

UNIVERSITE DE OUAGADOUGOU

N° d'ordre:

UNITE DE FORMATION ET DE
RECHERCHE EN SCIENCES DE LA
VIE ET DE LA TERRE (UFR / SVT)

LABORATOIRE DE BIOLOGIE ET
ECOLOGIE VEGETALES



THESE

Présentée à l'UFR / Sciences de la Vie et de la Terre

Pour obtenir le titre de

Docteur de l'Université de Ouagadougou

Spécialité: Sciences Biologiques Appliquées

Par

YONLI Djibril

**Lutte intégrée contre *Striga hermonthica* (Del.) Benth.
combinant la lutte biologique à base de *Fusarium* spp.
avec certaines pratiques culturelles au Burkina Faso**

Soutenue le 13 Février 2006 devant le jury composé de:

Président: Sita GUINKO, Professeur, Université de Ouagadougou

Membres: Mawuena Y. Dieudonné GUMEDZOE, Professeur, Université de Lomé
Philippe SANKARA, Maître de Conférences, Université de Ouagadougou
Adam TOUDOU, Maître de Conférences, Université Abdou Moumouni de Niamey
Paco SEREME, Maître de Recherche, INERA/CNRST Ouagadougou
Hamidou TRAORE, Chargé de Recherche, INERA/CNRST Ouagadougou

Je dédie cette œuvre :

- A ma mère Adama TRAORE ;
- A mon père Adamou Diayombo ;

Vous qui avez su être patients, endurants et généreux à mon égard durant ces nombreuses années d'études qui n'en finissaient pas ;

- A mon épouse Fati Yéni Pundi THIOMBIANO pour toutes les privations. Votre soutien, votre compréhension à mon statut d'étudiant sans bourse depuis notre union et les sacrifices consentis m'ont permis d'aller au bout de mes ambitions ;
- A mon fils Chamssoudine Afzal, toi qui a été privé de beaucoup de soins nécessaires à ton développement et à ton épanouissement.

Mes études sur la plante parasite *Striga hermonthica* (Biologie et Ecologie) et mon cycle Doctoral me recommandent à te rapporter la citation suivante :

«Nous devons toujours nous référer à l'évidence, car la réalité trompe souvent la vérité»

RENE DESCARTES

Remerciements

Dans un écosystème stable, la communauté vivante a besoin de nourriture pour croître et se multiplier. Le monde biologique est composé de plusieurs maillons interdépendants où chaque maillon constitue un butin pour les uns et une catégorie de «prédateurs» pour les autres: c'est la chaîne alimentaire qui offre un spectacle de coexistence complexe et dynamique entre les éléments qui la composent. Dans l'agriculture, l'homme est au centre de l'activité et est animé d'un égocentrisme. Des variétés de cultures sont ainsi sélectionnées et améliorées sans souvent tenir compte de certains équilibres phyto-sociologiques et de certaines valeurs d'éthique. La production de ces variétés sélectionnées est parfois entravée par d'autres végétaux qualifiés de parasites. C'est le cas des céréales et de la plante parasite *Striga hermonthica* que les producteurs de céréales appellent couramment «le ravageur», «l'herbivore» ou «l'herbe sorcière». Par contre, les herboristes entretiennent le striga pour ses magnifiques belles fleurs, les teinturiers pour sa qualité d'indigo et les tradi-praticiens pour ses vertus thérapeutiques. Dans la nature, *S. hermonthica* est attaquée à son tour par des parasitoïdes tels que les champignons microscopiques. C'est la lutte biologique, phénomène naturel que l'homme peut utiliser à son avantage en cherchant à réduire et à stabiliser de manière durable la densité de striga au-dessous du seuil économique. Partisan de cette alternative de lutte et inquiet de «l'augmentation exponentielle» des terres infestées par le striga en Afrique, nous avons opté d'apporter notre contribution à la réduction des pertes de productions que *Striga hermonthica* inflige aux céréales, base de l'alimentation des populations sahéliennes. Avant de présenter ce mémoire, il nous est un agréable devoir d'exprimer notre profonde gratitude aux personnes physiques et morales qui ont contribué, à leur guise, à sa réalisation.

Le Professeur Sita GUINKO, responsable du 3^è cycle d'alors, nous le remercions sincèrement d'avoir accepté notre inscription dans son laboratoire de Biologie et Ecologie Végétales. Animé d'un esprit de collaboration avec toutes les personnes compétentes, il nous a placé à l'Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles (INERA) afin que nous puissions bénéficier, en plus de l'encadrement académique, des soutiens multiformes des chercheurs qui nous ont devancé dans ce domaine. Nous lui exprimons notre profonde reconnaissance pour son caractère paternel, son souci permanent de la qualité de notre formation sur le terrain et sa disponibilité à nous écouter en cas de difficultés.

Le Professeur Philippe SANKARA, Maître de Conférence à l'Université de Ouagadougou, Secrétaire Permanent du Forum national de la Recherche Scientifique et des Innovations Technologiques (FRSIT), sous la direction scientifique duquel, nos travaux ont été réalisés. Nous lui exprimons nos sentiments de gratitude pour avoir accepté parrainer cette thèse en dépit de ses charges administratives et d'enseignant-chercheur et pour la disponibilité dont il a fait montre à nos différentes sollicitations. Etant à ses côtés, nous avons été intéressé à sa spécialité qu'est la phytopathologie. Nous

apprécions l'attention particulière qu'il a portée à l'élaboration de ce mémoire ainsi que la confiance qu'il nous a accordée.

Dr Paco SEREME, Maître de Recherches et Directeur de l'INERA durant la phase de collecte de nos données, nous a accepté dans son Institut et a co-dirigé nos travaux de thèse malgré ses charges de recherche et administratives. Nos manipulations ont été effectuées dans son laboratoire de Phytopathologie au Centre de Recherches Environnementales, Agricoles et de Formation de Kamboinsé (CREAF/K). Nos expérimentations de terrain ont eu pour cadre d'étude la station du Centre Régional de Recherches Environnementales et Agricoles de l'Est (CRREA-Est) qui est une structure décentralisée de l'INERA. Son assistance, ses critiques permanentes pendant nos manipulations et ses suggestions pendant la phase de la rédaction nous ont été indispensables. Nous tenons à lui témoigner notre parfaite reconnaissance et lui disons merci pour l'attention particulière accordée à nos problèmes.

Dr Hamidou TRAORE, chargé de recherches à l'INERA, Délégué du Centre régional et de Recherches Environnementales et Agricoles de l'Est/Kouaré, nous a initié à la recherche et nous a appâté à la malherbologie depuis notre stage de courte durée sur l'étude du milieu à l'Institut du Développement Rural (IDR) en 1996. Il est resté un maître de stage exemplaire et un Grand Frère pour nous. Ses critiques éclairées sur le déroulement des travaux de terrain et sur toute la phase de rédaction ont été pour nous des atouts importants. Son soutien multiforme durant nos dernières années d'études sans bourse nous a permis de braver la misère et ne pas abandonner la présente thèse. Aussi, nous tenons à lui témoigner notre profonde reconnaissance pour cette attention soutenue, pour toute l'expérience acquise auprès de lui et pour son esprit d'intégration dans ses équipes de travail. Son souci de nous assurer une parfaite formation nous a permis de participer à des rencontres scientifiques de haut niveau. Nous lui restons redevable pour son engagement dans la présente formation et surtout pour la confiance qu'il a eue en nous en nous confiant ce thème de recherche.

Le Professeur Yvonne BONZI-COULIBALY, Maître de Conférence à l'Université de Ouagadougou, Directrice du Centre d'Etudes pour la Promotion, l'Aménagement et la Protection de l'Environnement (CEPAPE), nous a accepté dans son laboratoire et a dirigé nos manipulations sur la recherche des mycotoxines malgré ses charges d'enseignant-chercheur et administratives. Nous lui restons reconnaissant pour sa permanente disponibilité, ses «conseils de mère», sa compréhension et pour sa contribution à l'élargissement de notre bibliographie.

Le Professeur Georges SALLE, de l'Université Pierre et Marie Curie (Paris VI), a accepté d'être rapporteur de cette thèse. Ses critiques et son expertise sur les plantes parasites nous ont permis d'améliorer substantiellement le manuscrit final. Nous lui en sommes très reconnaissants.

Le Professeur Y. Mawuena Dieudonné GUMEDZOE, de l'Université de Lomé, malgré son emploi de temps chargé, a accepté d'être un rapporteur et nous a honoré de sa présence dans notre jury. Nous lui adressons nos vifs remerciements.

Le Professeur Toudou ADAM, Maître de Conférence à l'Université Abdou Moumouni de Niamey, a lu notre manuscrit en tant que rapporteur et a accepté de siéger dans notre jury. Nous lui exprimons notre profonde reconnaissance.

Nous avons bénéficié de la collaboration du Dr Dale E. HESS, de l'Université de Purdue, USA et du Dr A. A. ABBASHER, de l'Université de Gezira, Soudan; précédemment chercheurs à l'Institut International de Recherche sur les Cultures en Zone Semi - Aride Tropicale (ICRISAT). Dr A. A. ABBASHER nous a livré gratuitement ses isolats de *Fusarium* collectés en Afrique de l'Ouest pour nos premières études sur la lutte biologique contre *Striga hermonthica*. Un soutien multiforme nous a été accordé par Dr Dale E. HESS. Nous avons profité en particulier de ses suggestions, de son expérience sur le striga et en matière de rédaction scientifique. Nous leurs exprimons nos sincères et vifs remerciements.

Dr Omar OUEDRAOGO, chargé de recherches à l'INERA, chef actuel du CRREA-Est, a accepté de critiquer notre protocole et de lire une partie de notre manuscrit. En plus de ses encouragements, nous avons bénéficié de son expérience. Nous lui en sommes reconnaissant et souhaitons une collaboration pour l'élaboration d'une approche de lutte efficace contre les espèces de *Striga*.

Le Professeur Joseph Issaka BOUSSIM, Maître de Conférence à l'Université de Ouagadougou, nous a encadré durant notre DEA. Nous le remercions pour les conseils et les encouragements qu'il nous a toujours prodigués afin que cette thèse mûrisse.

Dr Dona DAKOUO, Directeur de recherches à l'INERA, a accepté de lire notre manuscrit malgré son emploi de temps chargé. Ses observations et ses suggestions ont considérablement contribué à améliorer notre mémoire. Nous le remercions très vivement.

Dr Adjima THIOMBIANO et Professeur Martin LOMPO, de l'Université de Ouagadougou, nous ont toujours prêté une fraternelle oreille attentive appuyée de précieux conseils. Nous avons eu des discussions consultatives avec eux. Nous leur exprimons toute notre reconnaissance pour leurs initiatives salvatrices.

Nous remercions Dr TRAORE Salimata et Mme Bernadette SOURABIE, pour les facilités accordées au LNSP pour l'analyse à la chromatographie des filtrats de culture de *Fusarium*. Nous avons fréquemment «dérangé» Mme SOURABIE en raison de notre empressement à obtenir les résultats de l'analyse. Nous lui sommes reconnaissant pour sa compréhension.

Nous adressons nos remerciements à Adamou IDANI, technicien au CRREA-Est, pour sa remarquable contribution dans la conduite des essais de terrain et à la collecte des données sur la station de recherches environnementales et agricoles de Kouaré. Nous remercions également tout le personnel technique et administratif du CRREA-Est pour leur contribution.

Dr François LOMPO, chargé de recherches à l'INERA, nous a guidé dans le choix des options de profil pour notre formation et nous a aidé à bénéficier de l'encadrement de Dr Hamidou TRAORE. Nous lui exprimons notre profonde gratitude pour ses conseils.

Nous avons bénéficié de l'expérience et de la franche collaboration de Mme ZIDA née Elizabeth ZOMA, Mr Amos MINOUGOU et Mr Gabriel DIASSO, chercheurs au laboratoire de Phytopathologie du CREAM de Kamboinsé. Nous leur adressons nos sincères remerciements et nous excusons de tout désagrément commis à leur égard durant notre séjour au laboratoire. Nous remercions à travers eux tout le personnel assistant du laboratoire.

Dr Fen BEED, Chercheur à l'Institut International d'Agriculture Tropicale (IITA), nous a accueilli à deux reprises dans son laboratoire à Cotonou (Bénin) dans le cadre de la lutte biologique contre *S. hermonthica*. Nous avons positivement apprécié son esprit de collaboration et son souci permanent de nous trouver les moyens de travail. Ses encouragements et les multiples échanges scientifiques nous ont été d'un grand intérêt.

La Fondation Internationale pour la Science (FIS), Stockholm, Suède, nous a accordé une bourse de recherche qui a constitué l'ossature du financement de nos travaux. Au terme de cette bourse, l'UNESCO a relayé la FIS par l'accord d'une subvention. Nous remercions les deux institutions pour leur soutien à nos activités de recherche. Nous sommes également très reconnaissant vis-à-vis de INTSORMIL, du ROCARS et du PNDSAI pour leur appui financier dans la conduite de nos expérimentations au champ.

Nous sommes reconnaissant à notre promotionnaire, Dr SOUGOTI-GUISSOU K. Marie Laure, pour ses compassions à nos différents problèmes et ses multiples soutiens opportuns afin que cette thèse puisse aboutir.

Ce travail a été accompli dans une ambiance cordiale et fraternelle avec tous nos promotionnaires en thèse. Qu'il nous soit permis d'avoir un «clin d'œil» pour Paulin OUOBA, Amadé OUEDRAOGO, Salif TRAORE, Joséphine YAMEOGO, Sara TRAORE, Ledoum TIGANABA et Oumarou OUEDRAOGO.

Enfin, nous remercions tous les parents et amis qui nous ont soutenu de près ou de loin pendant ces nombreuses années d'études et surtout durant les moments difficiles.

RESUME

Le sorgho est la première céréale du Burkina Faso en termes de superficie, de production et de consommation. La production des céréales est hypothéquée par *Striga hermonthica* (Del.) Benth. qui est la principale angiosperme parasite épiphyte. La présente étude a porté sur l'évaluation de la pathogénicité des isolats de *Fusarium* endogènes contre *S. hermonthica* au laboratoire et l'identification des modes d'inoculation en serre. Des méthodes culturales contre la plante parasite ont été également évaluées en conditions naturelles dans l'optique d'une lutte intégrée avec la lutte biologique à base de *Fusarium* en culture de sorgho.

L'étude a montré que les spores et le lyophilisat de culture de certains isolats de *Fusarium* inhibent fortement la germination des graines de *S. hermonthica*. En effet, par l'application des spores sur les graines de *S. hermonthica*, huit isolats de *Fusarium* ont réduit de plus de 78% le taux potentiel de germination des graines de *S. hermonthica*. L'efficacité du lyophilisat de culture à inhiber la germination des graines de *S. hermonthica* est fonction de la dose et de l'isolat. Ainsi, l'inhibition complète de la germination est observée à partir de 33 mg/ml avec le lyophilisat de quatre isolats de *Fusarium* et à 67 mg /ml avec celui de trois autres.

La capacité des spores des isolats de *Fusarium* à tuer les plants de *S. hermonthica* a été mise en évidence. L'application des spores de deux isolats sur les parties aériennes de *S. hermonthica* a entraîné une réduction de plus de 77% de la biomasse sèche de *S. hermonthica*.

Pour la production de l'inoculum à base de *Fusarium*, deux substrats de culture ont été choisis: le compost et les tiges de sorgho. L'incorporation de l'inoculum dans le sol contre *S. hermonthica* s'est aussi avérée une méthode d'inoculation efficace. Par cette méthode, six isolats de *Fusarium* se sont révélés des agents potentiels de lutte contre *S. hermonthica*. Toutefois, leur efficacité contre *Striga* est fonction du substrat de culture. La distance d'enfouissement des graines de *S. hermonthica* jusqu'à 10 cm du poquet contenant l'inoculum n'a pas influencé la performance des isolats. En revanche, la profondeur d'enfouissement jusqu'à 10 cm en dessous du poquet contenant l'inoculum a influencé l'efficacité des isolats de *Fusarium*. Cultivés sur les deux substrats de culture, l'augmentation de la profondeur d'enfouissement a entraîné une diminution du nombre d'isolats de *Fusarium* efficaces.

L'évaluation de la pathogénicité des isolats de *Fusarium* au champ a mis en évidence la possibilité d'intégrer la lutte biologique aux pratiques culturales contre *S. hermonthica*. L'incorporation de compost inoculé de *Fusarium* dans le sol a permis une forte réduction du nombre de *S. hermonthica* émergés dans les parcelles. La lutte intégrée combinant le *Fusarium*, la lutte génétique utilisant la tolérance variétale du sorgho, les faux-hôtes et la fumure organique/minérale a réduit plus efficacement au champ l'infestation de *S. hermonthica* et a permis d'améliorer le rendement de la culture hôte.

L'analyse par chromatographie des filtrats de culture des isolats de *Fusarium* a révélé l'exsudation par ces isolats de composés organiques appartenant à la même famille chimique que l'acide fusarique utilisé comme standard.

Les résultats des expérimentations des différentes méthodes de lutte contre *S. hermonthica* ont permis de proposer une stratégie de lutte intégrée contre la plante parasite. Une évaluation de ce paquet technologique dans les différentes zones agroécologiques du Burkina Faso nous éclairera ultérieurement sur l'influence des facteurs environnementaux sur chacune des composantes proposées pour la lutte intégrée.

Mots clés : Sorgho, *Striga hermonthica*, lutte biologique, isolats de *Fusarium*, inoculum, mycotoxines, modes d'inoculation, techniques culturales, lutte intégrée

SUMMARY

Sorghum is the first cereal crop grown in Burkina Faso in term of area, production and consumption. Cereal production is mortgaged by *Striga hermonthica* (Del.) Benth., the main angiosperm root parasitic. In this study we evaluated the pathogenicity of endogenous *Fusarium* isolates against *S. hermonthica* in laboratory and tried to identify an application method in the greenhouse conditions. Cultural control methods against the parasitic plant were also evaluated in field conditions in order to combine them to biological control using *Fusarium* in sorghum field.

The study showed that the spores and the lyophilisat of culture filtrate of some *Fusarium* isolates significantly reduce germination of *S. hermonthica*. Indeed, applying *Fusarium* isolates' spores on seeds of *S. hermonthica* led to a potential reduction of the germination rate of *Striga* of more than 78% with eight *Fusarium* isolates. The effectiveness of the lyophilisat of the culture filtrate to inhibit the germination of *S. hermonthica* is related to the amount and type of isolate. Thus, the complete inhibition of germination is observed starting from 33 mg/ml with the lyophilisat of four *Fusarium* isolates and at 67 mg/ml with that of three others.

This study showed the capacity of *Fusarium* spores to kill *S. hermonthica*. Application of spores of two *Fusarium* isolates on the plants of the parasite led to a reduction of more than 77% of *S. hermonthica* dry biomass.

Two substrates were used to produce the inoculum based *Fusarium*: compost and sorghum shopped straws. Incorporating the inoculum into the soil to control *S. hermonthica* was effective. By using this method, six *Fusarium* isolates showed potential effectiveness in controlling *S. hermonthica*. However, their effectiveness depends on the growth medium. The burial distance of *S. hermonthica* seeds until 10 cm from the sowing hill containing the inoculum did not influence the performance of *Fusarium* isolates to control *S. hermonthica*. On the other hand, the burial depth until 10 cm below the sowing hill containing the inoculum influenced the effectiveness of *Fusarium* isolates. Irrespective of the substrate, the increase of the burial depth led to a reduction of the number of *Fusarium* isolates effective against *Striga*.

The evaluation of the pathogenicity of *Fusarium* isolates in field revealed the possibility to integrate biological control to cultural control methods in the management of *S. hermonthica*. The incorporation of inoculum based compost into the soil led to a great reduction of number of emerged *S. hermonthica* in plots. Integrated management of *S. hermonthica* combining use of *Fusarium*, a tolerant sorghum variety, trap crops or organic/mineral fertilizer reduced more significantly infestation of *S. hermonthica* in the field and subsequently enhanced crop yield.

Analyzing by chromatography the culture filtrates of *Fusarium* isolates revealed the exudation by these isolates of some organic compounds belonging to the chemical family of fusaric acid used as standard.

Results from these experiments of different control methods against *S. hermonthica* enabled us to propose an integrated management approach of the parasitic plant. An evaluation of this technological package in the different agro-ecological zones of Burkina Faso could lead to better understand the influence of the environmental factors on each component proposed.

Key words: *Sorghum*, *Striga hermonthica*, biological control, *Fusarium* isolates, inoculum, mycotoxins, modes of inoculation, cultural methods, integrated management.

