sur la destruction des graines au niveau des galles de *Striga* au seuil de 5%, ($p = 0,87$). Il en est de même pour le nombre de graines fécondes contenues dans les capsules normales ($p = 0,95$).

La séparation des moyennes ne montre aucune différence significative entre les capsules normales témoins (D_1S_1 et D_1S_2) et les capsules normales issues des différents traitements (D_2S_1 , D_2S_2 et D_3S_1 , D_3S_2) au seuil de 5%.

Ce résultat confirme que *F. oxysporum* n'a pas d'impact ni sur le nombre de graines ni sur la séminogénèse de *Striga*. Il y a donc une réduction du spectre d'action de *Fusarium* puisque Paré (1996) et Ramaiah (1983) rapportaient que les attaques fongiques causées par les champignons du genre *Fusarium* perturbaient la séminogénèse et réduisaient le nombre de graines fécondes.

Malgré cette limitation du spectre d'action de *Fusarium* sur le *S. hermonthica*, on peut tout de même le retenir à cause du flétrissement des tissus végétatifs de croissance de *Striga* suite à son attaque.

Tableau XI : Test t pour la comparaison de la quantité moyenne des graines dans les capsules normales et les capsules anormales.

One Sample t-test				
Hypothesized Mean = 0				
	Mean	DF	t-Value	P-Value
C.A.	5,184	75	3,366	,0012
C.N.	79,921	75	14,653	<,0001

6-2-2 Evaluation quantitative de la réduction des graines au niveau des galles

En plus des tissus ci-dessus cités, les larves se nourrissent directement des graines de *S. hermonthica* entraînant une réduction considérable du nombre de graine des galles. Nos investigations sur l'étude comparée du nombre de graines contenues dans les galles et celui des capsules normales donne les résultats suivants.

Le nombre moyen de graines contenues dans les galles et les capsules normales est hautement différent de 0, ($p = 0,0012$) pour les galles et ($p < 0,0001$) pour les capsules normales. Ce résultat montre que l'impact des larves de *Smicronyx* sur les galles se limite à la réduction du nombre de graines. À partir des résultats obtenus, le pourcentage de réduction des graines de *Striga hermonthica* par les larves de *Smicronyx* spp. à Boni et à Matourkou est de $[(5,184 * 100)/79,921]$ soit 93,51%. Ce pourcentage de réduction est très intéressant puisque les travaux de Joset *et al.* (1996) et Kroschel *et al.* (1995) stipulaient une réduction de graines de l'ordre de 22,5 à 100% par les larves de *Smicronyx*.

CHAPITRE 7 : DETERMINATION DU NOMBRE DE STADES LARVAIRES DE *SMICRONYX*

La détermination du nombre de stades larvaires a fait l'objet de plusieurs spéculations. Dyar et Rhinebeck, 1890 cités par Traoré (1995) proposèrent la méthode de mesure des capsules céphaliques. Connue de nos jours sous le nom de la règle ou loi de Dyar, cette loi stipule que la capsule céphalique des lépidoptères évoluait suivant une régression géométrique régulière entre deux mues successives. Bien qu'étant insuffisante, cette règle a occupé une place de choix dans la détermination correcte du nombre de stades larvaires (Harries et Henderson, 1938).

La loi de Dyar a pour support mathématique l'équation : $\log Y = a + bx$ (Gaines et Campbell, 1935). Dans cette équation,

Y représente la largeur de la capsule céphalique ;

x est le nombre de mues ;

a et b sont des constantes logarithmiques du rapport de croissance.

Plus tard, Gaines et Campbell (1935) porteront des améliorations sur la première équation suite à des irrégularités constatées sur les facteurs de croissance. Suite à ce changement, la loi de Dyar sera mathématisée par l'équation $\log Y = a + bx + cx^2$ où Y et x ont la même signification que dans la première équation ; a, b et c seraient des constantes. Les facteurs de croissance sont de 2 pour le poids et 1,26 pour la largeur de la capsule céphalique (Bodenheimer, 1933).

Paterson et Haeussler (1928) proposèrent une méthode plus pratique. Cette méthode consistant à prélever des échantillons d'insectes à intervalles de temps réguliers et pendant le développement d'une génération. Si on mesure ensuite les capsules céphaliques des larves constituant les différents échantillons, on aboutirait à une répartition discontinue avec des regroupements autour de certaines valeurs critiques. La représentation graphique donne le nombre de pics correspondant au nombre de stades larvaires, rien qu'après une simple observation. Cette méthode a permis de déterminer le nombre de stades larvaires de 6 espèces d'insectes inaccessibles dans la nature (Taylor, 1931 ; Mc Dougall, 1934). Le facteur de croissance est obtenu en divisant la valeur d'un stade donné par celle du stade précédant (Dyar et Rhinebeck, 1890).

Parmi les différentes méthodes ci-dessus citées, nous avons récolté des échantillons sur lesquels nous avons travaillé suivant la méthode de Paterson et Haeussler (1928). Le choix de cette méthode se justifie par les moyens matériels dont on a disposé au cours de ce travail.

7-1 MATERIEL ET METHODES

7-1-1 Matériel biologique

Nous avons travaillé sur un échantillon de deux cents (200) larves de *Smicronyx* prélevées comme suit : Au premier prélèvement, nous avons eu 80 larves de *Smicronyx* sur *Striga*, dans le champ d'association sorgho/ arachide à Toussiana.

Le second prélèvement de 80 larves a eu lieu deux jours après le premier sur *Striga* dans le champ de maïs à Boni.

Le troisième prélèvement de 40 larves de *Smicronyx* sur *Striga* dans le champ de sorgho de Boni a eu lieu quatorze jours après le premier prélèvement.

7-1-1-1 Matériel technique

De la récolte des galles au champ à la détermination des stades larvaires, le matériel suivant a été utilisé :

- **Au champ**, les galles sont prélevées avec une paire de ciseaux et conservées dans des sachets plastiques pour le transport au laboratoire. Cette opération est précédée de la dilution de l'alcool à 90° en alcool à 70° pour la conservation des galles. La dilution nécessite de l'eau distillée, un bidon, une pipette et un becher pour la conservation et le dosage de l'alcool à 70° ;

- **au laboratoire**, la dissection des galles pour récupérer les larves se fait sous une loupe binoculaire avec une lame de dissection et une pince pour saisir la larve. La dissection est suivie de la conservation des larves dans des flacons de 20 millilitres contenant de l'alcool à 70°;

- **la détermination de la largeur des capsules céphaliques** comporte l'étalonnage qui nécessite un réticule gradué à 0,1 mm muni d'une croix de repère, un micromètre objet de 50 mm d'échelle, divisé en 0,1 et 0,01 mm. L'observation se fait sous une loupe binoculaire;

- **les résultats** sont obtenus par l'analyse des données sur ordinateur Macintosh avec les logiciels Excel et cricket graph.

7-1-1-2 Méthode expérimentale

7-1-1-2-1 Dilution d'alcool

La dilution est faite selon la formule $C_1 V_1 = C_2 V_2$ dans laquelle

C_1 = concentration de la solution mère d'alcool

V_1 = volume de la solution mère d'alcool

V_2 = volume d'alcool 70° obtenu.

C_2 = concentration finale

V_3 = volume de l'eau distillée à ajouter

$$V_2 = V_3 + V_1$$

$$V_3 = (C_1 / C_2) * V_1 - V_1$$

$$V_3 = [(C_1 / C_2) - 1] * V_1$$

$$V_3 = (90/70 - 1) * V_1$$

$$V_3 = (20/70) V_1$$

$$V_3 = 0,29 * V_1$$

Il faut prélever 290 ml d'eau distillée à l'aide d'un bêcher et 1000 millilitres d'alcool dans un autre puis transvaser l'ensemble dans un récipient. On obtient 1,29 litre d'alcool 70° qui sera réparti dans les tubes de 20 ml destinés à recevoir les larves de *Smicronyx*.

7-1-1-2-2 Récolte des galles

Les pieds de *Striga hermonthica* infestés sont prélevés au champ à l'aide d'une paire de ciseaux. Les branches comportant les galles sont sélectionnées et mises en sachets pour être disséquées au laboratoire.

Une fois au laboratoire, la dissection se fait dans les 48 heures qui suivent le prélèvement. Pour la dissection, la galle est placée sur la platine d'un microscope et immobilisée avec une pince molle. Un couteau de dissection permet d'inciser la paroi de la galle. À l'aide d'une autre pince molle, on prélève la larve qu'on met directement dans les flacons d'alcool à 70°. Il faut au minimum 40 larves par flacon. Au cours de la séparation des larves en échantillon, on s'applique à ce que les 40 larves d'un flacon soient prélevées à la même date, dans le même champ et sur la même espèce de plante. La dissection est faite sous loupe binoculaire au grossissement de 10 x 25.

Les flacons contenant les larves sont conservés dans les conditions ambiantes du laboratoire avant la mesure de la largeur des capsules céphaliques.

7-1-1-2-3 Mesure de la largeur de la capsule céphalique des larves

• Choix et mise en place du réticule

Le choix du réticule se fait en fonction des dimensions de la douille porte-réticule de l'oculaire réglable. La mise en place du réticule est précédée de son lavage, nettoyage au coton et séché à l'aide d'une pro-pipette en lieu et place de la poire en caoutchouc.