SOMMAIRE

Remerciements	3
RESUME.....	7
SUMMARY	8
SOMMAIRE	9
Introduction	14
PREMIERE PARTIE:	18
Chapitre I: Sorgho (<i>Sorghum bicolor</i> (Linn.) Moench.) au Burkina Faso: productions et contraintes	19
1. Culture du sorgho	19
2. Origine et classification du sorgho	19
3. Exigences écologiques	20
4. Importance socio-économique	20
5. Contraintes agronomiques.....	21
5.1. Contraintes abiotiques	21
5.2. Contraintes biotiques.....	22
Chapitre II: Mauvaises herbes en culture céréalière au Burkina Faso: Etat des recherches sur <i>Striga hermonthica</i> et sur les méthodes de lutte contre cette plante	24
1. <i>Striga</i> , principale phanérogame parasite au Burkina Faso.....	24
1.1. Caractéristiques botaniques de <i>Striga</i>	24
1.2. Impact socio-économique de <i>Striga</i>	25
2. <i>Striga hermonthica</i> (Del.) Benth., principale plante parasite du sorgho.....	25
2.1. Classification	25
2.2. Ecologie.....	25
2.3. Cycle biologique	26
2.4. Physiologie	27
2.4.1. Nutrition	27
2.4.2. Impact de la physiologie de <i>Striga hermonthica</i> (Del.) Benth. sur l'hôte	27
3. Etat des recherches sur les méthodes de lutte contre <i>Striga</i>	29
3.1. Recherches portant sur la lutte biologique contre <i>Striga</i>	30
3.1.1. Exemples de lutte biologique contre <i>Striga hermonthica</i> à partir de quelques ennemis naturels isolés, identifiés et évalués	30
3.1.2. Principales approches de lutte biologique contre les mauvaises herbes	32
3.1.3. Travaux effectués en Afrique sur la pathogénicité des champignons vis-à-vis de <i>Striga hermonthica</i>	35
3.2. Lutte intégrée contre <i>Striga</i>	38
Chapitre III: Souches de <i>Fusarium</i> pathogéniques à	40
1. Généralités.....	40
2. Cas de <i>Fusarium oxysporum</i> Schel. Emend. Snyder & Hans	41
2.1. Classification	41
2.2. Biologie	41
2.3. Spécialisation physiologique.....	41
2.4. <i>Fusarium</i> sp., champignon pathogène du <i>Striga</i>	42
2.5. Symptômes d'attaque de <i>Fusarium</i> sp. sur les plantes de <i>Striga hermonthica</i>	43
DEUXIEME PARTIE:	44
Evaluation de la pathogénicité des isolats de <i>Fusarium</i> contre <i>Striga hermonthica</i> (Del.) Benth. au laboratoire et en conditions de serre	44
Chapitre I: Collecte des isolats de <i>Fusarium</i> pathogènes à <i>Striga hermonthica</i> (Del.) Benth. au Burkina Faso.....	45

Introduction	45
1. Matériel	45
2. Méthodes	47
2.1. Prospection et collecte de plants malades de <i>Striga hermonthica</i>	47
2.2. Isolement des souches de <i>Fusarium</i>	47
3. Résultats	49
4. Conclusion partielle.....	50
Chapitre II: Effet de l'action directe de spores et des excréments des isolats de <i>Fusarium</i> sur la germination des graines de <i>Striga hermonthica</i> (Del.) Benth. au laboratoire	51
Introduction	51
1. Matériel et méthodes	51
1.1. Matériel	51
1.1.1. Matériel végétal	51
1.1.2. Matériel de laboratoire	52
1.2. Méthodes	52
1.2.1. Stérilisation des graines de <i>Striga hermonthica</i>	52
1.2.2. Production des spores de <i>Fusarium</i>	53
1.2.3. Préparation du milieu liquide de culture	53
1.2.4. Production des lyophilisats.....	53
1.2.5. Application des spores de <i>Fusarium</i> sur les graines de <i>Striga hermonthica</i> .	55
1.2.6. Application des lyophilisats du filtrat de culture de <i>Fusarium</i> sur les graines de <i>Striga hermonthica</i>	57
1.2.7. Analyse statistique et expression des résultats.....	59
2. Résultats	59
2.1. Effet de l'application des spores de <i>Fusarium</i> sur la germination des graines de <i>Striga hermonthica</i>	59
2.2. Effet des lyophilisats du filtrat de culture de <i>Fusarium</i> sur la germination des graines de <i>Striga hermonthica</i>	62
2.3. Corrélation entre l'activité bioherbicide des spores et celle du lyophilisat du filtrat de culture de <i>Fusarium</i> sur la germination des graines de <i>Striga hermonthica</i>	63
Figure 6: Régression linéaire du pourcentage de germination des graines de <i>S. hermonthica</i> obtenu à la suite de l'application des spores de <i>Fusarium</i> en fonction de celui consécutif à l'application du lyophilisat de leur filtrat de culture à 67 mg/ml 3.	
Discussion	64
4. Conclusion partielle.....	66
Chapitre III: Evaluation de l'activité bioherbicide des isolats de <i>Fusarium</i> en serres.....	67
Introduction	67
1. Matériel et méthodes	67
1.1. Matériel	67
1.2. Méthodes	68
1.2.1. Production d'un substrat de culture pour <i>Fusarium</i>	68
1.2.2. Production d'inoculum de <i>Fusarium</i>	68
1.2.3. Inoculation de spores de <i>Fusarium</i> aux plants de <i>Striga hermonthica</i>	69
1.2.4. Mesures des paramètres	69
1.2.5. Vérification de la pathogénicité du <i>Fusarium</i>	70
1.2.6. Mise en évidence de l'influence du substrat de culture sur l'efficacité du <i>Fusarium</i> contre <i>S. hermonthica</i>	71
1.2.7. Mise en évidence de l'influence du substrat de culture, de la profondeur d'enfouissement et de la distance des graines de <i>Striga</i> sur l'efficacité de <i>Fusarium</i> contre <i>Striga hermonthica</i>	72

1.2.8. Analyse statistique et expression des résultats.....	73
2. Résultats	74
2.1. Réaction des plants de <i>Striga hermonthica</i> après l'inoculation de spores de <i>Fusarium</i>	74
2.1.1. Spécificité d'hôte.....	74
2.1.2. Effet des spores de <i>Fusarium</i> sur la dynamique d'infestation de <i>Striga hermonthica</i>	75
2.1.3. Effet des spores de <i>Fusarium</i> sur le développement végétatif de <i>Striga hermonthica</i>	78
2.1.4. Effet de l'inoculation des spores de <i>Fusarium</i> aux plants de <i>S. hermonthica</i> sur le rendement du sorgho	79
2.2. Conditions favorables à l'efficacité de <i>Fusarium</i> sur <i>S. hermonthica</i>	81
2.2.1. Effet de l'inoculum de <i>Fusarium</i> sur le délai d'émergence et sur la dynamique d'infestation de <i>S. hermonthica</i>	82
2.2.2. Effet de l'inoculum de <i>Fusarium</i> sur le développement végétatif de <i>Striga hermonthica</i>	90
2.2.3. Effet de l'inoculum de <i>Fusarium</i> sur le rendement du sorgho infesté par <i>Striga hermonthica</i>	93
2.2.4. Effet de l'inoculum de <i>Fusarium</i> sur le sorgho non infesté par <i>Striga hermonthica</i>	97
2.2.5. Influence du substrat de culture, de la profondeur d'enfouissement et de la distance des graines de <i>Striga</i> sur l'efficacité de <i>Fusarium</i>	100
3. Discussion	109
4. Conclusion partielle.....	112
TROISIEME PARTIE:	113
Evaluation de la pathogénicité des isolats de <i>Fusarium</i> et de la synergie d'action de ces isolats avec les méthodes culturales de lutte contre <i>Striga hermonthica</i> (Del.) Benth. en conditions naturelles	113
Introduction	114
Chapitre I: Criblage des isolats de <i>Fusarium</i> contre <i>Striga hermonthica</i> (Del) Benth. en conditions naturelles.....	115
1. Matériel et méthodes	115
1.1. Matériel	115
1.2. Méthodes	116
1.2.2. Mesure des paramètres	116
1.2.3. Analyse statistique et expression des résultats.....	117
2. Résultats	117
2.1. Effet de la variété de sorgho et de l'inoculum de <i>Fusarium</i> sur le délai d'émergence et la dynamique de l'infestation de <i>S. hermonthica</i>	117
2.2. Effet de l'inoculum de <i>Fusarium</i> sur le développement végétatif de <i>S. hermonthica</i>	121
2.3. Rendement du sorgho sous l'action de l'inoculum de <i>Fusarium</i> sur l'infestation de <i>S. hermonthica</i>	121
3. Discussion	123
4. Conclusion partielle.....	125
Chapitre II: Etude de l'effet de certaines pratiques culturales (variété tolérante, association sorgho - culture faux-hôte) combinées à l'inoculum de <i>Fusarium</i> dans la lutte contre <i>Striga hermonthica</i> (Del.) Benth.....	126
Introduction	126
1. Matériel et méthodes	127

1.1. Matériel	127
1.2. Méthodes	127
1.2.2. Mesure des paramètres	128
1.2.3. Analyse statistique et expression des résultats	129
2. Résultats	129
2.1. Effet des pratiques culturales (variété de sorgho, association sorgho/niébé combinées à l'inoculum de <i>Fusarium</i> sur le délai d'émergence et la dynamique de l'infestation de <i>S. hermonthica</i>	129
2.2. Effet de l'inoculum de <i>Fusarium</i> et de l'association sorgho/niébé sur le développement végétatif de <i>S. hermonthica</i>	130
2.3. Effet de la tolérance variétale, de l'inoculum de <i>Fusarium</i> et de l'association sorgho/niébé sur le rendement du sorgho et du niébé	131
3. Discussion	132
4. Conclusion partielle.....	134
Chapitre III: Etude de l'effet de certaines pratiques culturales (utilisation de la variété tolérante de sorgho et de la fumure) associées à l'inoculum de <i>Fusarium</i> dans la lutte contre <i>Striga hermonthica</i> (Del.) Benth.	135
Introduction	135
1. Matériel et méthodes	135
1.1. Matériel	135
1.2. Méthodes	136
1.2.1. Mesure des paramètres	137
1.2.2. Analyse statistique et expression des résultats	137
2. Résultats	138
2.1. Effet de la variété de sorgho, de la fumure et de l'inoculum de <i>Fusarium</i> sur le délai d'émergence et sur la dynamique de l'infestation de <i>S. hermonthica</i>	138
2.2. Effet de l'inoculum de <i>Fusarium</i> et de la fumure sur le développement végétatif de <i>S. hermonthica</i>	140
2.3. Effet de la tolérance variétale du sorgho, de la fumure et de l'inoculum de <i>Fusarium</i> sur le rendement du sorgho.....	141
2.4. Analyse économique des coûts des traitements contre l'infestation de <i>Striga hermonthica</i> en culture du sorgho	141
3. Discussion	143
4. Conclusion partielle.....	145
Quatrième partie:.....	146
Recherche des mycotoxines produites par <i>Fusarium</i> et inhibitrices de la germination des graines de <i>Striga hermonthica</i> (Del.) Benth.....	146
Chapitre I: Recherche des principes actifs de <i>Fusarium</i> sur la germination des graines de <i>Striga hermonthica</i> (Del.) Benth.	147
1. Matériel et méthodes	147
1.1. Matériel	147
1.1.1. Matériel végétal.....	147
1.1.2. Matériel de laboratoire	147
1.2. Méthodes	148
1.2.1. Production de milieu de culture aqueux contenant des composés organiques excrétés par les isolats de <i>Fusarium</i>	148
1.2.2. Extraction des composés organiques du milieu de culture	148
1.2.3. Séparation des composés organiques par chromatographie sur couche mince (CCM)	149

1.2.4. Evaluation de la toxicité des fractions obtenues par CCM préparative sur la germination des graines de <i>S. hermonthica</i>	149
1.2.5. Analyse statistique et expression des résultats.....	150
2. Résultats.....	151
2.1. Extraits organiques obtenus à partir des filtrats de culture de <i>Fusarium</i>	151
2.2. Séparation des composés organiques par chromatographie sur couche mince...	151
2.3. Effet des extraits organiques de <i>Fusarium</i> sur la germination des graines de <i>S. hermonthica</i>	152
3. Discussion.....	156
4. Conclusion partielle.....	157
Chapitre II: Identification des mycotoxines produites par <i>Fusarium</i> et inhibitrices de la germination des graines de <i>Striga hermonthica</i> (Del.) Benth.....	158
Introduction.....	158
1. Matériel et méthodes.....	158
1.1. Matériel.....	158
1.2. Méthodes.....	160
1.2.1. Production de milieu de culture de <i>Fusarium</i> et extraction de la phase organique.....	160
1.2.2. Analyse des extraits organiques par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC/MS).....	160
2. Résultats.....	162
2.1. Recherche des mycotoxines utilisées.....	165
2.1.1. L'acide fusarique.....	165
2.1.2. Le 3-acétyldeoxynivalenol.....	165
3. Discussion.....	166
4. Conclusion partielle.....	166
Cinquieme Partie:.....	167
Conclusion générale et perspectives.....	167
CONCLUSION GENERALE.....	168
PESPECTIVES.....	173
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	174
ANNEXES.....	188

Introduction

Le sorgho est la cinquième céréale au monde en termes de production céréalière après le blé, le riz, le maïs et l'orge (Doggett, 1988). Les superficies moyennes emblavées dans le monde pour la culture du sorgho étaient de 44 370 180 ha/an entre 1994 et 1998, et de 42 582 186 ha/an entre 1999 et 2003. Le rendement moyen en grains de sorgho durant les mêmes périodes était respectivement de 1,38 t/ha et 1,35 t/ha (FAO, 2004). En revanche, en Afrique, ces superficies étaient de 23 135 553 ha entre 1994 et 1998, et de 22 939 947 ha entre 1999 et 2003, soit respectivement 52,14%, et 53,87% des superficies mondiales (FAO, 2004). En comparaison avec le rendement en grains mondial, celui enregistré en Afrique de 1994 à 2003 était inférieur à 1 tonne, soit 0,82 t/ha entre 1994 et 1998; et 0,88 t/ha entre 1999 et 2003.

L'agriculture constitue la principale activité de la population au Burkina Faso et elle emploie environ 90 % de la population active (Kaboré *et al.*, 1997). Elle contribue pour environ 35 % au PIB suivie de l'élevage (10 %) qui est la deuxième activité importante dans le système de production de toutes les régions du pays (DSAP / MARA, 1995). Essentiellement de subsistance, l'agriculture repose sur des cultures vivrières avec pour principales spéculations le sorgho, le mil, le maïs, le riz et le fonio. Le sorgho, le mil et le maïs fournissent à eux seuls 80% de la production agricole nationale (Traoré et Maillet, 1992). Au Burkina Faso, le sorgho contribue à lui seul pour 48% à 57% de toute la production céréalière (Diawara *et al.*, 1995; FAO, 2001). En 1992, 43 % des superficies cultivées (3,7 millions d'hectares) l'étaient en céréales (DSAP, 1996). De 1985 à 1990, les céréales ont enregistré une baisse de production avec un rendement passant de 0,7 à 0,6 t/ha (DSAP, 1996), entraînant un déficit céréalier de 127 000 t au terme de la campagne 1990.

L'agriculture burkinabé à l'instar de celle des autres pays du Sahel est essentiellement pluviale et de nombreux facteurs limitent sa production. Les principales contraintes sont les aléas climatiques, la dégradation des ressources naturelles et les ennemis des cultures. Les aléas climatiques, notamment l'insuffisance et l'irrégularité des pluies, entraînent des incertitudes de récolte à chaque campagne agricole. La dégradation des ressources naturelles est due en partie à une exploitation excessive de la végétation et à l'exportation des résidus de cultures à des fins domestiques sans apport d'intrants (fumure) à la parcelle. Ces actions anthropiques constituent les facteurs déterminants de la détérioration du statut organique des sols. Les ennemis des cultures tels que les insectes, les maladies et les mauvaises herbes affectent non seulement la productibilité mais aussi la qualité du produit récolté.

Parmi les nombreux ennemis des cultures, les mauvaises herbes tiennent une place importante dans la baisse de rendement des productions agricoles. Marnotte (1995) souligne qu'en Afrique Soudano-sahélienne, avant que la pauvreté des sols ne figure parmi les contraintes agricoles, les mauvaises herbes constituaient l'écueil majeur à l'obtention de bons rendements. Les mauvaises herbes constituent l'une des causes principales de perte de récolte dans les pays en voie de développement (Koch *et al.*, 1982). En fonction de leur mode de nutrition, deux catégories d'adventices sont distinguées: les mauvaises herbes autotrophes et les mauvaises herbes hétérotrophes ou semi-autotrophes qui sont tributaires des plantes hôtes. L'effet dépressif des mauvaises herbes autotrophes sur le rendement des cultures peut être minimisé par un simple désherbage effectué avant la période critique de concurrence (Barralis, 1977 ; Caussanel, 1989). Par exemple, dans l'Est du Burkina Faso, la période optimale de désherbage en riziculture pluviale se situe avant 42 jours après le semis (Traoré et Yonli, 2001a). Pour les mauvaises herbes hétérotrophes, si leur concurrence peut être maîtrisée par un simple désherbage, en revanche les prélèvements des substances carbonées dans d'autres plantes ne peut pas l'être d'autant plus que 75% des dommages sont causés avant leur émergence (Parker et Riches, 1993).

La flore adventice du Burkina Faso est riche en phanérogames parasites appartenant à quatre ordres: les Santalales, les Personales ou les Scrophulariales, les Polemoniales et les Laurales. Elles sont réparties en six familles: Cuscutaceae, Lauraceae, Loranthaceae, Olacaceae, Santalaceae, Scrophulariaceae, (Boussim, 2002). La famille des Scrophulariaceae est la plus importante avec 15 espèces réparties en 5 genres: *Alectra*, *Buchnera*, *Rhamphicarpa*, *Sopubia* et *Striga*. Le genre *Striga* est le plus important avec 11 espèces dont 9 parasites des cultures. Parmi ces 9 espèces, *S. hermonthica* a une large distribution géographique. Elle se retrouve dans toutes les zones agroécologiques du Burkina Faso (Boussim, 2002) avec 1,3 millions d'hectares infestés (Gressel *et al.*, 2004) et est la plus nocive pour les cultures céréalières (Lagoke *et al.*, 1991).

Striga occasionne d'importantes pertes de rendement dans le monde et plus particulièrement en Afrique sub-saharienne qui est la région propice à son développement. En effet, l'incidence du *Striga* en Afrique entraîne une réduction de 10% à 70% des rendements agricoles suivant les cultivars (Gressel *et al.*, 2004). En Afrique sub-saharienne, les pertes de production de sorgho, de mil et de maïs ont été quantifiées entre 8 110 000 t et 8 520 000 t, soit 39-45% des productions totales (Gressel *et al.*, 2004). En Afrique de l'ouest, les pertes de production en sorgho et en mil dues à *S. hermonthica* ont été estimées entre 24% et 27 % correspondant à 6 555 000 t et 6926 000 t (Gressel *et al.*, 2004). Au Burkina Faso, ces pertes

ont été estimées en moyenne entre 35% et 40% soit 710 000 t à 820 000 t (Gressel *et al.*, 2004). Pour le centre du Burkina Faso, Zombré et Nikiéma (1992) ont évalué les pertes de production dues à *S. hermonthica* entre 41% et 75% tandis que pour Traoré et Yonli (1999), ces pertes varient de 28% à 55% dans l'Est du pays. Les champs fortement infestés sont abandonnés au profit de nouvelles terres dont le défrichement entraîne la déforestation et la désertification. Face à ce danger, la maîtrise ou la réduction de l'infestation par cette plante parasite devrait contribuer à accroître la production pour satisfaire les besoins alimentaires, permettre la sédentarisation des populations et limiter la déforestation.

Des méthodes de lutte telles que l'utilisation des herbicides et des techniques culturales ont été élaborées pour réduire l'infestation de *Striga* dans les cultures. Chacune d'elles utilisée isolément présente des insuffisances et des limites d'application eu égard au faible niveau économique et à la technicité des paysans africains. Pour juguler les dégâts dus à *S. hermonthica* dans les céréales, des alternatives doivent être recherchées. La lutte biologique contre *S. hermonthica* à base d'insectes a été déjà explorée par les entomologistes mais sans application concrète par les producteurs. Une alternative à cette méthode serait la lutte biologique à base de *Fusarium*, champignon adapté aux conditions écologiques locales. En effet, parmi les champignons pathogènes ayant pour hôte de prédilection les plantes de *Striga*, 90% des pathologies de *Striga hermonthica* signalées au Ghana sont dues aux espèces de *Fusarium* (Abbasher *et al.*, 1995). Ciotola *et al.* (1995) soulignent que *Fusarium oxysporum* ne provoque pas de dégâts sur de nombreuses cultures. En outre, en absence d'hôte, *Fusarium* spp. sont des saprophytes qui décomposent les débris organiques et participent ainsi à la fertilisation des sols.