Tableau XII : Variations de la valeur micrométrique en fonction du grossissement.

Gx10	6	9	12	18	25	40	50
Y	120	120	120	113	103	115	87
X	195	125	95	64	40	28	17
(X/Y)* I	0,163	0,104	0,079	0,053	0,039	0,024	0,019

On définit :

G = grossissement ;

Y = nombre d'intervalles de division du réticule ;

X = nombre d'intervalles de division du micromètre objet ;

I = valeur en millimètre (0,1 mm) d'un intervalle du micromètre objet ;

(X/Y)* I = valeur micrométrique.

On dévisse la douille de la partie inférieure de l'oculaire grand-angulaire, on y place le réticule et on visse la douille avant d'introduire l'ensemble dans le tube porte-réticule de la loupe binoculaire. Avant de visser l'oculaire, les graduations sont placées horizontalement pour faciliter les mesures.

- Étalonnage

L'étalonnage permet de déterminer la valeur de l'intervalle entre deux graduations. La valeur micrométrique dépend du grossissement de l'objet.

Avant de placer le micromètre objet sur la platine, il faut observer les graduations du réticule à différents grossissements : 6x10, 9x10, 12x10, 18x10, 25x10, 40x10, 50x10 . À la suite de cette observation, le grossissement 25x10 a été retenu pour l'observation des larves, mais nous avons tenu à donner la valeur micrométrique des autres grossissements.

Après avoir choisi le grossissement, on aligne les divisions du micromètre objet parallèlement à celles du réticule afin que les deux échelles se superposent en deux endroits. Soit Y = nombre d'intervalles de division du réticule, X = nombre de division du micromètre objet. On compte le nombre de Y se superposant à X. L'étalonnage gagne en précision au fur et à mesure que le nombre d'intervalles considérés est élevé. Les valeurs micrométriques sont données par la relation $(X/Y) * I$.

Pour se rassurer de la justesse de l'étalonnage, une larve de *Smicronyx* a été mesurée aux différents grossissements et les valeurs obtenues sont comparées aux dimensions réelles de celle-ci.

- Mesure de la longueur (L)

Après avoir retiré le micromètre objet, la larve est placée sur sa face ventrale sur la platine, la tête étant au centre du champ visuel (la tête de la larve est recouverte de chitine et brille par rapport aux autres parties du corps). On compte les deux superpositions. Les graduations du début (D) et de la fin (F) sont lues. Après avoir enregistré ces données, le nombre de divisions du réticule est la différence entre les valeurs D et F. La largeur de la capsule céphalique est obtenue par la formule :

$$L = (X/Y) * I * (F - D)$$

7-2 RÉSULTATS ET DISCUSSIONS

La répartition des larves en fonction de la largeur des capsules céphaliques est donnée par la figure 7.

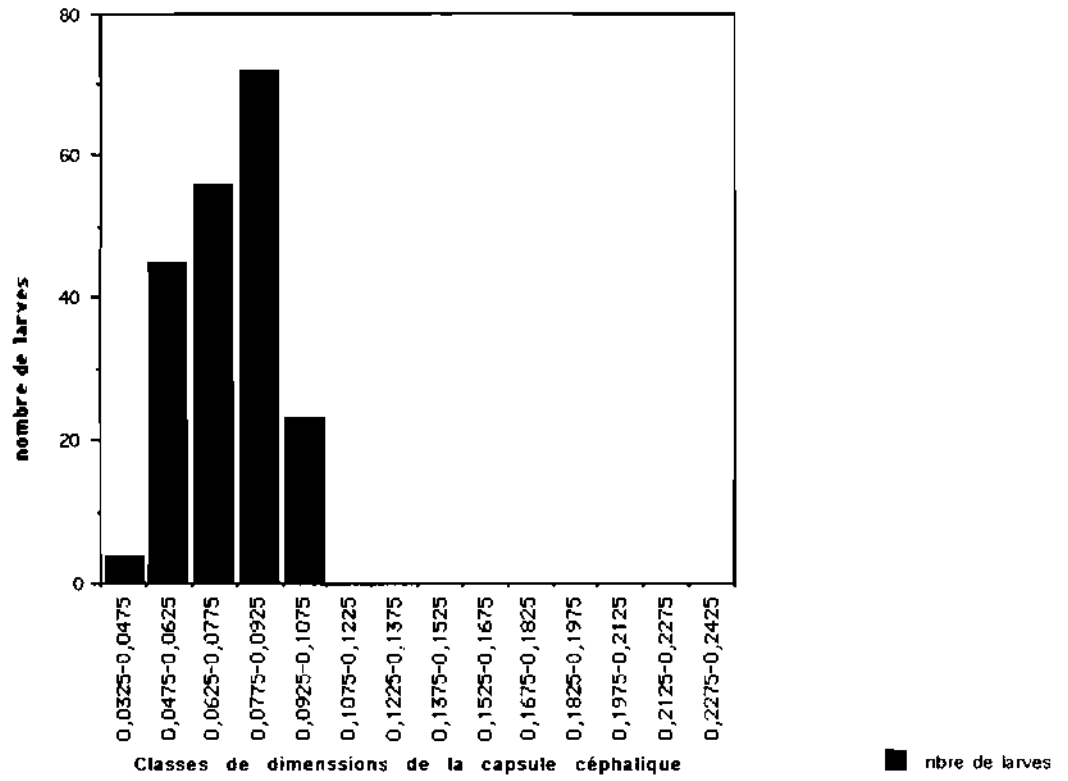


Figure 7 : Représentation graphique des différents stades larvaires

La fréquence de distribution de la largeur des capsules céphaliques laisse apparaître 4 pics majeurs correspondants au nombre de stades larvaires de *Smicronyx* (Figure 7). Cette observation confirme la loi qui caractérise les *curculionidea* par 4 stades larvaires. Elle est aussi intéressante dans un programme d'augmentation et de conservation des adultes de *Smicronyx* car elle montre une bonne adaptation et une stabilité des *Smicronyx* aux milieux agro-écologiques où les larves ont été prélevées.

CONCLUSION GENERALE

Les résultats de nos investigations dans le champ paysan de Toussiana au cours de la campagne 1998-1999 montrent que le charançon à lui seul dans les conditions d'infestation naturelle ne peut venir à bout du *Striga*. Mais le niveau d'attaque nous permet de le retenir comme un élément potentiel dans une perspective de lutte biologique intégrée contre *Striga*.

Pour ce qui est du champ d'augmentation et de conservation des populations de *Smicronyx* à Matourkou, le passage du nombre moyen de *Smicronyx* par plant de *Striga* de 0,027 à 0,19 après une année de conservation et d'augmentation des populations des charançons nous permet de dire que cette méthode est une alternative intéressante pour l'augmentation de la densité de *Smicronyx*. Pour être efficace, la conservation et/ou l'augmentation doivent être soutenues pendant plusieurs campagnes. Malgré que la densité de *Smicronyx* par plant de *Striga* soit multipliée par sept au moins en une année, elle reste en dessous de l'optimale en ce sens qu'il faut au moins trois *Smicronyx* par plant de *Striga* pour que les charançons seuls contrôlent effectivement les plants de *Striga*.

Les résultats de l'étude cytologique des graines de *Striga* montrent que la réduction des graines de *Striga* contenues dans les galles est de 93,51% et qu'une bonne partie des graines non consommées par les charançons ont avorté. Le pourcentage de réduction des graines sous l'impact de *Smicronyx* est satisfaisant. Cardwell (1991), considérait comme satisfaisante et pouvant rentrer dans la composition de la lutte intégrée tout insecte pouvant causer 15% de réduction des graines de *S. hermonthica* parce que tout avortement diminue la viabilité des graines (Kust, 1966).

Bien qu'étant efficace dans la réduction du stock de graines, le charançon à lui seul ne peut venir à bout de *Striga* à court terme à cause de sa faible densité face à la population de *Striga*. C'est pourquoi nous insistons sur une approche de lutte intégrée contre *Striga*.

En tenant compte des résultats obtenus, nous pouvons dire que l'association *Smicronyx* - *Fusarium* est un couple viable et intéressant dans la lutte contre *Striga*. Nous avons observé une interaction positive entre *Smicronyx* et *Fusarium* qui mérite une attention particulière. Mais sa mise en place doit s'accompagner de certaines habitudes de la part des producteurs. Au titre des pratiques culturales pouvant optimiser l'impact de *Smicronyx* et *Fusarium* sur le *Striga*, nous recommandons :

- la bonne gestion des résidus de récoltes. Les travaux de Diarra (1995) ont montré que *F. oxysporum* se trouve dans la nature sous sa forme saprophyte sur les tiges des céréales. Cela

suppose que ce micro-organisme favorise la décomposition des résidus de récolte, enrichit le sol en matière organique qui améliore la structure du sol.