La présente étude constitue la première approche de lutte biologique menée contre *Striga hermonthica* au Burkina Faso par l'utilisation de champignons microscopiques endogènes. L'objectif de l'étude est d'identifier les isolats fongiques pathogènes pour *S. hermonthica*, de définir leurs modes d'action et les conditions d'inoculation. La maîtrise de ces éléments devrait permettre la mise au point d'une lutte intégrée, basée sur la lutte biologique contre *S. hermonthica* en association avec certaines pratiques culturales déjà utilisées ou testées au Burkina Faso.

Le document s'articulera autour des cinq parties suivantes:

- ⇒ une première partie présente une synthèse bibliographique sur la culture du sorgho au Burkina Faso, sur *Striga* et les méthodes de lutte existantes et sur *Fusarium* ;
- ⇒ la deuxième partie porte sur l'évaluation de la pathogénicité des isolats de *Fusarium* sur *Striga hermonthica* (Del.) Benth. en milieu contrôlé (laboratoire et serre);

⇒ la troisième partie concerne l'évaluation de la pathogénicité des isolats de *Fusarium* et la synergie d'action de ces isolats en association avec les méthodes culturales de lutte contre *Striga hermonthica* (del.) Benth. en conditions naturelles;

⇒ la quatrième partie concerne la recherche et la caractérisation des mycotoxines inhibitrices de la germination des graines de *Striga hermonthica*.

⇒ la cinquième partie présente une conclusion générale suivie des perspectives sur la suite du travail.

PREMIERE PARTIE:**Revue bibliographique**

Chapitre I: Sorgho (*Sorghum bicolor* (Linn.) Moench.) au Burkina Faso: productions et contraintes

1. Culture du sorgho

Le sorgho est cultivé dans toutes les régions du Burkina Faso. A l'instar du mil et du maïs, les variétés de sorgho à cycle long sont de moins en moins cultivées dans toutes les zones agroécologiques du pays en raison de la réduction des périodes pluviales (Somé, 1989). Sur la base d'un diagnostic agropédoclimatique, des variétés à cycle intermédiaire sont préconisées dans la zone sud-soudanienne, des variétés semi-précoces de sorgho, de mil et précoces de maïs sont recommandées dans la zone nord-soudanienne et enfin des variétés précoces de sorgho, de mil dans la zone sahélienne (Somé, 1989). Le sorgho est la première céréale au Burkina Faso en terme de superficie et de production. En effet, la production totale de céréales en 2004 a été estimée à 3 062 501 tonnes (FAO, 2005). Cette production est répartie en 1 481 212 tonnes de sorgho (48,4%), 880 912 tonnes de mil (28,8%), 594 580 tonnes de maïs (19,4%), 95 168 tonnes de riz (3,1%) et 10 629 tonnes de fonio (0,3%) (FAO, 2005).

2. Origine et classification du sorgho

Le sorgho serait originaire de la région Nord-est de l'Afrique (Zongo, 1977; Doggett, 1988), plus précisément de l'Ethiopie (Zongo, 1977). Murdock (1959) (in Doggett, 1988) attribue par contre l'origine du sorgho aux rives du fleuve Niger. Le sorgho serait l'une des premières plantes domestiquées par l'homme (Zongo, 1977).

Le sorgho fut décrit pour la première fois en 1753 par Linné et classé dans le genre *Holcus*. En 1763, Adanson a introduit le nom du genre *Sorghum* utilisé comme synonyme de *Holcus* Lin. Moench (1794) scinde le genre *Holcus* Lin. en genres *Sorghum* Moench et *Holcus* Moench. De ce fait, toutes les espèces de sorgho sont classées dans le genre *Sorghum*.

Le genre *Sorghum* appartient à la tribu des Andropogoneae dont le centre de variabilité génétique est situé en Afrique tropicale, plus précisément dans la région de Katanga au Congo (Doggett, 1988); il appartient à la famille des Poaceae. Le genre *Sorghum* est subdivisé en 6 sous-genres ou sections: *Eusorghum* (Stapf), *Chaetosorghum*, *Heterosorghum*, *Sorghastrum* (Nash), *Parasorghum* (Snowden) et *Stiposorghum* (Doggett, 1988).

Toutes les espèces cultivées seraient issues du sous-genre *Eusorghum* (Stapf) comprenant 2 sous-sections: *Arundinacea* et *Halepensis*. La sous-section *Arundinacea* est divisée en 2 séries notamment *Spontanea* composée de graminées sauvages et *Sativa* comprenant les espèces cultivées au nombre de trente et une (31) (Zongo, 1977). Sur la base de la structure de l'épillet, de la forme du grain et du type d'inflorescence, 5 races sont distinguées: bicolor, kafir, caudatum, durra et guinea (Doggett, 1988). Au Burkina Faso, 94% des variétés locales de sorgho appartiennent à la race guinea (Sapin, 1983).

3. Exigences écologiques

La culture de sorgho s'adapte à une large gamme de types de sols sur lesquels elle tolère un pH compris entre 5,5 et 8,5, un certain degré de salinité, d'alcalinité et un faible drainage (Doggett, 1988). Le sorgho est une culture exigeante pour la fertilité du sol du fait qu'il puise des éléments minéraux en quantité importante. Les besoins en azote, en acide phosphorique et en potassium sont élevés de la montaison à la floraison. La durée du cycle végétatif est conditionnée par la disponibilité en eau dans le sol. Toutefois, le sorgho possède une certaine résistance à la sécheresse et sa période de sensibilité à un déficit hydrique est située entre le stade gonflement et la fin de la formation des grains. Pendant cette période si la plante n'est alimentée qu'à 50% de ses besoins hydriques, une perte de rendement de 40% à 50% peut être enregistrée (Remande, 1991).

4. Importance socio-économique

En Afrique et en Inde, le sorgho est une culture vivrière et constitue la base de l'alimentation de près de 300 millions de personnes (Godwin et Gray, 2000). En effet, au Burkina Faso, au cours des 10 dernières années, 44% environ des superficies en céréales ont été dévolues à la culture du sorgho (FAO, 2004). Le Burkina Faso occupe le premier rang mondial pour la consommation du sorgho par habitant (FAO, 2001) avec 200 kg/personne/an (Diawara *et al.*, 1995). La production en sorgho grains au Burkina Faso représente 48% à 57% de la production céréalière totale (Diawara *et al.*, 1995 ; FAO, 2001). Les tiges servent de fourrage pour le bétail, de bois de chauffe et de matériel de clôture ou de toiture pour les habitations. Les grains sont utilisés dans la préparation de l'alcool («dolo» ou bière locale) et divers mets locaux tels que le couscous, la bouillie et la pâte à base de sorgho (le tô).

5. Contraintes agronomiques

Les faibles rendements des céréales en Afrique et en particulier au Burkina Faso résultent de la conjugaison de plusieurs facteurs. Les contraintes de production de la culture du sorgho sont d'ordre abiotique et biotique. Les principales contraintes abiotiques sont liées aux facteurs pédoclimatiques et les contraintes biotiques sont essentiellement les parasites de la culture.

5.1. Contraintes abiotiques

- **Facteurs pédoclimatiques**

La dégradation de l'environnement, l'insuffisance et la mauvaise répartition spatio-temporelle des pluies constituent les principales contraintes abiotiques pour les cultures céréalières dont le sorgho. Le projet d'évaluation globale des sols dégradés estime en effet qu'en Afrique, 65% des terres cultivées, 31% des friches et 19% des zones boisées sont dégradées (Bationo *et al.*, 2003). Selon les mêmes auteurs, la superficie des sols dégradés au Sahel, due en partie à l'érosion hydrique et éolienne, représente le tiers des sols dégradés dans le monde. Au Burkina Faso, cette dégradation est marquée par une perte moyenne à l'hectare de 14,26 kg d'azote (N), 11,76 kg de potassium (K_2O) et 4,15 kg de phosphore (P_2O_5) (Bationo *et al.*, 2003). C'est ainsi qu'en Afrique sub-saharienne, malgré l'accroissement du taux d'extension des surfaces cultivées en sorgho de 2,9% entre 1980 et 1990, la productivité du sorgho a baissé de 1% pour la même période (Makken, 1993).

En Afrique, les contraintes climatiques sont plus accentuées dans la zone sahélienne que dans les zones soudanienne et soudano guinéenne. Au Burkina Faso, la pluviométrie annuelle est de type uni modal, marquée par des variations intra-saisonnières. Cette situation est caractérisée par des risques de sécheresse durant les phases critiques de développement du sorgho notamment la période de semis (mai à juin) et pendant la phase gonflement-maturation (septembre-octobre) (Neya, 1997). Debrah (1993) rapporte que les variations de la pluviométrie sont de 20% à 30% dans la zone soudanienne contre 30% à 50% dans la zone sahélienne.

Enfin, l'inadaptabilité des cultivars aux cycles pluviométriques handicape la production du sorgho en Afrique sub-saharienne.

5.2. Contraintes biotiques

Le sorgho est sous la pression d'insectes ravageurs, de maladies et de mauvaises herbes qui limitent sa productivité potentielle (Doggett, 1988).

Les principaux insectes ravageurs du sorgho au Burkina Faso appartiennent à trois ordres : les Lépidoptères, les Diptères et les Hétéroptères (Bonzi, 1979). De nombreuses espèces compromettent la production du sorgho à tous les stades de développement et pendant le stockage. En ce qui concerne les dégâts sur les inflorescences, les insectes les plus nuisibles en Afrique de l'Ouest sont la cécidomyie (*Stenodiplosis sorghicola* Coq.) et les punaises des panicules du genre *Eurystylus*. *Stenodiplosis sorghicola* Coq. est la principale espèce ravageuse du sorgho surtout dans les zones Sud, Centre Ouest et Est du Burkina Faso (Nwanzé, 1988).

Les bactéries phytopathogènes provoquent essentiellement des maladies foliaires sur le sorgho (Doggett, 1988). Trois espèces sont fréquemment rencontrées sur le sorgho en Afrique: *Pseudomonas andropogonii*, *Pseudomonas syringae* et *Xanthomonas holcicola* ; ce sont les principales espèces pathogènes rencontrées. Toutefois, leurs dégâts sont négligeables sur le rendement du sorgho (Tarr, 1962 ; Sundaram, 1980 cités par Doggett, 1988).

Une cinquantaine de virus ont été identifiés comme pathogènes du sorgho. La sévérité des virus sur la culture est négligeable en Afrique et en Asie, contrairement à l'Amérique et à l'Australie où les conditions écologiques leurs sont favorables. Le sorgho est considéré en Afrique comme un réservoir de viroses à partir duquel certaines cultures sont infectées (Doggett, 1988). En effet, au Burkina Faso, le virus du clump de l'arachide (PCV) migre dans les graines de sorgho avec un taux variant entre 16% et 91% (Bonkougou *et al.*, 1999) mais en raison de sa non transmission aux plantules de sorgho (Thouvenel et Fauquet, 1981), ce virus est sans incidence sur le rendement de la culture.

Les maladies fongiques les plus importantes sont la maladie des taches grises, la maladie des bandes de suie, l'antracnose foliaire, la pourriture rouge des tiges, l'antracnose des grains, la moisissure des grains et les fontes de semis. La maladie des taches grises et la maladie des bandes de suie causées respectivement par *Cercospora sorghi* et *Ramulispora sorghi* sont deux maladies foliaires importantes au Burkina Faso (Neya, 1997). L'antracnose foliaire, la

pourriture rouge des tiges et l'antracnose des grains provoquées par *Colletotrichum granicola* (Ces.) occasionnent au Burkina Faso des pertes de production du sorgho allant de 31% à 36% (Neya, 1997). La moisissure des grains est due à un complexe fongique variable selon les régions (Neya, 1997). Une sévérité d'attaque de 20% à 30% peut être observée dans certaines localités du Burkina Faso (Ouédraogo, 1995). Les fontes de semis causées par *Fusarium moniliforme*, *Phoma sorgina*, *Aspergillus niger*, *Sclerotium rolfsii* et *Pythium* spp. sont à l'origine de la destruction de nombreuses plantules de sorgho durant les périodes humides et froides (Neya, 1997).

Pour ces différentes maladies, des pesticides efficaces ont pu être formulés et permettent de les juguler.

Les mauvaises herbes, de par leur compétition avec les plantes cultivées pour l'eau, la lumière et l'air, exercent un effet dépressif sur la croissance et le développement végétatif de celles-ci (Caussanel, 1989). Pour la culture du sorgho au Burkina Faso, l'étude des seuils de nuisibilité des mauvaises herbes a révélé qu'un sarclage réalisé avant 35 jours après le semis permet d'éviter au sorgho l'effet dépressif des adventices lié à la compétition (Yonli, 1997).

Les mauvaises herbes parasites, notamment du genre *Striga*, constituent des contraintes majeures à la production agricole du fait qu'elles hypothèquent le potentiel de rendement de leurs hôtes avant d'émerger. Les différentes espèces de *Striga* qui parasitent le sorgho sont par ordre d'importance *S. hermonthica*, *S. asiatica* et *S. densiflora* (Doggett, 1988). Parker et Riches (1993) estiment que plus de 75% des dégâts sont causés durant le cycle souterrain de la plante parasite. En Afrique, 21 millions d'ha sont infestés par le *Striga* (Sauerborn, 1991) entraînant une perte de rendement en grains estimée à 4,1 millions de tonnes. Au Burkina Faso, les pertes de production dues à *S. hermonthica* ont été évaluées entre 28% et 75% en fonction des zones agro-écologiques (Zombré et Nikiéma, 1992 ; Traoré et Yonli, 1999).

Chapitre II: Mauvaises herbes en culture céréalière au Burkina Faso: Etat des recherches sur *Striga hermonthica* et sur les méthodes de lutte contre cette plante

1. *Striga*, principale phanérogame parasite au Burkina Faso

1.1. Caractéristiques botaniques de *Striga*

Le genre *Striga* appartient à l'ordre des **Personales**, à la famille des **Scrophulariaceae**, à la sous-famille des **Rhinanthoïdeae** et à la tribu des **Buchnereae (Giradeae)** (Pieterse et Pesch, 1983).

Sur la base du nombre de côtes ou nervures du tube du calice, Wettstein (1895) cité par Kamal *et al.* (1996), distingue 2 sections taxonomiques dans le genre *Striga*: les Pentapleurae ayant 5 côtes et les Polypleurae possédant 5 à 10 côtes. Linné fut le premier à décrire les plantes de *Striga* en 1753 sous le nom de *Buchnera asiatica* et le nom du genre *Striga* fut introduit par De Loureiro en 1790 qui décrivit une espèce : *Striga lutea* (Pieterse et Pesch, 1983 ; Musselman, 1987).

Le genre *Striga* peut être subdivisé en deux ensembles: les espèces de *Striga* annuelles et les espèces de *Striga* vivaces (Raynal-Roques, 1993). Les espèces de *Striga* accomplissent leur cycle complet de développement aux dépens d'un autre angiosperme herbacé (Raynal-Roques, 1993) à l'exception de *Striga euphrasioides* (Ramaiah *et al.*, 1983).

Les espèces de *Striga* sont de petites plantes herbacées, dressées, à tiges arrondies à la base, puis quadrangulaires vers le haut. Les feuilles sont vertes, linéaires, simples, opposées, réduites à des écailles à la base et alternes, entières vers le haut (Pieterse et Pesch, 1983). Les fleurs sont sessiles, groupées en épi ou en glomérules; elles se composent d'un calice ayant 5 lobes au minimum et 15 lobes au maximum, d'une corolle en tube cylindrique coudé, de 4 étamines et d'un ovaire (Parker et Riches, 1993). Le fruit est une petite capsule cylindrique (Pieterse et Pesch, 1983). Un seul plant de *Striga* peut produire entre 2500 graines (*Striga forbesii*) (Parker et Riches, 1993) et 500 000 graines (*Striga asiatica*) de formes variées (Hosmani, 1778 cité par Pieterse et Pesch, 1983) mais de faibles dimensions (0,3 mm de long et 0,2 mm de large selon Parker et Riches (1993) et poids (7 µg, Berner *et al.*, 1995).

1.2. Impact socio-économique de *Striga*

A l'échelle du continent africain, 20 à 40 millions d'hectares, principalement de la savane tropicale et de la zone sahélienne sont infestés par *Striga* (Thalouarn et Fer, 1993; Ransom et Odhiambo, 1995) tandis que 3,2% des terres arables de la planète sont menacées par le fléau (Thalouarn et Fer, 1993).

Sur le plan économique, Obilana (1983) estime les pertes annuelles de rendement pour l'Afrique de l'Ouest entre 28 et 87 millions de dollars US; Ramaiah (1984) évalue les pertes pour le continent africain entre 1,2 et 12,4 milliards de dollars US. Les pertes de rendement varient de 10 % à 100 % (Kim, 1991; Thalouarn et Fer, 1993). Ceci conduit à l'abandon des champs, voire à l'abandon définitif des exploitations. Par voie de conséquence, le défrichement de nouveaux champs engendre une déforestation qui précède un déboisement considérable. La conjugaison de ces facteurs contribue à la dégradation des sols qui deviennent de plus en plus propices à la prolifération du *Striga*. Les espèces de *Striga*, notamment *S. hermonthica*, affecteraient les moyens d'existence de près de 300 millions d'africains (M'Boob, 1986).

2. *Striga hermonthica* (Del.) Benth., principale plante parasite du sorgho

2.1. Classification

Striga hermonthica appartient à l'embranchement des **Spermaphytes**, au sous-embranchement des **Angiospermes**, à la classe des **Dicotylédones**, à la sous-classe des **Gamopétales**, à l'ordre des **Personales (Tubiflorae)** et à la famille des **Scrophulariaceae** (Des Abbayes et *al.*, 1963). La famille des **Scrophulariaceae** est une famille cosmopolite qui compte environ 250 genres et 5000 espèces (Kamal *et al.*, 1996) dont 16 sont parasites (Ozenda et Capdepon, 1979).

2.2. Ecologie

Striga hermonthica se développe sur tous les types de sols (Parker et Riches, 1993), mais montre une préférence pour les sols sableux et gravillonnaires (Bengaly et Defoer, 1996).

La chaleur et l'humidité sont nécessaires à la germination des graines de *Striga*. Les sols à température élevée (environ 30°C) favorisent la germination des graines de *Striga* (Vallance, 1951; Parker et Riches, 1993). Cependant, quand le séjour à l'humidité est prolongé, la

respiration des graines dépasse une certaine valeur critique durant la phase de conditionnement et les graines deviennent incapables de germer sans un prolongement de conditionnement (Vallance, 1951). Ce prolongement de conditionnement est une dormance secondaire appelée "dormance humide" (Vallance, 1951). Le pH du sol a un effet indirect sur la biologie du *Striga*. Les pH alcalins ($\text{pH} > 8,0$) inhibent la germination par inactivation des stimulants à faible concentration (Worsham, 1987). Les températures optimales de croissance végétative varient de 27°C à 30°C et le zéro de végétation est situé entre 10°C et 12°C (Stewart, 1987).

Striga hermonthica est une plante héliophile assez stricte (Dembélé *et al.*, 1994) qui a besoin de lumière pour réaliser la photosynthèse. Toutefois, le taux de germination est plus élevé à l'obscurité qu'à la lumière blanche (Saunders, 1933 cité par Patterson, 1987). Le taux de germination serait influencé par les concentrations de l'oxygène et du dioxyde de carbone du milieu (Egley, 1972 cité par Patterson, 1987). En effet, il est réduit de 30% dans un milieu à 10% de gaz carbonique.

En fonction des conditions écologiques d'un milieu donné, *S. hermonthica* manifeste une préférence d'hôte. On parle de spécialisation physiologique (Dellatus, 1971) ou de races physiologiques (Ramaiah *et al.*, 1983). Au Burkina Faso, Ramaiah *et al.* (1983) ont mis en évidence l'existence de deux races physiologiques: l'une parasitant préférentiellement le mil dans la zone soudano-sahélienne et l'autre parasitant le sorgho dans la zone nord-guinéenne. L'existence d'une troisième race physiologique en Afrique de l'Ouest, parasitant essentiellement le maïs, a été rapportée par King et Zummo (1977).

2.3. Cycle biologique

Le cycle biologique de *S. hermonthica*, comprenant une phase souterraine et une phase aérienne est résumé dans la planche I. *Striga hermonthica* est un parasite épiphyte, holoparasite durant sa phase souterraine et hémiparasite au cours de sa phase aérienne qui aboutit à la floraison. Après les premières pluies et l'installation des cultures en Afrique sahéenne, la plupart des graines de *S. hermonthica* situées à proximité d'une racine hôte germent en juillet sous l'effet des exsudats racinaires (Dembélé *et al.*, 1994). Une forte émergence du parasite a lieu en septembre après la fixation de la plantule sur la racine de l'hôte suivie de son développement souterrain en août. Durant le mois d'octobre, la plupart des plants émergés fleurissent et la maturité des graines est observée en fin octobre (planche I) (Dembélé *et al.*, 1994). En fonction de la profondeur d'enfouissement de la semence dans le sol, *S. hermonthica*

termine son cycle biologique 4 à 10 semaines après l'émergence. Le cycle biologique (de la germination à la formation des graines) dure 2 à 4 mois (Ramaiah *et al.*, 1983).