- les pieds de *Striga* flétris avant la fructification doivent être conservés dans le champ puisqu'ils représentent une source de propagation de l'inoculum ;

- la limitation des facteurs de mortalité des charançons dans le sol en évitant de brûler les pieds de *Striga* sur la portion où se fait la conservation des galles. Toujours dans l'optique de la minimisation des facteurs de mortalité, les producteurs ne devront utiliser les produits chimiques qu'en cas d'extrême nécessité et à des doses raisonnables.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Abbasher, A. A. 1994. Micro-organismes associated with *Striga hermonthica* and possibilités of their utilization as biological agents. Plits 12: 144 pp.
- Abbasher, A. A. and Sauerborn, J. 1992. *Fusarium nygamai* a potential bioherbicide for *Striga hermonthica* control in *Sorghum*. Biological control. 2: 291-296.
- Anderson, D. M. and Cox, M. L. 1996. *Smicronyx* species (Coleoptera: Curculionidae) important as seed predators of Witchweed (*Striga* spp.) (Scrophulariaceae) in sub-saharan Africa. Bull. Ent. Research (accepted).
- Andrewartha, H. G. and Birch, L. C. 1954. The distribution and abundance of animals. Chicago Univ. Press, Chicago, 782p.
- BÂ A.T., 1983. Biologie du parasitisme chez deux Scrophulariacées tropicales : *Striga hermonthica* et *Striga gesnerioides*. Thèse de Doctorat d'État. Faculté des Sciences. U. de Dakar. SENEGAL.
- Bakut, H., Salako, E. A. and Lagoke, S.T.O. 1985. Integrated control of *Striga* in sorghum and maize. pp143-153, *In work plant and report*, AERLS, ABV, Samaru, Zaria, Nigeria.
- Bebawi, F. F. 1981. Responses of *Sorghum* cultivars and *Striga hermonthica* population to nitrogen fertilisation. Plants and soil 59 (2): 261-267.
- Bebawi, F. F. and Eplee, R. E. 1986. Efficacy of ethylene as a germination stimulant of *Striga hermonthica* seed. Weed Sci. 34 (5) 694-698.
- Bodenheimer, F. S. 1933. The regression factor in insect growth. Quart. Rev. Biol., 8: 92-95.
- Bouillant, M. L.; Miché, L.; Ouédraogo, O.; Alexandre, G., Jacoud; C., Sallé, G. et Bally, R. 1997. Inhibition of *Striga* seed germination associated with *sorghum* growth promotion by soil bacteria; pp 159-161.
- Brown, R and Edwads, M. 1946. The germination of the seeds of *Striga lutea*. I. Host influence and the progress of germination. Annals of Botany 8: 131-148.
- Cardwell, K. F., Smith, J., Weber, G. and Awad, A. 1991. Farmework for orientation of *Striga* research at IITA. *In: Proc V. Int. Symp. Par. Weeds* (J. K. Ransom, L. J. Musselman, A. D. Worshman and C. Parker, Eds.) pp503-511. CIMMYT, NAirobi, Kenya.
- Chitty, D. 1960. Population processes in the vol and their relevance to general theory. Can. J. Zool. 38: 99-113.
- Ciotola, M., Watson, A. K. and Hallett, S.G. 1995. Discovery of and isolate of *Fusarium oxysporum* with potential to control *Striga hermonthica* in Africa. Weed Research, 1995, volume 35, 303-309.
- Combari, A. 1987. Contribution à l'étude de la germination et des moyens de lutte contre le *Striga hermonthica* et le *Striga gesnerioides*. Thèse de docteur ingénieur de l'Institut National Polytechnique de Lorraine 3-16pp ; 43-46pp ; 68-72pp.
- Combari, A., Pineau, R. et Schiavon, M. 1990. Influence du degré de décomposition sur la germination des graines de *Striga hermonthica* (Del.) Benth. Weed Res. 30 (1): 19-34.

- Dembélé, B., Roques, A.R., Sallé, G. and Turquet, C. 1994. Plantes parasites des cultures et essences forestières au Sahel ; 43p.
- Diarra, C. 1995. Developement of *Fusarium oxysporum* as bioherbicide for control of *Striga hermonthica*. Master thesis, Departement of Plant Science, Macdonald Campus of McGill University 28-42 pp.
- Dogett, H. 1965. *Striga hermonthica* on *Sorghum* in East Africa. J. Agric. Sci. 65: 183-194.
- Dogett, H. 1984. *Striga*-its biology and control: an overview, pp 27-36, In ayenus., S. H. Dogett, R. D. Keynes, J. Marhon, L. J. Musselman, C. Parker and A. Pckering, editors. *Striga* biology and control. Paris: international Consul of scientific Unions Press.
- Dyar, H. G. and Rhinebeck, N. Y. 1890. The number of molts of Lepidopterous larvea psyche, 5: 420-422.
- Fenner, M. 1985. Seed ecology. Chapman and Hall, London 151p.
- Gaines, J. C. and Campbell, F.L. 1935. Dyar's rule as related to the number of instars of corn earworm, *Heliothis obsoleta* (Fab.), collected field. Ann. Ent. Soc. Am., 28: 445-461.
- Greathead, D. J. 1984 The naturel enemies of *Striga* spp. and the prospects for their utilisation as biological control agents 143-156 pp. In *Striga* biolgy and control.
- Harper, J. L. 1977. Population biology of plants. Academic press London, 832p.
- Harries F. H. and Hendersen C. F. 1938. Growth of insects with reference to progression factors for successive growth stages. Ann. Entomol. Soc. Am., 31: 557-572.
- Huignard, J. 1976. Interaction between the host-plant and mating upun productive activity of *Acanthocelides Obtectus* females (Coleoptera, Bruchidae) 101-108 pp.
- Igbinosa, I. and Okonkwo, C. N. C. 1991. Studies on seed germination of cowpea witchweed (*Striga gesnerioides*) and its effects on cowpea (*vigna unguiculata*). In Proceedings of the 5th International Symposium of Parasitic weeds Nairobi, Kenya 58-62pp.
- Janzen, D. H. 1971. Seed predation by animals. Annu.Rev. Ecol.syst.2: 465-492.
- Jobin, L., Hebert, C. and Bourassa, J-P. 1992. Head Capsule Width of Larval population of Gypsy Moth (Lepidoptera: lymantriidae) in Quebec, with reference to Dyar's hypothesis 89 - 93 pp.
- Joset, A. Kroschel, J. and Sauerborn, J. 1996 Studies on *Smicronyx* spp *Junonia orithya* and their potentiel for biological control of *Striga* in Northern Ghana. In 'Advences in parasitic plant recherc (T. Merenoand J. Cubero, Eds.) pp. 890-897. Cordoba, Spain.
- Kelleher, J. S. 1984. Current approches to biological control of agricultural insect pests, p 3-5. In J. S. Kelleher and M.A. Hulme, Biological control programes against insects and weed in Canada, 1969-1980 C.A.B., London, 410p.
- Korwar, G. R. and Friesen, G. H. 1984. Control of witchweed (*Striga asiatica*) In Sorghum (India).Crop pest management 30 (1): 14-17.

- Kroschel, J., Abbasher, A. A. and Sauerborn, J. 1995. Herbivores of *Striga hermonthica* in Northern Ghana and approaches to their use as biocontrol agents. *Biocontr. Sci. Technol.* 5, 163-164.
- Kukula, S. T. 1986. Weed management in dryland cereal production with special reference to Near East; Plant protection bulletin, vol 34, n° 3 pp 133-139.
- Kust, C. A. 1963. Dormancy and viability of witchweed seeds as affected by temperature and relative humidity during storage.
- Kust, C. A. 1966. A germination inhibitor in *Striga* seeds. *Weeds* 11: 327-329.
- Lagoke, S. T. O.; Parkinson, V. and Agunbiade, R. M. 1991. Parasitic weeds and control methods in Africa. In "Proceedings of international Workshop on combating *Striga* in Africa" (S. K. Kim, Ed.), pp3-14, IITA Ibadan Nigeria.
- Mamalo, A. K. 1990. Perspectives pour une approche intégrée de lutte contre *Coniesta* (*Acigona*) *Ignefusalis* hampson (Lepidoptera : Pyralidae, Crambinae). Boreur de tige en zone sahélienne. Mémoire d'ingénieur ; Institut du Développement Rural 116pp.
- Mboob, S. S. 1986. A regional programme for West and Central Africa. In "Improved Management in Africa: Proceeding of the FAO/OAU All-African Consultation on *Striga* control", pp 191-194 Maroua Cameroon.
- Mc Dougall, W. Q. 1934. The determination of larval instars and stadia of some wireworms (Elateridae). *Queensland Agr. Jour.*, 42(Part 1): 43-70.
- Naj Raj, T. R. 1966. Fungi occurring on witchweed in India. commonwealth Institute of biological control. *Tech. Commun* 7: 75-80.
- Nicolson, A. J. 1933. The balance of animal populations *J. Anim.Ecol.*, suppl. 2: 132-178.
- Nikiéma, S. 1992. Conditions agropédologique d'infestation du sorgho par *Striga hermonthica* (Del.) Benth. en zone soudanienne du Burkina Faso: cas de Linonghin. Mémoire de Diplôme d'Étude Approfondies (D.E.A.) en sciences biologiques appliquées. Laboratoire de botanique et de biologie végétale, Faculté des sciences et techniques, Université de Ouagadougou. 68pp.
- Nwanze, K.F. 1988. Assesment of on-farm losses in millets due to insects pests. *Insect Science and its application* 9(6): 673-677.
- Ogborn, J. 1984. Research priorities in agronomy. In *Striga* biology and control. Proceeding of and international workshop held at Dakar, Senegal, November 1983, pp 195-212 ICSV. Press Symposium series N°2.
- Okonkwo, S.N.C. 1966. Studies on *Striga senegalensis*. I. Mode host-parasite union and haustorial structure. *Phythomorphology* 16: 453-463.
- Okonkwo, S.N.C. 1991. The germination of *Striga*-a review. In *Proceedings of the 5th International Symposium of Parasitic weeds* Nairobi, Kenya 144-163pp.
- Ouédraogo, O. 1986. *Striga* in Burkina Faso. Improved Management in Africa: Proc. of the FAO/OAU All-Africa government consultation on *Striga* control (Edited by Robson T.D. and Broad H.R.) pp 34-36. 20-24 October 1986, Maroua Cameroon.