2.4. Physiologie

2.4.1. Nutrition

Striga dépend de son hôte pour l'eau, les éléments minéraux (Olivier, 1996) et les sucres (Parker et Riches, 1993). Son potentiel hydrique, plus négatif que celui de son hôte, facilite le transfert de l'eau vers le parasite (Stewart *et al.*, 1984). Ces mêmes auteurs rapportent que les composés carbonés et azotés prélevés sous forme d'acides aminés et d'amides sont essentiellement de la glutamine et du glutamate. Le sucre présent dans la racine de l'hôte sous forme de polysaccharose (glucose-fructose-sucrose) est prélevé et transformé en mannitol dans l'haustorium. La concentration en sucre dans les racines de *S. hermonthica* est 5 fois supérieure à celle des racines hôtes (Press *et al.*, 1989). Cela contribue à une osmorégulation et constitue une protection contre les menaces de stress (Nour *et al.*, 1984 cités par Parker et Riches, 1993).

2.4.2. Impact de la physiologie de *Striga hermonthica* (Del.) Benth. sur l'hôte

L'importance des pertes de rendement dues au *Striga hermonthica* semble dépendre plus d'une altération du métabolisme de la plante hôte que de la compétition pour les ressources nutritives (Olivier, 1996). Une diminution de l'activité photosynthétique, entraînant plus de 80 % des pertes de rendement, est observée chez le sorgho en réponse à l'infection du *Striga hermonthica* (Graves *et al.*, 1989).

L'attaque du *Striga* provoque des déséquilibres hormonaux dans le xylème de la racine hôte (Drennan et El Hiweris, 1979). Il y a une réduction de 90% des teneurs en gibbérellines et en cytokinines et une double augmentation de l'acide abscissique (ABA) et du farnésol. Ce phénomène pourrait être à l'origine du nanisme observé sur les plantes sensibles. L'attaque du *Striga hermonthica* se traduit par une perturbation physiologique de la plante hôte (Press et Stewart, 1987) qui se répercute sur la vigueur du développement végétatif et sur la production potentielle de l'hôte.

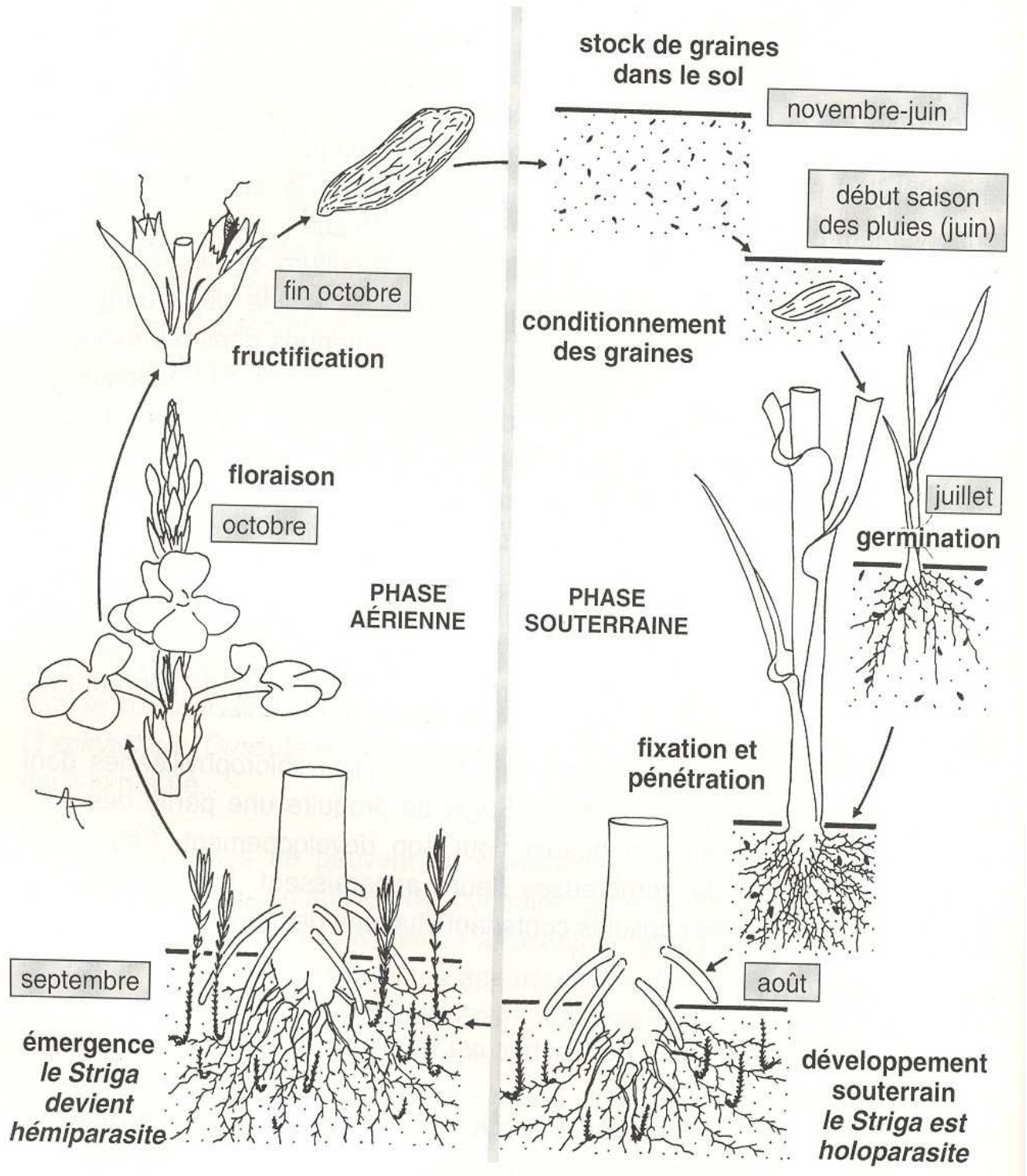


Planche I : Cycle biologique du *Striga hermonthica* sur le sorgho.

D'après Dembélé *et al.* (1994)

Au niveau des céréales parasitées, le feuillage de l'hôte se décolore, des tâches chlorotiques s'observent sur les feuilles qui se dessèchent rapidement, puis la plante devient rabougrie; cela peut aboutir à sa dévitalisation suivant le degré d'infestation (Ramaiah *et al.*, 1983; Parker et Riches, 1993).

3. Etat des recherches sur les méthodes de lutte contre *Striga*

Dans le but de limiter les pertes de rendement dues au *Striga*, diverses méthodes ont été développées pour lutter contre cette plante parasite.

Certaines techniques culturales se sont révélées intéressantes dans la lutte contre *Striga*. En effet, les engrais azotés appliqués à des doses élevées réduisent les pertes de production dues au *Striga* en accroissant la vigueur de la culture hôte (Parker, 1984 ; Kim et Adetimirin, 1997). Cechin et Press (1993) estiment que les engrais azotés affectent l'exsudation de l'hôte tandis que Pieterse (1991) rapporte qu'ils inhibent l'élongation de la racine de *S. hermonthica*. Toutefois, le coût élevé des engrais azotés rend leur utilisation difficile en milieu paysan.

La rotation des cultures ou l'association des céréales sur une même parcelle avec des faux-hôtes tels que le soja (*Glycine max* (L.) Merr), le cotonnier (*Gossypium barbadense* L.) et le voandzou (*Voandzeia subterranea* L.), qui stimulent la germination du *Striga* sans permettre sa fixation (Parkinson *et al.*, 1987), sont des techniques qui permettent de diminuer le stock semencier de *Striga* dans le sol. La rotation avec les plantes pièges comme l'herbe du Soudan (*Sorghum sudanense* Stapf), qui permet la fixation du parasite (Last, 1960) mais doit être détruite avant la fructification du *Striga*, a un effet similaire. La rotation et l'association ne permettent de ramener le degré d'infestation à un niveau non dommageable qu'après plusieurs années de réalisation. Cependant, l'insuffisance des terres arables ne permet pas de nos jours aux paysans d'effectuer des rotations avec des plantes qui ne font pas partie de leur alimentation de base.

Des composés chimiques ont été proposés dans les années 1970 comme une solution pour maîtriser l'infestation du *Striga* (Olivier, 1995). En effet, l'incorporation de l'éthylène dans les sols aux Etats-Unis a contribué à réduire le niveau d'infestation du *S. asiatica* grâce aux germinations suicidaires (Eplee, 1975). Des herbicides se sont avérés efficaces parmi lesquels le 2,4-D, le paraquat, l'oxyfluorfen et les dinitroanilines (Olivier, 1995). L'efficacité des herbicides de post-émergence est mitigée du fait que *Striga* avant d'émerger a déjà déprimé la culture hôte.

De plus, l'utilisation des herbicides est limitée en raison de leur coût élevé pour la majorité des paysans africains et de leur manipulation plus ou moins bien maîtrisée.

La sélection de variétés résistantes au *Striga* offre une solution beaucoup plus pratique pour le producteur. La résistance est due à une faible production de stimulants de germination ou à la présence de barrière à la pénétration de l'haustorium (Maiti *et al.*, 1984). Des tentatives de transfert du caractère de résistance se sont soldées le plus souvent par un échec (Ramaiah, 1987). Les meilleures variétés actuellement utilisées contre *Striga* sont les variétés locales qui sans être résistantes affichent une grande tolérance leur permettant de produire malgré la présence du parasite (Olivier, 1995).

La recherche de méthodes de lutte biologique est d'actualité. La plupart des travaux réalisés ont permis d'identifier des insectes ou des agents pathogènes sensés posséder un potentiel de nuisibilité contre *Striga*. Cette méthode pourrait constituer une alternative de lutte contre *Striga*. Elle est développée dans la partie ci-dessous.

3.1. Recherches portant sur la lutte biologique contre *Striga*

La recherche de stratégies de lutte contre *Striga* s'est beaucoup focalisée sur l'identification des ennemis naturels en raison des succès déjà obtenus dans la lutte contre de nombreuses mauvaises herbes. Des insectes se développant aux dépens de *Striga* ont en effet été signalés en Inde (Sankaran et Rao, 1966), en Afrique de l'Est (Greathead et Milner, 1971), au Nigeria (William et Caswell, 1959) et au Burkina Faso (Traoré *et al.*, 1991). Cependant, la plupart de ces insectes sont polyphages et on distingue parmi eux certains ravageurs des cultures tels que *Spodoptera* spp. et *Helicoverpa armigera* (Greathead, 1984). Très peu d'investigations ont été effectuées sur les champignons ennemis naturels de *Striga* bien que des microorganismes se développant sur *Striga* spp. aient été isolés (Zummo, 1977). Les champignons isolés n'ont pas été évalués très tôt comme ce fut le cas des insectes pour leur potentiel bioherbicide contre *Striga* spp. (Abbasher, 1994).

3.1.1. Exemples de lutte biologique contre *Striga hermonthica* à partir de quelques ennemis naturels isolés, identifiés et évalués

Parmi les insectes, les espèces du genre *Smicronyx* (Coléoptère) se sont révélées potentiellement les plus efficaces dans la lutte biologique contre le *Striga*, et certaines sont considérées comme fortement spécifiques. D'autres espèces d'insectes causent des dommages

au *Striga*: *Junonia* spp. (à travers le monde), *Ophiomyia strigalis* (Afrique), *Eulocastra argentisoarsa* et *E. undulata* en (Inde). *Smicronyx* spp. (fruitivores et gallicoles) ont été évaluées en Afrique et en Inde comme agent biologique de lutte contre *Striga* (Greathead, 1984 ; Traoré, 1994). L'effet des insectes indigènes se nourrissant des graines de *Striga* tel que *Smicronyx umbrinus* peut être considéré comme négligeable sur l'infestation du *Striga* du fait que le taux de prédation semencière n'excède pas 80%, les 20% restants sont suffisants pour maintenir le taux initial d'infestation du sol par le *Striga* (Smith *et al.*, 1993). Le modèle de Smith *et al.* (1993) suggère que *Smicronyx* ne serait pas un agent biologique efficace pouvant contrôler à lui seul *S. hermonthica*. Cependant, il peut constituer une composante dans une approche de lutte intégrée.

Les champignons isolés des plants de *Striga* malades ont été évalués en vue de leur utilisation comme agents biologiques de lutte contre *Striga hermonthica*.

Des études ont été conduites par des équipes scientifiques des universités de Hohenheim (Allemagne), McGill et MacDonal à Montréal (Canada) en collaboration avec des équipes des instituts de recherche du Mali (IER) et du Burkina Faso (INERA). Les prospections réalisées en Afrique ont permis d'identifier des agents biologiques ayant un potentiel intéressant notamment *F. oxysporum*, *F. nygamai* et *F. semitectum* var. *majus* qui sont tous des champignons pathogènes telluriques. Ils affectent la croissance et le développement de *Striga hermonthica* dans des conditions environnementales contrôlées et en pot, contribuant à l'amélioration du rendement de la céréale hôte (Ciotola *et al.*, 1995 ; Abbasher, 1994 ; Abbasher *et al.*, 1996).

Des bactéries ont été isolées en Afrique de l'Ouest dans la rizosphère du sorgho ou du maïs parasité par *S. hermonthica*. Deux races (L1 et L2) de la bactérie *Azospirillum brasilense* d'origine malienne (Bouillant *et al.*, 1996), 15 isolats des bactéries *Pseudomonas fluorescens* et *P. putida* d'origine nigériane (Ahonsi *et al.*, 2002) ont permis *in vitro* une inhibition significative de la germination du *S. hermonthica*.

3.1.2. Principales approches de lutte biologique contre les mauvaises herbes

La lutte biologique contre les mauvaises herbes par l'utilisation de champignons phytopathogènes se mène de nos jours selon trois approches: 1. la méthode inoculative appelée encore «stratégie classique» (Templeton, 1982) ; 2. l'approche augmentative (Phatak *et al.*, 1987); et 3. la méthode inondative ou l'approche mycoherbicidale (Templeton *et al.*, 1979 ; Templeton, 1982).

A. Approche classique

L'approche classique ou inoculative consiste en l'introduction des ennemis naturels autochtones de la région d'origine de l'adventice dans les régions colonisées par la même adventice évoluant en absence de ses ennemis naturels (Watson, 1991). L'introduction des ennemis naturels a pour but de réguler la population de l'adventice à un seuil de nuisibilité acceptable. L'approche classique a été expérimentée en Australie en premier lieu avec l'introduction du champignon de la rouille (*Puccinia chondrillina* Bubak & Syd) contre l'adventice *Chondrilla juncea* L. et ensuite par l'introduction d'un papillon (*Cactoblastis cactorum* Berg.) contre les adventices *Opuntia* spp. (Burdon *et al.*, 1981).

L'approche classique a été expérimentée dans la lutte biologique contre *Striga* en Inde (1974) par l'introduction de *Smicronyx albovariegatus*, en Ethiopie par les introductions de *Euloastra argentisparsa* et de *Smicronyx* sp (Greathead, 1984). Cependant, en 1988, aucune présence de *Smicronyx* introduit n'a pu être observée après l'expérimentation. Il semble dès lors exister une confusion entre l'espèce de *Smicronyx* introduite et les espèces locales. Au regard de la diversité des espèces de *Striga*, de la diversité des espèces d'insectes nuisibles au *Striga* et de leur distribution, d'autres études sont nécessaires pour la mise au point d'une technique de lutte biologique à travers l'échange d'ennemis naturels entre l'Afrique et l'Inde et leur importation des USA (Greathead, 1984). Kroschel *et al.* (1995) rapportent que *Smicronyx umbrinus* n'existe pas en Afrique de l'Est. Un lâchage de *Smicronyx umbrinus* dans cette région contribuerait à réduire l'infestation du *Striga* du fait de la destruction des capsules par l'insecte.

Les espèces d'insectes qui affectent directement ou indirectement la production des graines plutôt que la croissance végétative du *Striga* sont à long terme les agents privilégiés pour contrôler la plante parasite. Ces agents sont privilégiés du fait que *Striga* est une plante annuelle qui produit d'importantes quantités de graines. Plusieurs tentatives d'introduction de

Smicronyx sp de l'Inde en Afrique ont échoué. Le modèle développé par Smith *et al.* (1993) a révélé l'inefficacité de *Smicronyx umbrinus* comme agent de lutte biologique même quand cette espèce est prise en compte dans une approche de lutte intégrée contre *Striga*.

B. Approche augmentative

La méthode augmentative se limite aux champignons qui ne sont pas produits en masse mais qui sont appliqués à des doses relativement faibles sur l'adventice cible (Charudattan, 1988). Après l'application, l'incidence du champignon augmente en fonction de sa dynamique de reproduction. Le terme «approche augmentative» est cependant aussi utilisé pour des variantes de l'approche classique, quand l'agent classique exige un rétablissement périodique.

C. Approche mycoherbicidale

L'approche mycoherbicidale peut être définie comme l'utilisation d'un champignon pathogène endémique dans une stratégie inondative visant à réduire la densité d'une adventice dans une localité donnée (Templeton *et al.*, 1979 ; Charudattan, 1991). Les mycoherbicides sont à l'instar des herbicides des cultures de champignons qui sont appliquées en masse de façon périodique. L'efficacité d'un mycoherbicide est déterminé par des facteurs pratiques, économiques, techniques et scientifiques (Kempenaar, 1995).

L'utilisation des champignons pathogènes comme mycoherbicides est une approche spécifique dans la lutte biologique d'une mauvaise herbe. Le potentiel de cette approche a été démontré en riziculture dans le contrôle de l'adventice *Aeschynomene virginia* L. (Daniel *et al.*, 1973). La densité de cette adventice a en effet été fortement réduite à la suite de l'application d'une forte dose de conidies du champignon *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz) Sacc. *F. sp Aeschynomene*. Les mycoherbicides tels que Collego®, Devine® (USA), BioMal® (Canada) et LUBOAI® (République de Chine) sont disponibles pour la lutte biologique contre les mauvaises herbes.

Le tableau 1 donne une liste des champignons pathogènes isolés à partir des plants de *Striga*.

Tableau 1: Liste des champignons pathogènes de *Striga* inventoriés à travers le monde

Champignons	Lieu de collecte	Type de dommage causé au <i>Striga</i>	Auteurs
DEUTEROMYCOTINA Coelomycetes <i>Macrophomina</i> sp.	Inde, Afrique de l'Ouest, Soudan	«rouille des plants»	Naj Raj, 1966 ; Ciotola <i>et al.</i> , 1995 Abbasher, 1994
<i>Phoma</i> sp	Inde, Zimbabwe, Afrique de l'Ouest Soudan	Lésions caulinaires	Zummo, 1977 ; Kroschel <i>et al.</i> , 1995; Ciotola <i>et al.</i> , 1995; Abbasher, 1994
<i>Neottiospora</i> sp	Inde	Lésions caulinaires	Naj Raj, 1966
Hyphomycetes <i>Alternaria</i> sp	Inde, Afrique de l'Ouest, Soudan	Tiges malades	Zummo, 1977; Kroschel <i>et al.</i> , 1995; Ciotola <i>et al.</i> , 1995; Abbasher, 1994 ; Naj Raj, 1966
<i>Cercospora</i> sp	USA	Nécrose foliaire et apicale	Meister & Eplee, 1971
<i>Curvularia geniculata</i> (Tracy & Earle) Boeidiji	USA	Nécroses	Meister & Eplee, 1971
<i>Drechslera</i> sp	Afrique de l'Ouest, Soudan	Fanaison	Ciotola <i>et al.</i> , 1995 ; Abbasher, 1994 ;
<i>Fusarium equiseti</i> (Corda.) Sacc.	Afrique de l'Ouest	Nécrose basale des tiges	Zummo, 1977 ; Kirk, 1993
<i>Fusarium roseum</i> Link	USA	Nécrose basale des tiges	Meister & Eplee, 1971
<i>Fusarium solani</i> (Mart) Sacc.	Inde, USA, Botswana	Fanaison	Meister & Eplee, 1971 ;
<i>Fusarium oxysporum</i> (Schlecht) Emend. Snyder & Hansen, <i>F. acuminatum</i>	Afrique de l'Ouest, Botswana	Maladie vasculaire Inhibition de la germination Fanaison	Kroschel <i>et al.</i> , 1995; Ciotola <i>et al.</i> , 1995 ; Abbasher <i>et al.</i> , 1995 Diarra & Watson, 1999; Marley <i>et al.</i> , 1999
<i>Fusarium nygamai</i>	Soudan	Maladie vasculaire	Abbasher, 1994
<i>Fusarium semitectum</i> var. <i>majus</i>	Soudan	Pourriture racinaire	Abbasher, 1994
<i>Rhizoctonia solani</i> Kuehn	Zimbabwe, USA	Nécroses caulinaires	
<i>Sclerotium rolfsii</i> Sacc.	USA	Fanaison	Meister & Eplee, 1971 Meister & Eplee, 1971
MASTIGOMYCOTINA Oomycetes <i>Pythium ultimum</i> Trow	USA	Fanaison	Wager, 1931

3.1.3. Travaux effectués en Afrique sur la pathogénicité des champignons vis-à-vis de *Striga hermonthica*

Des prospections ont été effectuées par des équipes scientifiques européennes et canadiennes en collaboration avec des équipes africaines. Des agents pathogènes affectant la germination et/ou le développement végétatif du *Striga* ont été identifiés.

A. Prospections et isolement des agents pathogènes

En 1989, l'Université de Hohenheim (Allemagne) a effectué des prospections dans des champs au Soudan. Des plants de *Striga hermonthica* malades ont été récoltés à partir desquels des microorganismes ont été isolés. Au total, vingt-huit espèces de champignons: 3 *Alternaria* spp., 4 *Aspergillus* spp., 2 *Bipolaris* spp., *Cercospora* sp., 3 *Curvularia* spp., *Diplodia* spp., 3 *Drechslera* spp., *Exerohilum rostratum*, *Erysiphe cichoracearum*, 5 *Fusarium* spp., 2 *Phoma* spp., *Pithomyces* spp., *Rhizopus oryzae* (tableau 2) ont été isolées (Abbasher, 1994; Abbasher et Sauerborn, 1995). Parmi ces espèces de champignon, 18 étaient isolées pour la première fois sur *S. hermonthica* tandis que 17 n'avaient pas été isolées sur *Striga* avant les travaux d'Abbasher (1994).

En 1991, un inventaire des microorganismes pathogènes du *Striga* a été réalisé dans des champs au Burkina Faso, au Mali et au Niger durant les mois de septembre et d'octobre par une équipe de chercheurs de l'Université McGill (Canada), de l'ICRISAT (Mali) du CIMMYT, de l'INRAN (Niger) et de l'INERA (Burkina Faso) (Peden, 1992). Des plants malades de *S. hermonthica* ont été récoltés, à partir desquels des microorganismes ont été isolés. Deux cent cinquante isolats ont été collectés et regroupés à l'Université McGill (Canada) (Peden, 1992) et les genres les plus importants identifiés ont été *Alternaria*, *Cercospora*, *Drechslera*, *Macrophomina*, *Phoma* et *Fusarium* (Ciotola *et al.*, 1995).

En 1995, des plants malades de *S. hermonthica* ont été de nouveau récoltés par une équipe de chercheurs dans le cadre d'un projet de collaboration entre l'ICRISAT et l'Université de Giessen (Allemagne). Une attention particulière a été portée sur les champignons et parmi les genres identifiés, *Fusarium* fut le plus important (Abbasher *et al.*, 1995). Une autre collecte de microorganismes pathogènes au *Striga* a été réalisée en 1995 au Ghana par des chercheurs du projet «Supra-régional». Les espèces de champignon isolées ont été *Curvularia fallax*, *Fusarium equiseti* var. *bullatum*, *F. oxysporum*, *F. solani*, *Macrophomina phaseolina* et *Sclerotium rolfsii* (tableau 2) (Kroschel *et al.*, 1996).

Des prospections effectuées au Nigeria ont permis d'isoler *Fusarium equiseti*, *Cercospora* sp., *Fusarium* spp., *Phoma*, *Alternaria*, *Sclerotium* et *Macrophomina* spp. (tableau 2) sur des plants malades de *Striga* (Adeoti, 1993 ; Weber *et al.*, 1995 et Zummo, 1997 cités par Marley *et al.*, 1999). Une autre prospection réalisée dans la région de savane du Nigeria a permis de collecter des isolats avec comme espèce dominante *Fusarium oxysporum* (Marley *et al.*, 1999).

B. Tests de pathogénicité des champignons collectés

La pathogénicité des isolats de champignon collectés a ensuite été évaluée sur *S. hermonthica*. Les tests d'évaluation ont été effectués en milieux contrôlés notamment au laboratoire, en serre et en milieu naturel (champs).

Les tests de pathogénicité des champignons collectés au Soudan ont montré que 19 des 28 espèces de champignons sont pathogènes au *Striga* en serre (Abbasher, 1994). Sept des 85 isolats de champignons, collectés en 1991 au Burkina Faso, au Mali et au Niger ont fortement réduit l'émergence du *Striga hermonthica*. Parmi ceux-ci, un seul isolat (M12-4A) provenant d'un village du Mali (Farabana) a réduit significativement l'émergence du *S. hermonthica* et a affecté la croissance et le développement du *S. hermonthica* en laboratoire (Ciotola *et al.*, 1995). Parmi les 13 isolats de champignon collectés au Ghana en 1992, deux isolats de *F. oxysporum* (Fo1, Fo2) et un isolat de *F. solani* (Fs2) ont considérablement réduit la germination des graines *in vitro* et l'émergence des plants de *S. hermonthica* en serre (Kroschel *et al.*, 1996).

Cinq isolats du genre *Fusarium* ont été évalués en serre pour leur pathogénicité contre *S. hermonthica*. L'isolat PSM-197 de *F. oxysporum* s'est révélé le plus pathogène et le plus virulent à la suite d'une application de conidies sur les plants de *S. hermonthica* (Marley *et al.*, 1999). L'isolat cultivé sur les grains de sorgho et incorporé dans le sol avant le semis, a inhibé complètement l'émergence du *S. hermonthica* alors que son efficacité a baissé lorsqu'il a été cultivé sur les feuilles/tiges de sorgho, feuilles/tiges de *Striga* et sur un mélange maïs-sable (Marley *et al.*, 1999).

Certains isolats de champignons efficaces en milieu contrôlé contre *S. hermonthica* ont ensuite été évalués en conditions naturelles.

Tableau 2: Liste des agents pathogènes d'origine fongique de *S. hermonthica* inventoriés en Afrique

Champignons	Lieu de collection	Auteurs
DEUTEROMYCOTINA		
Coelomycetes		
<i>Macrophomina phaseolina</i> (Tassi) Goid.; <i>Macrophomina</i> spp.	Afrique de l'Ouest	Ciotola <i>et al.</i> , 1995; Kroschel <i>et al.</i> , 1996; Marley <i>et al.</i> , 1999
<i>Phoma</i> spp.	Soudan	Abbasher, 1994
Hypohomycetes		
<i>Alternaria</i> spp.	Soudan, Afrique de l'Ouest	Abbasher, 1994; Ciotola <i>et al.</i> , 1995; Marley <i>et al.</i> , 1999
<i>Aspergillus</i> sp	Soudan	Abbasher, 1994
<i>Bipolaris</i> spp.	Soudan	Abbasher, 1994
<i>Cercospora</i> sp.	Afrique de l'Ouest	Ciotola <i>et al.</i> , 1995
<i>Curvularia fallax</i> <i>Curvularia</i> spp.	Soudan, Ghana	Abbasher, 1994; Kroschel <i>et al.</i> , 1996
<i>Drechslera</i> spp.	Soudan	Abbasher, 1994
<i>Erysiphe cichoracearum</i>	Soudan	Abbasher, 1994
<i>Exserohilum rostratum</i> (Drechsler) Leonard & suggs	Soudan	Abbasher, 1994
<i>Fusarium equiseti</i> (Corda) Sacc.; <i>Fusarium roseum</i> Link <i>Fusarium solani</i> (Mart) Sacc.; <i>Fusarium oxysporum</i> (Schlecht) Emend. Snyder & Hansen; <i>Fusarium nygamai</i> <i>Fusarium semitectum</i> var. <i>majus</i> ; <i>F. acuminatum</i>	Botswana, Burkina Faso, Ghana, Mali, Niger, Nigéria, Soudan	Abbasher, 1994; Ciotola <i>et al.</i> , 1995; Kroschel <i>et al.</i> , 1996; Marley <i>et al.</i> , 1999
<i>Pithomyces</i> spp.	Soudan	Abbasher, 1994
<i>Rhizopus oryzae</i>	Soudan	Abbasher, 1994
<i>Sclerotium rolfsii</i> Sacc. <i>Sclerotium</i> sp	Ghana, Nigéria, Zimbabwe	Meister & Eplee, 1971; Kroschel <i>et al.</i> , 1996; Marley <i>et al.</i> , 1999;

* *Evaluation au champ*

L'efficacité du *Fusarium nygamai* a été testée en conditions naturelles en Côte d'Ivoire grâce à la collaboration entre Novartis Basel (Suisse) et l'université de Hohenheim en Allemagne (Sauerborn *et al.*, 1996). Le champignon provoque la fanaison des plants de *Striga* et il améliore la vigueur et le rendement du maïs (Sauerborn *et al.*, 1996).

Quinze isolats de *F. oxysporum* collectés au Burkina Faso, au Mali et au Niger ont été criblés au champ durant les campagnes agricoles 1997 et 1998. Durant les 2 années, *F. oxysporum* a réduit l'infestation de *S. hermonthica* de 50% et a engendré un gain supplémentaire de rendement en grains de sorgho par rapport au témoin (Yonli *et al.*, 2005).

Du fait de l'existence de races physiologiques aussi bien pour *S. hermonthica* que pour les différentes espèces de *Fusarium* à l'intérieur d'un même pays et/ou d'un pays à un autre, la pathogénicité d'une espèce fongique sur la plante parasite dans une zone agroécologique donnée peut se révéler spécifique à cette zone. Les résultats d'une lutte biologique contre *S. hermonthica* à base de *Fusarium* peuvent ne pas être applicables dans diverses zones. D'où la nécessité d'élaborer une approche de lutte biologique contre *S. hermonthica* pour chaque pays voire pour chaque zone agroécologique. La plupart des champignons d'origine africaine n'ont pas été exhaustivement étudiés afin d'explorer les possibilités d'utiliser les modes d'action mécanique et/ou chimique des isolats sur *Striga* et les modes d'application durables, compatibles avec les méthodes culturales existantes, accessibles et favorables à l'expression de la pathogénicité de ces isolats. L'identification des mycotoxines des champignons endogènes du Burkina Faso, actives dans l'inhibition de *Striga* contribuera à la formulation de mycoherbicides pour une production industrielle. Toutes ces insuffisances et appréhensions justifient l'objet de la présente étude.

3.2. Lutte intégrée contre *Striga*

Les différentes méthodes de lutte contre *Striga* prises isolément présentent des insuffisances (Kim et Adetimirin, 1997). Elles connaissent des limites d'application dans une zone agroécologique donnée. Ainsi, la lutte intégrée contre *Striga* doit être privilégiée pour réduire l'infestation de la plante parasite. La définition de la protection intégrée donnée par l'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO) est utilisée de par le monde: «La protection intégrée des végétaux est une stratégie utilisant toutes les méthodes

acceptables du point de vue économique, écologique et toxicologique en vue de maintenir les populations d'organismes nuisibles en dessous du seuil de tolérance ; l'exploitation délibérée de facteurs de limitation naturels y joue un rôle prépondérant». La loi allemande définit la protection intégrée des végétaux avec plus de précision en donnant des directives concrètes pour l'action: «application combinée de procédés de lutte privilégiant les méthodes biologiques et biotechniques, la sélection variétale et les techniques culturales, et limitant au strict minimum l'emploi de pesticides chimiques». Dans l'optique d'une lutte intégrée contre *Striga*, toute approche doit être basée sur deux modèles (Cardwell *et al.*, 1991) cités par Parker et Riches, 1993). Le premier modèle consiste à l'étude de la dynamique de population des graines de *Striga* dans le sol, de l'impact des pratiques culturales et des moyens de lutte sur la croissance de cette population. Le second est l'évaluation des «paquets technologiques», c'est dire la combinaison de différentes pratiques en tenant compte des conditions socio-économiques de la région où la lutte est envisagée. Berner *et al.* (1996) identifient quatre composantes pour une approche de lutte intégrée contre le *Striga* en Afrique. La première composante est la désinfection des semences de culture et des instruments agricoles. La deuxième consiste à la rotation des cultures céréalières avec des légumineuses sélectionnées à cet effet. La troisième est la lutte biologique basée sur l'utilisation d'agents pathogènes telluriques et l'utilisation des variétés résistantes constitue la quatrième composante. Pour Kim et Adetimirin (1997), la recherche de la tolérance ou de la résistance génétique au *Striga* des cultivars de céréales doit être la base pour élaborer une approche de lutte intégrée. La fumure azotée, la rotation et l'association de céréales avec les légumineuses améliorant la fertilité du sol sont les composantes secondaires préconisées dans l'élaboration de cette approche en Afrique de l'Ouest.

En tenant compte de la protection de l'environnement, du niveau de technicité et des conditions socio-économiques des producteurs burkinabé, la lutte biologique à base de *Fusarium* spp., la sélection variétale, l'application de la fumure organo-minérale et l'association céréale-légumineuse sont ciblées comme composantes de la lutte intégrée contre *Striga* au Burkina Faso. La présente étude vise à identifier les isolats de *Fusarium* spp. efficaces contre *S. hermonthica*, les modes d'application sans affecter leur efficacité et les associer à d'autres composantes révélées efficaces au Burkina Faso dans une approche de lutte intégrée.

Chapitre III: Souches de *Fusarium* pathogéniques à *Striga hermonthica* (Del.) Benth.

1. Généralités

Les *Fusarium* sont des thallophytes eucaryotes hétérotrophes. Ils se multiplient par reproduction asexuée par des cellules spécialisées appelées conidies ou chlamydospores (Kiraly *et al.*, 1974). L'espèce de *Fusarium* ayant une forme parfaite est *Fusarium fujikuroi* (Bakane).

Le nom du genre *Fusarium* fut donné par Link (1809) et introduit dans le code international de botanique par Fries (1821) (cité par Booth, 1971). Sur la base de la présence ou de l'absence des microconidies et des chlamydospores, de la forme des microconidies et des macroconidies, le genre *Fusarium* fut subdivisé en sections ou groupes par Wollenweber (1913) et Wollenweber et Reinking (1935) (cités par Booth, 1971). Douze sections furent ainsi distinguées et les espèces d'une même section sont liées phylogénétiquement.

Les *Fusarium* sont sensibles aux variations de certains facteurs physico-chimiques de leur biotope. En effet, l'augmentation de l'amidon ou du phosphate neutre dans le milieu stimule la sporulation contrairement au dioxyde de carbone et au phosphore acide (Booth, 1971). Un taux élevé de glucose permet un important développement du mycélium tandis qu'un rapport de carbone/azote élevé induit la formation de longues spores et une forte septation des spores (Booth, 1971). La lumière affecte aussi la sporulation et la pigmentation. Les valeurs extrêmes de pH du milieu affectent considérablement la pigmentation des *Fusarium*. Toutefois, certaines espèces ajustent le pH du milieu à leur optimum en sécrétant des métabolites (Sideri, 1925 cité par Booth, 1971).

Parmi les espèces de *Fusarium*, certaines sont nuisibles aux cultures céréalières tandis que d'autres contribuent à leur protection. En effet, *F. moniliforme*, *F. graminearum*, *F. avenaceum* et *F. culmorum* sont de véritables pathogènes des cultures céréalières (Booth, 1971). En revanche, *F. nygamai*, *F. semitectum*, *F. solani*, *F. equiseti* et *F. oxysporum* réduisent l'infestation de *S. hermonthica* (Abbasher et Sauerborn, 1995; Abbasher *et al.*, 1996).

2. Cas de *Fusarium oxysporum* Schel. Emend. Snyder & Hans

2.1. Classification

Fusarium oxysporum, champignon imparfait ou adélomycète, appartient à l'embranchement des **Thallophytes**, à la famille des **Tuberculariaceae**, à l'ordre des **Moniliales** et à la classe des **Deuteromycètes** (Kiraly *et al.*, 1974). Il appartient à la section **Elegans** (Wollenweber, 1913 cité par Booth, 1971) dont les principales caractéristiques sont les suivantes: les macroconidiophores sont courts et souvent groupés, les macroconidies ont une forme de croissant-lune et une paroi mince.

2.2. Biologie

Fusarium oxysporum est un agent pathogène tellurique. Dans les conditions écologiques favorables, notamment une humidité, une température et une quantité de matière organique suffisantes, il se comporte en saprophyte en l'absence d'hôte et se transforme en parasite en présence d'hôte approprié (Kiraly *et al.*, 1974).

La reproduction est asexuée. Les conidies, organes de multiplication, sont produites par bourgeonnement des filaments mycéliens appelés conidiophores. Les chlamydospores, organes de conservation, sont produites à partir des hyphes végétatives à paroi très épaisse, à cytoplasme dense et riche en matière de réserve. En conditions défavorables, les filaments mycéliens s'agglomèrent en une masse appelée sclérote, forme de conservation du champignon. Les sclérotés et les chlamydospores demeurent viables pendant plus d'un an dans le sol (Kiraly *et al.*, 1974) et donnent des champignons actifs quand les conditions écologiques redeviennent favorables.

2.3. Spécialisation physiologique

Fusarium oxysporum comprend différentes lignées physiologiques ou formes spécialisées qui se distinguent par leur hôte de prédilection (Kiraly *et al.*, 1974). Hansford (1926) fut le premier à découvrir l'existence des formes spécialisées chez les champignons (Kiraly *et al.*, 1974). S'agissant du *F. oxysporum*, Hanser (1940) (cité par Booth, 1971) distingue 25 formes spécialisées tandis que Gordon (1965) en distingue 66 et Booth (1971) en dénombre 72. A l'intérieur de certaines formes spécialisées, des races physiologiques peuvent être identifiées sur

la base de leur virulence vis-à-vis de l'espèce végétale à laquelle la forme spécialisée est inféodée (Kiraly *et al.*, 1974). Au sein d'une même race physiologique, des isolats sont distingués sur la base de leur morphologie, de leur vitesse de croissance et de la taille de leurs spores et sclérotés (Booth, 1971).

2.4. *Fusarium* sp., champignon pathogène du *Striga*

Les espèces de *Fusarium* font partie des pathogènes les plus importants des plantes dans le monde (Booth, 1971). Nombreuses espèces attaquent ainsi les cultures, du semis à la production, ainsi que le produit récolté. Toutefois, au sein d'une espèce pathogène, il existe des souches qui manifestent une spécificité d'hôte (Kiraly *et al.*, 1974). Ciotola *et al.* (1995) rapportent que l'isolat M12-4A de *Fusarium oxysporum*, parasitant *S. hermonthica*, est sans effet sur sept cultivars de sorgho, trois cultivars de mil, trois cultivars de maïs, trois cultivars d'arachide, trois cultivars de niébé, deux cultivars de coton et deux d'oseille.

Fusarium sp infecte les graines de *Striga* et entraîne soit une pourriture de celles-ci, soit une pathologie des plantules (Mathur *et al.*, 1975). Abbasher *et al.* (1996) rapportent que *F. oxysporum* réduit significativement la germination des graines de *S. hermonthica*. Cette inhibition de la germination est due à la pénétration suivie de la sporulation du *F. oxysporum* à l'intérieur des graines de *Striga*. Le contenu cellulaire est ainsi altéré et la graine perd sa viabilité (Abbasher, 1994).

L'attaque de *F. oxysporum* sur les plantes hôtes est à la fois mécanique et chimique. Le champignon se fixe en effet sur la racine de l'hôte et pénètre ensuite dans le cortex. Il émet des haustoria qui établissent des connexions vasculaires avec l'hôte et plus tard des filaments mycéliens se développent et obstruent les faisceaux vasculaires. En outre, *F. oxysporum* excrète des toxines parmi lesquelles l'acide fusarique (Davis, 1967) et l'enzyme polygalacturonase (Patil et Dimond, 1967) qui jouent un rôle prépondérant dans son parasitisme. La production sélective et quantitative de l'acide fusarique semble déterminer la spécificité d'hôte des races physiologiques de *F. oxysporum* (Davis, 1967).

2.5. Symptômes d'attaque de *Fusarium* sp. sur les plantes de *Striga hermonthica*

Le potentiel d'antagonisme entre *Fusarium* sp. et les plantes de *Striga hermonthica* se manifeste par le jaunissement ou le brunissement, le rabougrissement des plants, la pourriture ou le dessèchement des parties aériennes (planche II) suivis de la mort précoce des plantes attaquées (Kiraly *et al.*, 1974, Kroschel, 2001). Le jaunissement et le dessèchement des feuilles peuvent être unilatéraux si l'envahissement des faisceaux vasculaires par l'agent pathogène a été unilatéral (Kiraly *et al.*, 1974). Toutefois, Kiraly *et al.* (1974) soulignent que les symptômes d'attaque de *F. oxysporum* dépendent largement de la résistance de l'hôte et des facteurs environnementaux.