- Ouédraogo, O. 1995. Contribution à l'étude de quelques phanérogames parasites des cultures au Burkina Faso. Incidence biologique et méthodes de lutte. Thèse de Doctorat de l'Université PARIS IV 57-85 pp.
- Paré, J. 1993. Aspect de la fluctuation de la formation de la graine chez *Striga* (Scrophulariaceae) parasite des céréales tropicales. Thèse de Doctorat d'État; Université Pierre et Marie Curie. Paris IV 35 - 49pp et 173 - 181pp.
- Parker, C. and Reid, D. C. 1979. Host specificity in *Striga* species-some preliminary observations. pp 79-90 In: Musselman, L. J., A. D. Worsham, and R. R.R. Eplee, editors. Proceedings of the second International symposium on parasitic weeds. Raleigh: North Carolina State University.
- Parker, C. and Riches, C. R. 1983. Parasitic Weeds of the World: Biology and Control (C.A.B. International, Kettering, Northants, UK: Castlefield Press), 332 pp.
- Parker, C. and Wilson, A.K. 1986. Parasitic weeds and their control in Near East, Plants protection bulletin, vol 34, n°2 pp 83-89.
- Parkinson, V., Efron, Y., Bello, L. and Dahiell, K. 1987. Trap crops as cultural measure in *Striga* control in Africa, Plant protection bulletin, vol 35 n°2 pp 51-54.
- Paterson, A and Haeussler, G. J. 1928. Some observations on the number of larval instars of the oriental peach moth, *Laspeyresia malesta* Busck. J. Econ. Ent., 21: 843-852.
- Pimentel, D et Androw, D. 1984. Pest management and insecticide impacts. Insect. Sci. Applic. 5:0141-149.
- Ponier, I. et Letierce, K. 1995. Etude de la biologie du cycle de développement d'un insecte, *Smicronyx* (coleoptère, curculionidés) susceptible d'être utilisé dans la lutte biologique en région tropicale africaine. Etude de la perturbation provoquée par la présence de la larve de *Smicronyx* (coleoptère, curculionidés) sur la capsule de *Striga* (Scrophulariacée). Relation avec les travaux effectués dans le cadre de la lutte biologique. Mémoire de maîtrise. Université Picardie Jules Verne, Amiens.
- Ponier, I., Paré, J., Traoré, D., Vincent, C. and Stewart, R. K. 1998. A histological Study of the Effect of Feeding by *Smicronyx* spp. (Coleoptera: curculionidea) Larvae on seed production by *Striga hermonthica* (Scrophulariaceae). Biological Control, 13: 152-157.
- Ramaiah, K.V. 1983. Manuel d'identification et de lutte contre le *Striga*. Bull. Information, n°15, ICRISAT.
- Sankaran, T and Rao, V.P. 1966. Insects attacking witchweed (*Striga*) in India. Tech. Commonw. Inst. Biol. Contr., 7: 63-73.
- Shah, N., Smirnoff, N. and Stewart, G. R. 1987. Photosynthesis and stomatal characteristics of *Striga hermonthica* in relation to its parasites of habit. Physiologia Plantarum 69: 699-703.
- Son, B. 1990. Action pilote de lutte contre *Striga* et le Midiou; Sahel P.V. INFO n°24 pp 13-15.
- Stewart, G. 1990. Witchweed: a parasitic weed of grain crop outlook Agric. 19, 115-119
- Taylor, R. L. 1931. "On Dyar's rule" and its application to Sawfly larvae. Ann. Ent. Am., 24: 451-466.