Photo 1: Pourriture des plants de *S. hermonthica*



Photo 2: Dessèchement des plants de *S. hermonthica*

Planche II: Pourrissement ou dessèchement de plants de *S. hermonthica* lié à l'attaque de *Fusarium*

DEUXIEME PARTIE:

**Evaluation de la pathogénicité des isolats de
Fusarium contre *Striga hermonthica* (Del.) Benth.
au laboratoire et en conditions de serre**

Chapitre I: Collecte des isolats de *Fusarium* pathogènes à *Striga hermonthica* (Del.) Benth. au Burkina Faso

Introduction

A la suite d'attaques d'agents pathogènes, les plants de *S. hermonthica* meurent dans la nature sans pouvoir accomplir leur cycle végétatif. Des études antérieures ont montré que ces pathologies sont pour la plupart d'origines fongiques avec une prédominance des espèces du genre *Fusarium*. Dans la perspective d'élaborer une lutte biologique contre *S. hermonthica*, l'utilisation des ennemis naturels adaptés aux conditions environnementales locales est privilégiée. Ainsi, l'inventaire des champignons susceptibles d'être pathogènes sur *S. hermonthica* au Burkina Faso est un préalable. Cet inventaire permettra de recenser les espèces qui attaquent la plante parasite et d'étudier leurs conditions de développement.

1. Matériel

Des prospections ont été effectuées de septembre à octobre 1999 dans trois zones agroécologiques du Burkina Faso afin de récolter des plants malades de *S. hermonthica* (figure 1). Les trois zones agroécologiques ont été décrites par Traoré (1991) à la suite des travaux de Guinko (1984):

- zone sahélienne comprenant les domaines phytogéographiques Nord sahélien et Sud-sahélien;
- zone Nord soudanienne correspondant au domaine phytogéographique Nord soudanien;
- zone Sud soudanienne correspondant au domaine phytogéographique Sud soudanien.

Cent trente un (131) champs de céréales dont 24 dans la zone sahélienne, 73 dans la zone Nord soudanienne et 34 dans la zone Sud soudanienne; ont été prospectés dans 15 localités réparties en 12 sites de collecte (figure 2).

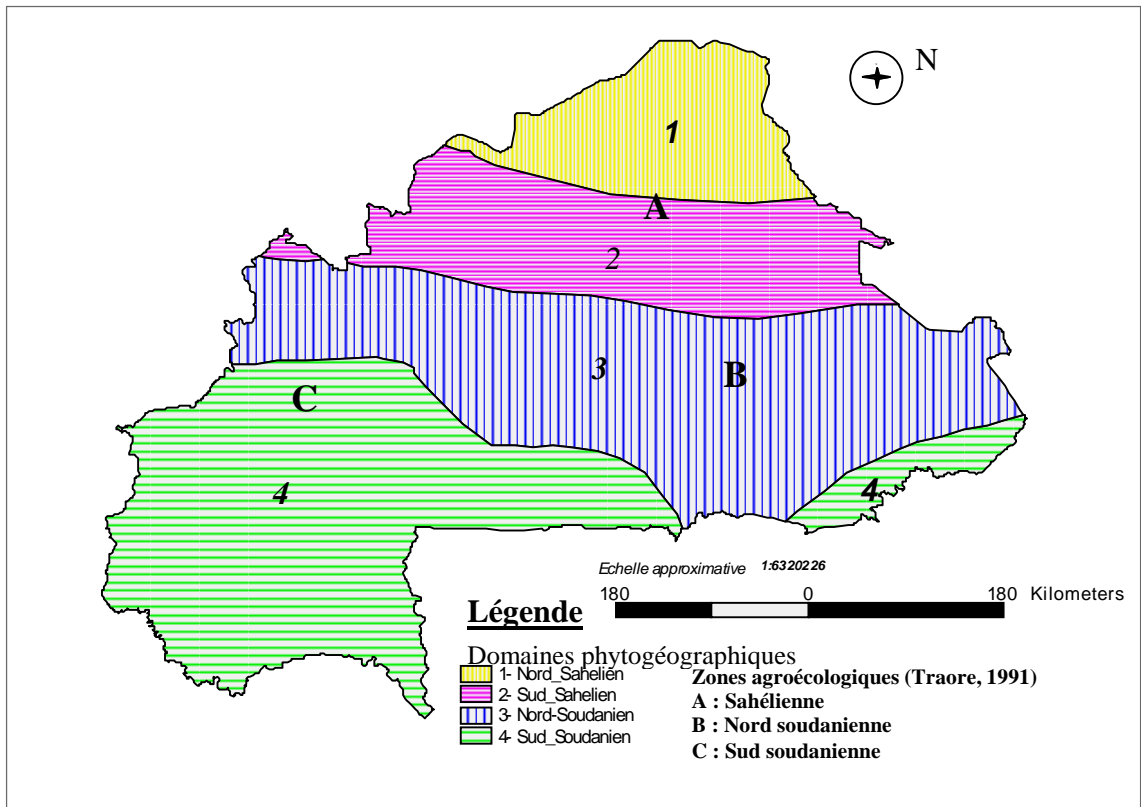


Figure 1: Grandes subdivisions phytogéographiques du Burkina Faso (1, 2, 3, 4) (Guinko, 1984) classées en trois zones agroécologiques (A, B, C) (Traoré, 1991)

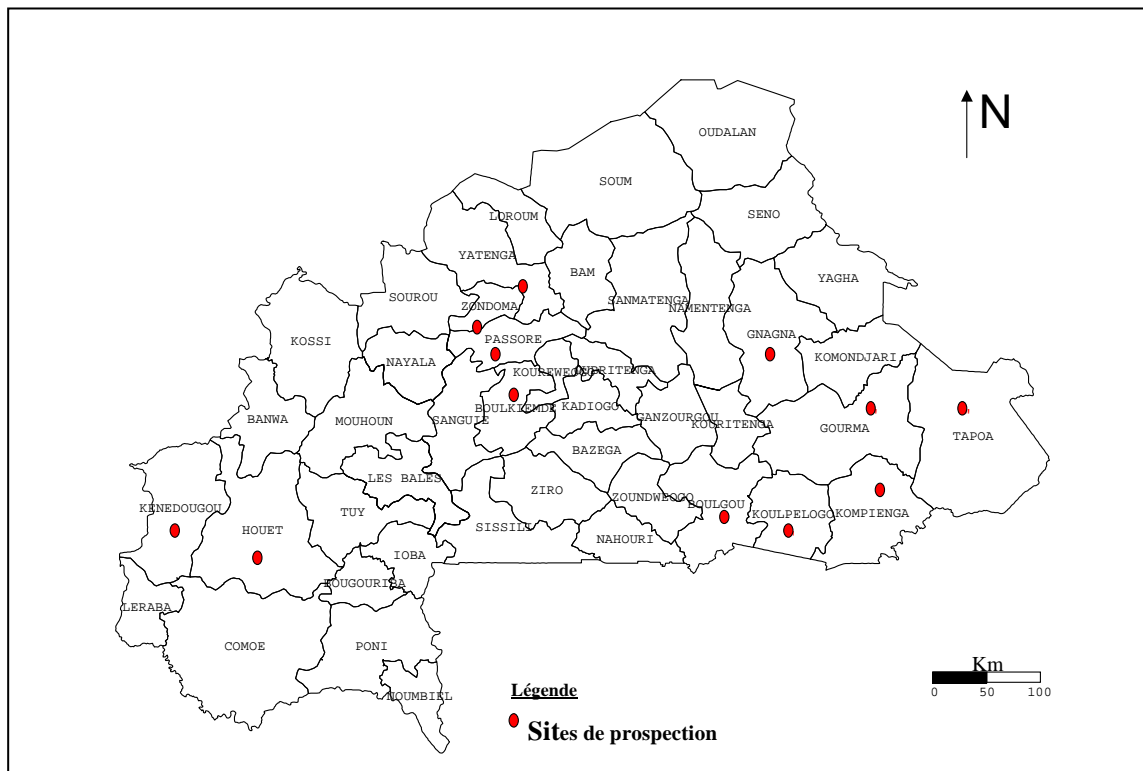


Figure 2: Sites de prospection de plants malades de *Striga hermonthica* au Burkina Faso, 1999. Carte réalisée par CTIG / INERA, 2003

2. Méthodes

2.1. Prospection et collecte de plants malades de *Striga hermonthica*

Les 12 sites ont été choisis suivant les axes routiers praticables par un véhicule durant la saison pluvieuse et traversant de nombreuses localités dans chacune des trois zones agroécologiques. Les 15 localités sont celles dans lesquelles des champs de céréales fortement infestés par *S. hermonthica* ont pu être observés.

La prospection a consisté à traverser les champs de céréale, fortement infestés par *S. hermonthica*. Cette traversée est faite deux fois de façon perpendiculaire et est accompagnée d'un tour de la périphérie si le champ est de petites dimensions (≤ 2 ha). Les plants immatures de *S. hermonthica* n'ayant subi aucun dommage mécanique et présentant des symptômes d'attaque de maladies (Kiraly *et al.*, 1974, Kroschel, 2001) (Planche III) ont été récoltés. Ils ont ensuite été mis individuellement dans des sachets en plastique puis conservés dans une glacière contenant de la glace ensachée. Au laboratoire, les plants de *S. hermonthica* ensachés ont été transférés dans le réfrigérateur et conservés à la température de 4-5° C.

2.2. Isolement des souches de *Fusarium*

Les organes des plants malades de *S. hermonthica* portant les symptômes d'attaques de maladies ont été lavés à l'eau de robinet, séchés sous la hotte sur papier Whatman n°1 à la température ambiante. Ils ont été découpés en morceaux de 0,5 à 1 cm de longueur puis stérilisés sous une hotte avec de l'éthanol 90° durant 45 secondes, rincés à l'eau distillée stérile trois fois et séchés de nouveau sur du papier Whatman n°1 préalablement stérilisé à 120°C pendant 30 minutes. Ils ont été ensuite déposés sous la hotte, dans des boîtes de Pétri contenant de l'agar glucosé à la pomme de terre amendé de sulfate de streptomycine (PDAS) (Kroschel *et al.*, 1996; Marley *et al.*, 1999). Après trois à quatre jours d'incubation à la température de 25-30°C sous les rayons ultra-violets (12 h de lumière/12 h d'obscurité), les champignons ayant les principales caractéristiques morphologiques du genre *Fusarium* (couleur et forme) ont été isolés et repiqués dans de nouvelles boîtes de culture pour purification. Les différents isolats d'un même site sont distingués par la morphologie et par la couleur de leur mycélium.



Photo 1: Brunissement d'un plant de *S. hermonthica*



Photo 2: Flétrissement d'un plant de *S. hermonthica*



Photo 3: Jaunissement d'un plant de *S. hermonthica*

Planche III: Plants de *S. hermonthica* présentant des symptômes de maladie.

La dénomination de chaque isolat correspond au nom abrégé de la localité dans laquelle l'échantillon de plant malade de *S. hermonthica* a été récolté; précédé du numéro d'isolement au laboratoire.

*** Milieu de culture pour l'isolement de *Fusarium***

Le milieu de culture est composé de 39 g d'agar glucosé à la pomme de terre (Potato Dextrose Agar) dissous dans 1 000 ml d'eau distillée. L'ensemble est stérilisé à 120°C pendant 20 minutes. Avant de couler le milieu refroidi à 50° C environ dans les boîtes de Pétri, 0,1 g de sulfate de streptomycine est additionné aseptiquement au milieu afin d'inhiber le développement des bactéries.

3. Résultats

Quarante deux isolats de *Fusarium* ont ainsi pu être extraits (tableau 3). De ces 42 isolats, 9 isolats ont été identifiés au laboratoire par l'Institut Danois des Pathologies des Semences pour les pays en développement (Royal Vet. And Agricultural University, Copenhagen Thorvaldsensvej 40, DK-1871 Frederiksberg C, Denmark). Ce sont: *Fusarium oxysporum* (34-Fo) et *Fusarium equiseti* (5-Kou, 42-Ko, 31-Kom, 13-Ba, 21-Or, 32-Or, 17-Fo, 7-Fo). La pathogénicité de 51 isolats constitués de ces 42 et de neuf autres (tableau 3) collectés précédemment au Burkina Faso par Abbasher *et al.* (1998) a été évaluée dans cette étude.

Parmi les 51 isolats de *Fusarium*, seulement quatre (soit 8 %) proviennent de la zone agroécologique sahélienne. Plus de la moitié des isolats (59 %) ont été collectés dans la zone agroécologique Nord soudanienne. Dans ces deux zones agroécologiques, un seul isolat a pu être collecté dans chacune des quatre localités suivantes: Bilga, Gourcy, Saria et Konli. La zone agroécologique Sud soudanienne contribue pour 17 isolats (soit 33 %) de l'ensemble des 51 isolats avec au moins trois isolats collectés par localité (tableau 3).

Tableau 3: Dénomination et origine géographique des isolats de *Fusarium* dont la pathogénicité a été testée contre *Striga hermonthica*

Isolats de <i>Fusarium</i>	Localités de collection	Zones agorécologiques
33-Ouah, 35-Ouah	Ouahigouya	} Zone sahélienne
37-Bil	Bilga	
23-Gou	Gourcy	
1-Sa	Saria	} Zone Nord soudanienne
3-Pa, 39-Pa, 40-Pa	Pama	
4-Kdou, 8-Kdou, 9-Kdou, 41-Kdou	Koudougou	
5-Kou, 11-Kou, 28-Kou	Kouaré	
10-Kon	Konli	
14-Ko, 42-Ko	Kohnoghin	
7-Fo, 17-Fo, 34-Fo	Folboagou	
22-Kom, 25-Kom, 31-Kom, 36-Kom,	Komiyanga	
150a-M, 151b-M	Mogtédo *	
140a-O, 141b-O	Ouagadougou *	
119a-Zo, 117a-Zo	Zorgho *	
124a-Za, 123b-Za, 125b-Za	Zampassogo *	
2-Ba, 12-Ba, 13-Ba, 19-Ba, 20-Ba	Baradaka	} Zone Sud soudanienne
6-Fa, 15-Fa, 16-Fa, 18-Fa,	Farako-Bâ	
21-Or, 26-Or, 27-Or, 32-Or, 38-Or	Orodara	
24-Mo, 29-Mo, 30-Mo	Moami	

* : Isolats collectés par Abbasher *et al.* (1998)

4. Conclusion partielle

Les plants malades de *S. hermonthica* n'ont pu être collectés que dans 15 localités et dans trois zones agroécologiques du Burkina Faso. Au regard de l'étendue du pays, la collecte des plants malades de *S. hermonthica* n'est pas exhaustive. De ce fait, la collection de champignons constituée de 51 isolats de *Fusarium* n'est qu'un échantillonnage des souches de *Fusarium* pouvant être pathogènes vis-à-vis de *S. hermonthica*. Toutefois, cet échantillonnage peut être considéré comme représentatif du territoire national du fait que les isolats proviennent des trois zones agroécologiques du Burkina Faso.

Chapitre II: Effet de l'action directe de spores et des excréments des isolats de *Fusarium* sur la germination des graines de *Striga hermonthica* (Del.) Benth. au laboratoire

Introduction

La germination des graines de *S. hermonthica* peut être inhibée par des champignons par effet mécanique et/ou chimique. Par effet mécanique, des espèces de *Fusarium* pénètrent dans les graines de *Striga* et sporulent à l'intérieur; ces graines perdent ainsi leur pouvoir germinatif (Sauerborn *et al.*, 1996). La germination des graines de *Striga* peut également être inhibée par des composés phytotoxiques excrétés par des espèces de *Fusarium* (Zonno *et al.*, 1996). Dans cette étude, le criblage des isolats de *Fusarium* pour leur efficacité à inhiber la germination des graines de *S. hermonthica* a été effectué selon deux techniques:

- a) l'application de spores des isolats de *Fusarium* sur les graines de *S. hermonthica* afin d'observer l'effet mécanique et éventuellement l'effet chimique ;
- b) l'application des extraits organiques issus des isolats de *Fusarium* sur les graines de *S. hermonthica* pour mettre en évidence leur effet chimique.

1. Matériel et méthodes

1.1. Matériel

1.1.1. Matériel végétal

Les graines de *S. hermonthica* ont été récoltées en 1998 dans un champ de sorgho situé à la station de recherches environnementales et agricoles de Kouaré (11°95'03'' de longitude Nord et 0°30'58'' de latitude Est) au Burkina Faso. Conservées au laboratoire dans des sachets en plastique à la température ambiante (30°C environ), elles ont été utilisées dans cette étude. Les racines de plants âgés de 14 jours de la variété de sorgho S29 sensible au *S. hermonthica* ont été utilisées pour stimuler la germination des graines de *S. hermonthica*. La pomme de terre a été utilisée pour la préparation du milieu de culture liquide des isolats de *Fusarium*. Les 51 isolats de *Fusarium*, tous endogènes du Burkina Faso, ont été utilisés.

1.1.2. Matériel de laboratoire

Les boîtes de Pétri, le parafilm, les papiers filtres Whatman GF/A et ordinaire N°1, le papier aluminium et les sachets noirs en plastique ont été utilisés pour aménager les conditions de germination des graines de *S. hermonthica*. L'éthanol, le Tween 80 et l'hypochlorite de sodium (NaOCl) ont été utilisés pour débarrasser les graines de *S. hermonthica* des micro-organismes et des impuretés. L'agar glucosé à la pomme de terre constitue le milieu de culture solide de *Fusarium* et le sulfate de streptomycine a servi d'antibiotique contre les bactéries. Le glucose a été utilisé pour enrichir le jus de pomme de terre en éléments nutritifs dans la préparation du milieu de culture liquide pour *Fusarium*. Un incubateur (Thermosi SR 1000) a régulé la température durant le conditionnement des graines de *S. hermonthica*. Un mixeur (Ultra-turrax T25, Janke & Kunkel, IKA-Labortechnik, Staufen, Germany) a été utilisé pour écraser le mycélium. La cellule de Malassez (HERAKA® profondeur=0,200 mm, surface=0,0025 m²) a servi à dénombrer les spores de *Fusarium*. Des Erlenmeyers de 250 ml ont été utilisés pour contenir les cultures liquides de *Fusarium* et un agitateur (Edmund Bühler, 7 400 Tübingen, SM 25) pour agiter le contenu des Erlenmeyers pendant toute la durée de la culture.

1.2. Méthodes

1.2.1. Stérilisation des graines de *Striga hermonthica*

Au moment de leur utilisation, les graines de *S. hermonthica* ont été stérilisées à l'éthanol 70° et à l'hypochlorite de sodium (NaOCl) 3% successivement pendant 3 minutes et 5 minutes. Deux gouttes de Tween 80 ont été ajoutées à la solution d'hypochlorite de sodium pour abaisser la tension de surface. Après stérilisation, les graines de *S. hermonthica* ont été rincées trois fois à l'eau distillée stérile avant leur utilisation.

1.2.2. Production des spores de *Fusarium*

Les 51 isolats de *Fusarium* ont été cultivés durant 14 jours dans des boîtes de Pétri (9 cm de diamètre (Ø)) contenant de l'agar glucosé à la pomme de terre amendé de sulfate de streptomycine (PDAS). L'incubation a été faite à la température de 25-30°C sous les rayons ultra-violets (12 h de lumière/12 h d'obscurité). Quinze (15) ml d'eau distillée stérile ont été ajoutés à la nouvelle culture ainsi obtenue et l'ensemble a été broyé au mixeur. La suspension de spores ainsi obtenue a été filtrée. Elle a ensuite été ajustée avec de l'eau distillée stérile à la concentration de 10⁶ spores/ml à l'aide de la cellule de Malassez.

1.2.3. Préparation du milieu liquide de culture

De la pomme de terre (250 g) a été pelée, lavée et découpée en tranches minces. L'ensemble a été cuit à l'eau distillée durant 20 minutes et la quantité de jus obtenue après la filtration sur mousseline est complétée à 1000 ml. Dix (10) g de glucose ont été ajoutés avant la répartition de la solution ainsi obtenue dans 10 Erlenmeyers de 250 ml. Le contenu de chaque Erlenmeyer (100 ml) a été stérilisé à l'autoclave à 120°C pendant 30 minutes. Après le refroidissement sous la hotte, le contenu de chaque Erlenmeyer a été amendé de 0,01 g de sulfate de streptomycine pour inhiber le développement des bactéries.

1.2.4. Production des lyophilisats

Les lyophilisats ont été obtenus à partir d'une culture liquide de chacun des 14 isolats de *Fusarium* dont les spores ont montré un fort potentiel de réduction de la germination des graines de *S. hermonthica*. Les 14 isolats sont d'abord cultivés sur milieu gélosé. A partir de la jeune culture de chaque isolat, trois explants de 4 mm de diamètre ont été transférés de façon aseptique dans un Erlenmeyer de 250 ml contenant 100 ml de milieu de culture liquide fait à base de pomme de terre. L'ensemble a été agité sur l'agitateur à la vitesse de 120 tours/minutes pendant 30 jours. Le contenu de chaque Erlenmeyer a été filtré. Le filtrat obtenu avec chaque isolat a été concentré en le séchant à froid par lyophilisation (Planche IV).

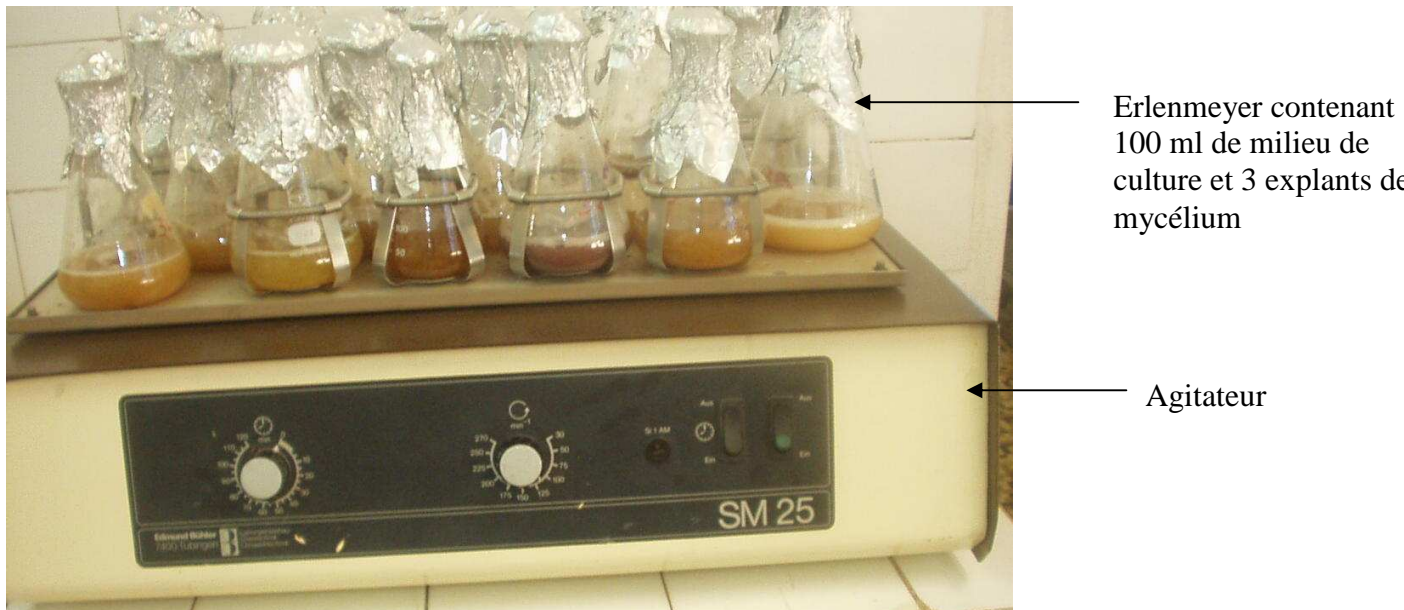


Photo 1: Culture de *Fusarium* en milieu liquide dans des Erlenmeyers en agitation continue

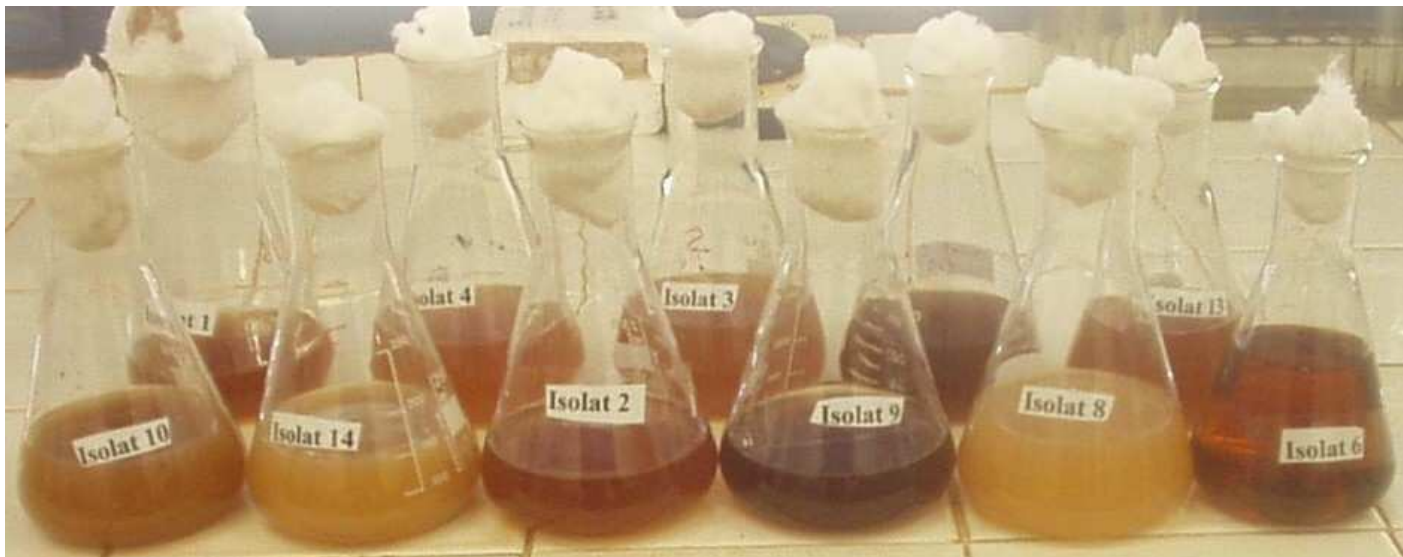


Photo 2: Filtrats du milieu de culture de *Fusarium* destinés à la lyophilisation



Photo 3: Filtrats de culture des isolats de *Fusarium* lyophilisés

Planche IV: Trois étapes du processus de production du lyophilisat de *Fusarium*

1.2.5. Application des spores de *Fusarium* sur les graines de *Striga hermonthica*

Les spores de 51 isolats de *Fusarium* ont été appliquées sur les graines de *S. hermonthica* suivant la technique de Kroschel *et al.* (1996) adaptée (figure 3). Les graines de *S. hermonthica* stérilisées, dont le pouvoir germinatif est d'environ 95% ont été pré-conditionnées avec de l'eau distillée stérile dans une fiole pendant 4 jours. Environ 100 graines de *S. hermonthica* pré-conditionnées ont été déposées sur un papier filtre (1 cm²) en microfibre de verre (Whatman GF/A) dans une boîte de Pétri stérile (9 cm Ø) tapissée de 2 papiers filtres ordinaires (Whatman n°1). La boîte de Pétri contient deux disques de papier filtre.

Une suspension de 10 ml de chaque isolat de *Fusarium* de concentration 10⁶ spores/ml a été utilisée par boîte de Pétri pour servir de milieu de conditionnement aux graines de *S. hermonthica*. Le contenu de chaque boîte de Pétri a été saupoudré manuellement avec de la farine de sorgho (0,05 g) et la boîte a été scellée avec du parafilm. La boîte a été ensuite enveloppée successivement avec du papier aluminium, du plastique noir puis mise à incuber à 28°C durant 10 jours. Au terme des 10 jours d'incubation, les graines de *S. hermonthica* ont été lavées à l'eau distillée stérile à l'aide de deux tamis superposés. Le premier (315 µm) a permis de séparer les graines de *S. hermonthica* du mycélium et le deuxième (80 µm) permettant de débarrasser les graines des spores. A la fin de ce processus, les graines de *S. hermonthica* ont été mises dans quelques gouttes d'eau distillée stérile, pipetées et déposées sur 8 disques de papier filtre en microfibre de verre (Whatman GF/A) à raison de 20 à 30 graines/disque. Les 8 disques de papier filtre Whatman GF/A contenus dans une boîte de Pétri (9 cm Ø) stérile tapissée de deux papiers filtres ordinaires (Whatman n°1) ont été répartis en 4 rayons (2 à 2) autour d'un anneau (1,7 cm Ø) en aluminium. Des morceaux de racines (1 g) âgées de 14 jours, de la variété de sorgho S29 sensible au *S. hermonthica*; ont été placés dans l'anneau pour stimuler la germination des graines de *S. hermonthica*. Trois (3) ml d'eau distillée stérile ont été utilisés pour humidifier le contenu de l'anneau. La boîte de Pétri a été de nouveau enveloppée de papier aluminium, de plastique noir. Chaque traitement a été répété trois fois. Le pourcentage de germination des graines de *Striga* a été évalué après 48 heures d'incubation à 30°C (figure 3). Le pourcentage de germination des graines de *S. hermonthica* conditionnées avec de l'eau distillée stérile a été comparé à celui des graines de *S. hermonthica* conditionnées avec une suspension de spores de chacun des 51 isolats de *Fusarium*.

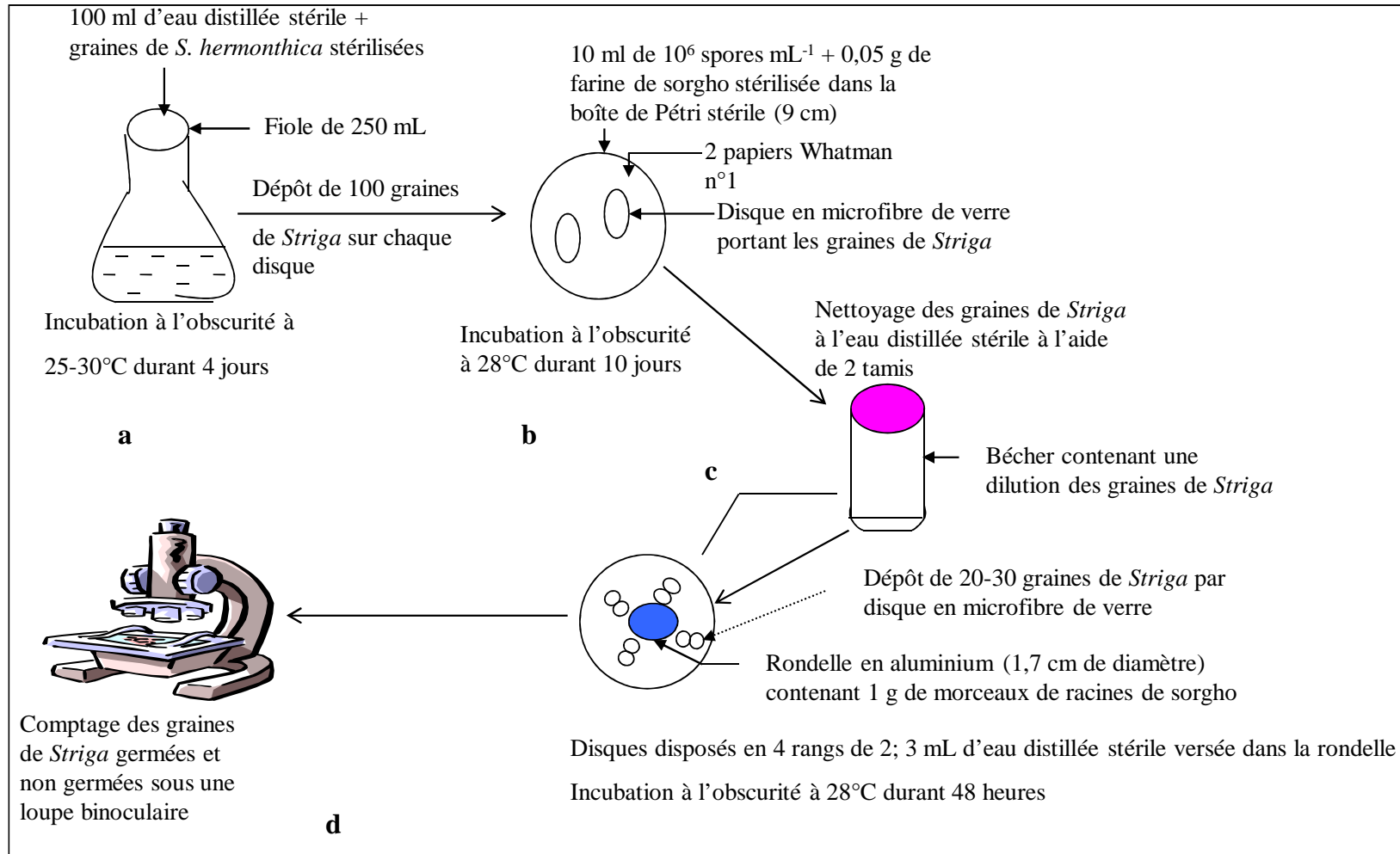


Figure 3: Schéma de la technique d'évaluation de l'effet des spores de *Fusarium* sur la germination des graines de *Striga hermonthica*: (a) pré-conditionnement des graines de *Striga*, (b) application des spores sur les graines de *Striga*, (c) nettoyage et stimulation de germination des graines de *Striga*, (d) évaluation du taux de germination des graines de *Striga* sous une loupe binoculaire

1.2.6. Application des lyophilisats du filtrat de culture de *Fusarium* sur les graines de *Striga hermonthica*

Trente à 40 graines de *S. hermonthica* stérilisées ont été déposées sur des disques de papier filtre en microfibre de verre de 6 mm de diamètre dans des boîtes de Pétri stériles (7 cm Ø) tapissées de deux papiers filtres Whatman n°1 (figure 4). Les graines de *S. hermonthica* ont été conditionnées dans une solution de 6 ml de lyophilisat du filtrat de culture de *Fusarium* à quatre concentrations. La première (1 mg/ml) correspond à la concentration minimale ayant permis d'observer une inhibition significative de la germination des graines de *S. hermonthica* par le lyophilisat du filtrat de culture de *Fusarium*. La seconde (10 mg/ml) est le décuple de la première. La troisième correspond à la dilution de 100 mg de lyophilisat dans 3 ml d'eau et la quatrième (67 mg/ml) est le double de la troisième. Les traitements ont été les suivants:

- 1). T(-), graines conditionnées avec de l'eau distillée stérile (témoin standard) ;
- 2). T(+), graines conditionnées avec une solution titrée à 67 mg/ml de lyophilisat du milieu de culture;
- 3). T1, graines conditionnées avec le lyophilisat du filtrat de culture de chaque isolat de *Fusarium* à 1 mg/ml ;
- 4). T2, graines conditionnées avec le lyophilisat du filtrat de culture de chaque isolat de *Fusarium* à 10 mg/ml ;
- 5). T3, graines conditionnées avec le lyophilisat du filtrat de culture de chaque isolat de *Fusarium* à 33 mg/ml ;
- 6). T4, graines conditionnées avec le lyophilisat du filtrat de culture de chaque isolat de *Fusarium* à 67 mg/ml.

Les boîtes de Pétri, scellées avec du parafilm et enveloppées successivement avec du papier aluminium et du plastique noir, ont été ensuite incubées à l'obscurité à 27°C pendant 14 jours. Au 15^e jour, les disques portant les graines de *S. hermonthica* ont été transférés dans une autre boîte de Pétri stérile (9 cm Ø) dont le fond a été tapissé de 2 papiers filtre Whatman n°1. Dans chaque boîte, les disques ont été disposés en 4 rayons de 5 disques par rayon autour d'un anneau (1,7 cm Ø) en aluminium. Un (1) g de morceaux de racines âgées de 14 jours de la variété S29 de sorgho a été placé dans l'anneau et trois ml d'eau distillée stérile ont été appliqués dans l'anneau. La boîte de Pétri a été de nouveau scellée et incubée à l'obscurité à 30°C pendant 48 heures (figure 4). Pour chaque isolat de *Fusarium*, quatre boîtes de Pétri ont été utilisées correspondant à 4 répétitions.

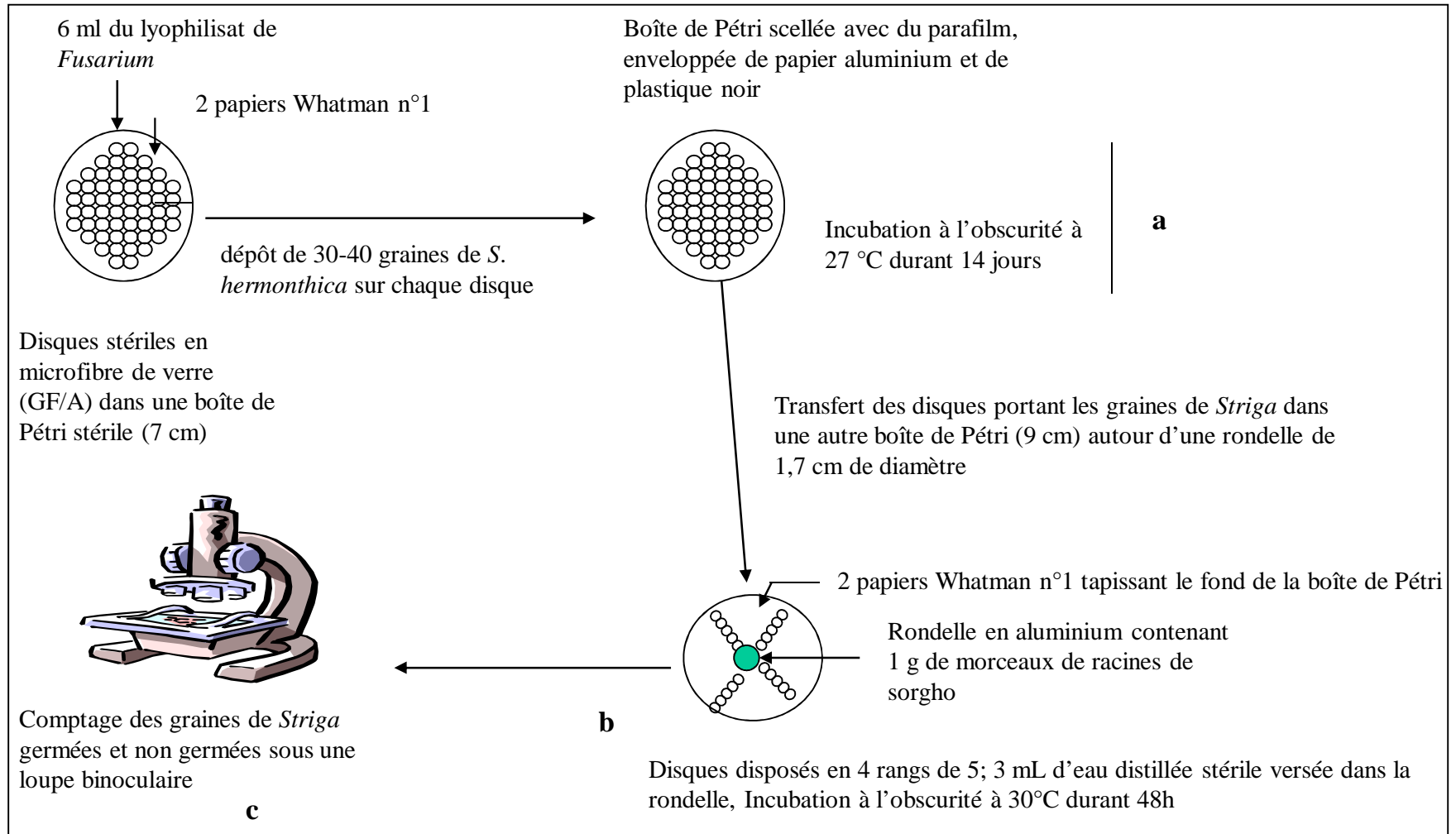


Figure 4: Schéma de la technique d'évaluation de l'effet du lyophilisat du filtrat de culture de *Fusarium* sur la germination des graines de *Striga hermonthica* : (a) application du lyophilisat sur les graines de *Striga*, (b) stimulation de germination des graines de *Striga*, (c) évaluation du taux de germination des graines de *Striga* sous une loupe binoculaire

A l'issue des 48 heures, l'efficacité de chaque type de lyophilisat à inhiber la germination des graines de *S. hermonthica* a été évaluée en comparaison avec le pourcentage de germination obtenu par rapport au témoin standard.

1.2.7. Analyse statistique et expression des résultats

Les données ont été analysées à l'aide du logiciel statistique SAS (Statistical Analysis System). Le calcul et la comparaison des pourcentages moyens de germination des graines de *S. hermonthica* ont été effectués selon le test de Fisher. La germination des graines de *S. hermonthica* obtenue par traitement est exprimée en pourcentage des graines germées sur le nombre total des graines traitées.