- Traoré, A. 1996. Lutte intégrée contre le *Striga* In Cours de formation sur « les méthodologies de recherches sur le *Striga*» du 30 Septembre au 11 Octobre 1996. Bamako Mali. Document de travail n°2 pp 1-8
- Traoré, D. 1995. Bionomics of *Smicronyx guineanus* Voss and *S. umbrinus* Hust (Coleoptera : Curculionidae), potentiel biocontrol agents of *Striga hermonthica* (Del.) Benh. (Scrophulariaceae) in Burkina Faso. Doctor of philosophy thesis, departement of Natural Resource Science, McGill Universty Montréal, Québec Canada.204p.
- Traoré, D., Vincent, C., & Stewart, R.K. 1986. La lutte biologique contre *Striga*, une perspective. Sahel IPM; n° 9 18p.
- Traoré, D., Vincent, C. and Stewart, R. K. 1996 a. Association and Synchrony of *Smicronyx guineanus* Voss, *S.umbrinus* Hustache (Coleoptera: Curculionidae) and the Parasitic Weed *Striga hermonthica* (Del) Benth (Scrophulariaceae). Biological Control 7, 307-315.
- Traoré, D., Vincent, C., Stewart, R. K. 1996 b. Effet of precipitation on emergence of *Smicronyx guineanus* Voss, *S.umbrinus* Hustache (Coleoptera: Curculionidae) adult and sol vertical distribution of pupae. International Journal of Pest Management, 1996, 42(1) 9.12 ; 9-12 pp.
- Williams, C. N. and Caswell, G.H. 1959. An insect attacking *Striga*. nature,184: 1668.
- Zummo, N. 1977. Diseases of giant witchweed, *Striga hermonthica* in West Africa. Plant Dis. Repr. 61: 428-430.

ANNEXES

FICHE D'ECHANTILLONNAGE N°1 ESSAI CONJOINT Fusarium/Smicronyx

MANIPULATION DU *Smicronyx*

Localité:..... Champ n° Date:.....
 ECHANTILLONNAGE DU *Smicronyx* (Essai conjoint *Fusarium/Smicronyx*)

Traitement	Rép	Nbre de <i>Smicronyx</i>	Nbre de <i>S m.</i> augmenté
D1S1	1		
	2		
	3		
	4		
D1S2	1		
	2		
	3		
	4		
D2S1	1		
	2		
	3		
	4		
D2S2	1		
	2		
	3		
	4		
D3S1	1		
	2		
	3		
	4		
D3S2	1		
	2		
	3		
	4		

FICHE D'ECHANTILLONNAGE N°2 ESSAI CONJOINT Fusarium / Smicronyx

ECHANTILLONNAGE DU STRIGA

Taille de l'échantillon = deux lignes de semis juxtaposées de un mètre /parcelle élémentaire

Traitements	Rép	Nbre de pieds de <i>Striga</i>	Nbre de pieds de <i>Striga</i> avec galles
D1S1	1		
	2		
	3		
	4		
D1S2	1		
	2		
	3		
	4		
D2S1	1		
	2		
	3		
	4		
D2S2	1		
	2		
	3		
	4		
D3S1	1		
	2		
	3		
	4		
D3S2	1		
	2		
	3		
	4		

FICHE D'ÉCHANTILLONNAGE N°3 ESSAI CONJOINT Fusarium/Smicronyx
échantillons destiné à l'étude cytologique

localité Champ n° Date:.....
 Taille de l'échantillon/parcelle élémentaire=10plantes

traitements	Rép	Nbre de F.É.	Nbre de C. N.	Nbre de galies	Nbre total de capsules
D1S1	1				
	2				
	3				
	4				
D1S2	1				
	2				
	3				
	4				
D2S1	1				
	2				
	3				
	4				
D2S2	1				
	2				
	3				
	4				
D3S1	1				
	2				
	3				
	4				
D3S2	1				
	2				
	3				
	4				

**FICHE D'ECHANTILLONNAGE N°4 ESSAI CONJOINT *Fusarium* / *Smicronyx*
determination de l'effet de l'inoculum de *Fusarium***

Localité

Champ n°

Date:.....

ECHANTILLONNAGE DU *STRIGA* (sur la ligne centrale)Essai conjoint *Fusarium/ Smicronyx*

Traitements	Rép	Nbre de pieds de <i>Striga</i> flétris	Nbre pieds de <i>Striga</i> fleuris	Nbre total de pieds de <i>Striga</i>
D1S1	1			
	2			
	3			
	4			
D1S2	1			
	2			
	3			
	4			
D2S1	1			
	2			
	3			
	4			
D2S2	1			
	2			
	3			
	4			
D3S1	1			
	2			
	3			
	4			
D3S2	1			
	2			
	3			
	4			

DISPOSITIF EXPÉRIMENTAL DE L'ESSAI CONJOINT *FUSARIUM*/*SMICRONYX*

34 m