2. Résultats

2.1. Effet de l'application des spores de *Fusarium* sur la germination des graines de *Striga hermonthica*

Les pourcentages de germination des graines de *S. hermonthica* obtenus après l'application des spores des isolats de *Fusarium* sont consignés dans le tableau 4. Sur les 51 isolats de *Fusarium* évalués, quatorze ont réduit d'au moins 50% le pourcentage de germination potentiel de *S. hermonthica* (94,66%). Dans ce tableau, les isolats sont classés de *F. equiseti* 42-Ko à *F. oxysporum* 34-Fo suivant les pourcentages de germination décroissants de *S. hermonthica* obtenus après l'action des spores de chacun des isolats. Parmi les 14 isolats de *Fusarium*, le pourcentage de germination le plus élevé (47,30%) a été obtenu avec *F. equiseti* (42-Ko) tandis que le plus faible pourcentage (4,21%) a été enregistré avec *F. oxysporum* (34-Fo). L'analyse de variance des pourcentages de germination révèle une différence hautement significative ($P < 0,0001$) entre ceux enregistrés avec les 14 isolats de *Fusarium* et celui obtenu avec le témoin. En effet, le pourcentage de germination potentiel a été fortement réduit avec les 14 isolats de *Fusarium*. En fonction de la capacité de leurs spores à inhiber la germination des graines de *S. hermonthica*, trois groupes homogènes d'isolats sont distingués. Le premier groupe est composé de six isolats: *Fusarium* spp. (6-Fa, 125b-Za), *F. equiseti* (5-Kou, 32-Or, 31-Kom) et *F. oxysporum* (34-Fo) avec lesquels les plus faibles pourcentages de germination de *S. hermonthica* ont été enregistrés. Ces six isolats ont réduit la germination de *S. hermonthica* de 87% à 96% par rapport au témoin standard; les plus

efficaces sont *F. oxysporum* (34-Fo) (planche V) et *F. equiseti* (5-Kou). Les isolats de *Fusarium* spp. (141b-O, 12-Ba) et *F. equiseti* (21-Or) ayant entraîné une réduction de 62% à 65% du pourcentage de germination de *S. hermonthica* constituent le deuxième groupe. Trois autres isolats de *F. equiseti* (17-Fo, 7-Fo, 42-Ko) ont une faible efficacité avec une réduction de 50% à 53% du pourcentage de germination et constituent le troisième groupe (tableau 4).

Tableau 4: Pourcentages moyens de germination des graines de *S. hermonthica* réduits d'au moins 50% après l'application des spores de *Fusarium* sur les graines

Isolats de <i>Fusarium</i>	Pourcentages de germination des graines de <i>S. hermonthica</i> (%)
Témoin	94,66 a
<i>Fusarium equiseti</i> (42-Ko)	47,30 b
<i>Fusarium equiseti</i> (7-Fo)	45,60 b
<i>Fusarium equiseti</i> (17-Fo)	44,52 bc
<i>Fusarium</i> sp. (141b-O)	35,64 cd
<i>Fusarium</i> sp. (12-Ba)	34,59 d
<i>Fusarium equiseti</i> (21-Or)	33,44 d
<i>Fusarium equiseti</i> (13-Ba)	21,10 e
<i>Fusarium</i> sp. (150a-M)	15,68 ef
<i>Fusarium equiseti</i> (31-Kom)	12,59 efg
<i>Fusarium</i> sp. (125b-Za)	11,54 efg
<i>Fusarium equiseti</i> (32-Or)	11,03 fg
<i>Fusarium</i> sp. (6-Fa)	10,40 fg
<i>Fusarium equiseti</i> (5-Kou)	5,69 g
<i>Fusarium oxysporum</i> (34-Fo)	4,21 g
Moyennes	28,53
CV%	24,23
ppds (P=0,01)	9,85

Les moyennes suivies de la même lettre ne sont pas significativement différentes selon le test de Fisher au seuil de 1%.

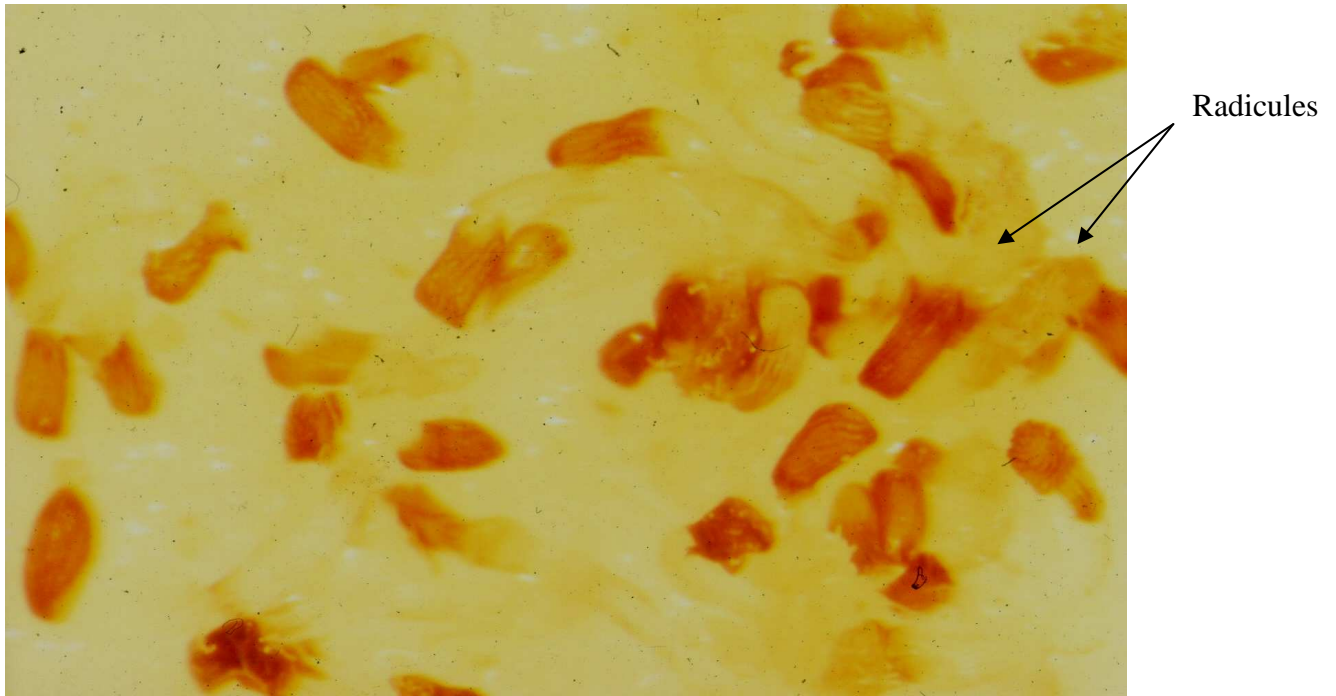


Photo 1: Graines de *S. hermonthica* germées après conditionnement avec de l'eau distillée stérile



Photo 2: Graines de *S. hermonthica* conditionnées avec une suspension de spores de l'isolat de *Fusarium oxysporum* 34-Fo

Planche V: Effet des spores de *F. oxysporum* (34-Fo) sur la germination de *S. hermonthica*

2.2. Effet des lyophilisats du filtrat de culture de *Fusarium* sur la germination des graines de *Striga hermonthica*

Les résultats de l'effet des lyophilisats du filtrat de culture de *Fusarium* sur la germination des graines de *Striga hermonthica* sont regroupés dans la figure 5. Dans cette figure, les isolats sont classés sur l'axe des abscisses suivant l'efficacité de leur lyophilisat à inhiber la germination des graines de *S. hermonthica*. Aux doses appliquées, les plus faibles pourcentages de germination des graines de *S. hermonthica* ont été obtenus avec les lyophilisats de *F. oxysporum* 34-Fo, *Fusarium* sp. 6-Fa et les pourcentages élevés avec les lyophilisats de *F. equiseti* (7-Fo et 42-Ko). L'analyse de variance révèle que les lyophilisats des différents isolats de *Fusarium* appliqués aux quatre doses: 1, 10, 33 et 67 mg/ml ont permis de réduire de façon significative le pourcentage de germination des graines de *S. hermonthica*. A la dose de 1 mg de lyophilisat/ml, les 14 isolats ont eu une influence négligeable sur la germination des graines de *S. hermonthica*. Les plus faibles pourcentages de germination ont été obtenus à cette dose avec les lyophilisats de *Fusarium* sp 6-Fa et *Fusarium oxysporum* 34-Fo qui ont permis respectivement une réduction de 9% et 10%. Une réduction plus nette de la germination des graines de *S. hermonthica* a été notée avec les lyophilisats des isolats à la dose de 10 mg/ml. Les lyophilisats de *Fusarium* spp. (6-Fa, 125b-Za), *F. equiseti* 5-Kou et *F. oxysporum* 34-Fo utilisés à la même concentration ont entraîné une réduction de plus de 50%. A la dose de 33 mg de lyophilisat/ml, le pourcentage de germination des graines de *S. hermonthica* a été nul avec les lyophilisats de *Fusarium* spp. (6-Fa, 125b-Za), *F. equiseti* 5-Kou et *F. oxysporum* 34-Fo. En plus de ces quatre isolats, une inhibition totale de la germination de *S. hermonthica* a été observée avec *Fusarium* spp. (141b-O, 150a-M) et *F. equiseti* 32-Or à la dose de 67 mg de lyophilisat/ml (figure 5).

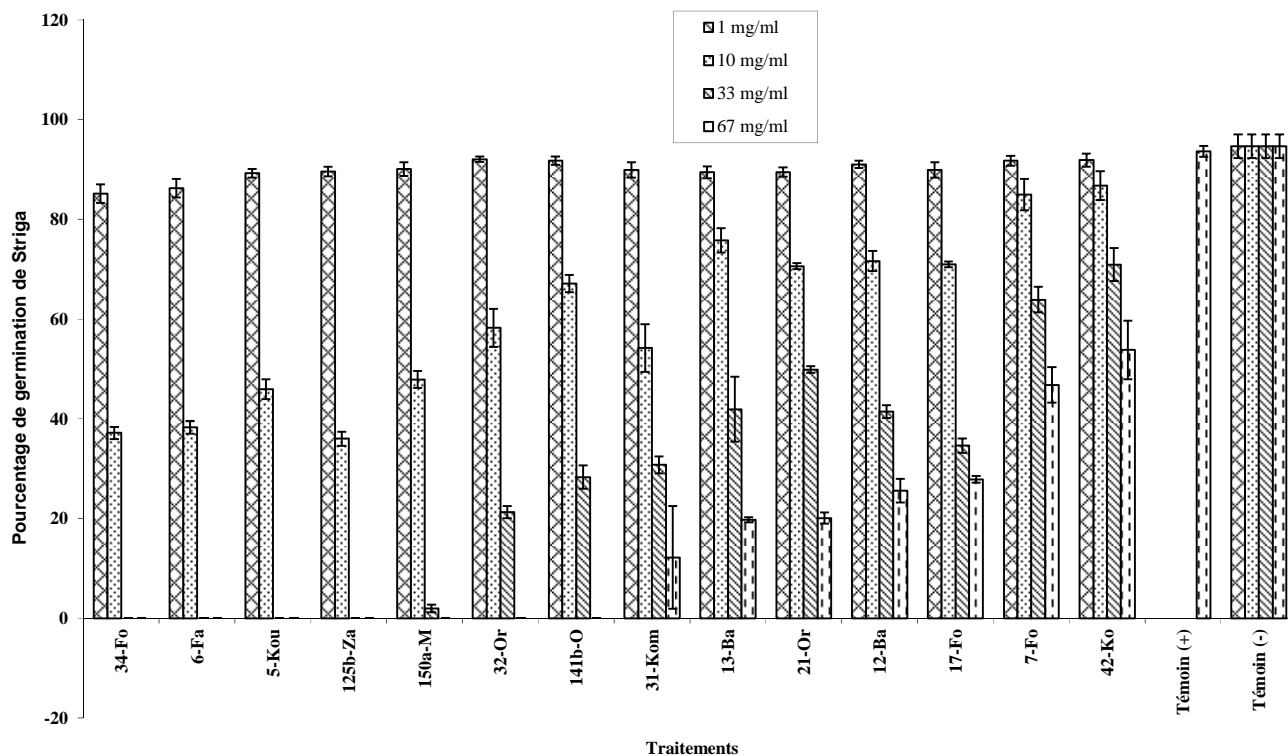


Figure 5: Pourcentages de germination des graines de *S. hermonthica* à la suite de l'application du lyophilisat du filtrat de culture des isolats de *Fusarium* sur ces graines. Chaque barre représente l'erreur standard de la moyenne.

2.3. Corrélation entre l'activité bioherbicide des spores et celle du lyophilisat du filtrat de culture de *Fusarium* sur la germination des graines de *Striga hermonthica*

Une corrélation positive et significative est révélée entre le pourcentage de germination des graines de *S. hermonthica* obtenu après l'application des spores des isolats de *Fusarium* et celui obtenu après l'application du lyophilisat du filtrat de culture d'un même isolat de *Fusarium* (figure 6). L'équation de régression obtenue est une équation linéaire de la forme $y=ax + b$.

Pourcentage de germination de *S. hermonthica* obtenu après l'action des spores = $0,77 \times$ pourcentage de germination de *S. hermonthica* obtenu après l'action du lyophilisat + 13,01, avec $R^2=0,77$ où le coefficient directeur (a)=0,77 et la constante (b)=13,01.

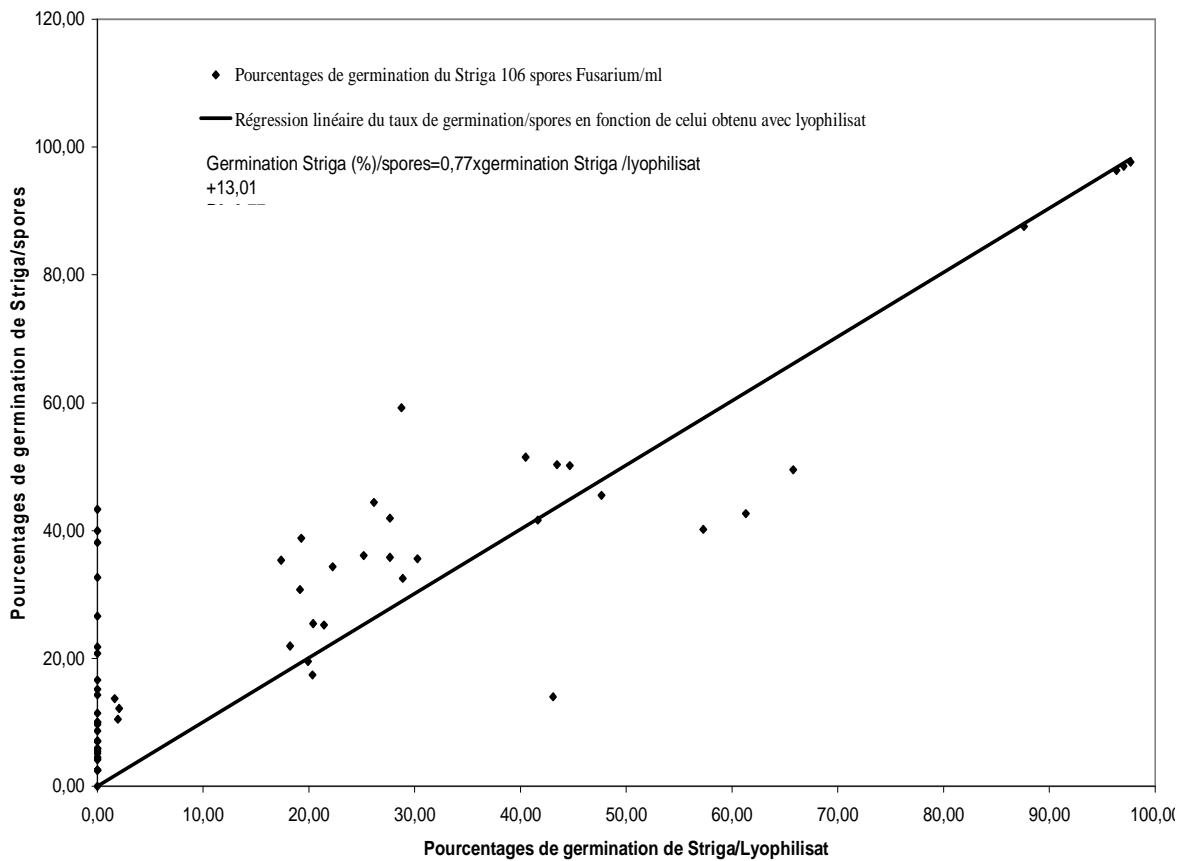


Figure 6: Régression linéaire du pourcentage de germination des graines de *S. hermonthica* obtenu à la suite de l'application des spores de *Fusarium* en fonction de celui consécutif à l'application du lyophilisat de leur filtrat de culture à 67 mg/ml

3. Discussion

Les spores issues de 14 isolats de *Fusarium* sur les 51 testés réduisent d'au moins 50% la germination potentielle des graines de *S. hermonthica*. Huit de ces isolats proviennent de la zone agroécologique Nord soudanienne du Burkina Faso tandis que les six autres ont été collectés dans la zone agroécologique Sud soudanienne. Aucun des isolats provenant de la zone agroécologique sahélienne n'est performant contre *S. hermonthica*. Parmi les 14 isolats efficaces, cinq provenant de la première zone: *Fusarium* spp. (150a-M, 125b-Za), *Fusarium equiseti* (5-Kou, 31-Kom) *Fusarium oxysporum* 34-Fo et trois de la seconde zone: *Fusarium* sp. 6-Fa et *F. equiseti* (32-Or, 13-Ba) se sont avérés les plus efficaces avec une réduction potentielle de 78% à 96% du pourcentage de germination des graines de *S. hermonthica*. Ces résultats sont comparables à ceux obtenus par Kroschel *et al.* (1996) qui rapportent que deux isolats de *F. oxysporum* (Fo1, Fo2) et un isolat de *F. solani* (Fs1) permettent la réduction de germination des graines de *S. hermonthica* de plus de 90% lorsque les spores de ceux-ci sont appliquées sur les graines durant la phase de conditionnement. La réduction de germination des graines de *S. hermonthica* est également soulignée par Abbasher (1994) quand les graines de *S. hermonthica* sont inoculées avec une suspension de 4×10^6 spores/ml de *F. nygamai* dans des chambres racinaires. La réduction de germination des graines de *S. hermonthica* observée à la suite de l'application des spores des champignons est expliquée par Sauerborn *et al.* (1996) comme étant la conséquence de la pénétration du mycélium à l'intérieur des graines de *Striga* qui deviennent ainsi parasitées. Toutefois, la pénétration du mycélium dans les graines peut être éventuellement couplée avec une exsudation de toxines par les spores des isolats au cours de leur croissance. Ces toxines affecteraient la germination des graines de *S. hermonthica*.

L'application seule des lyophilisats des filtrats de culture des isolats permet en effet une réduction, voire une inhibition complète, de la germination de *S. hermonthica* en fonction des doses appliquées. Dans nos conditions expérimentales, aucune germination de *S. hermonthica* n'a été observée avec les lyophilisats de *Fusarium* spp. (6-Fa, 125b-Za), *F. equiseti* 5-Kou et *F. oxysporum* 34-Fo appliqués à la dose de 33 mg/ml. A la dose de 67 mg de lyophilisat/ml, en plus des quatre isolats précédemment cités, trois autres isolats, *Fusarium* spp. (150a-M, 141b-O) et *F. equiseti* 32-Or ont totalement inhibé la germination des graines de *S. hermonthica*. Le pouvoir bioherbicide de ces sept isolats est probablement dû aux métabolites que renferment les filtrats de culture. La présence des mycotoxines dans le filtrat de culture de *Fusarium* sp est signalée par Pandey *et al.* (1995) dans leur expérience de

criblage des géotypes de *Cajanus cajan* contre *Fusarium udum*. En effet, quatre métabolites (acide fusarique ; 9,10-acide dihydrofusarique et 2 ester-méthyl) produits *in vitro* par *F. nygamai* et entraînant une inhibition complète de la germination de *S. hermonthica*, ont été identifiés (Zonno *et al.*, 1996; Idris *et al.*, 2003). Quatre autres métabolites appartenant à la classe des tricothécènes (acuminatin, neosolaniol, 8-acétylneosolaniol et tétraacétoxy T-2 tétraol (neosolaniol diacétate)) excrétés par *F. solani* (Sud 96) inhibent également la germination de *S. hermonthica* (Sugimoto *et al.*, 2002). La corrélation positive entre les pourcentages de germination de *S. hermonthica* obtenus par l'application des spores des isolats de *Fusarium* et les lyophilisats montre que la détermination de l'efficacité des spores des isolats de *Fusarium* à inhiber la germination de *S. hermonthica*, permet d'en déduire celle des lyophilisats.

4. Conclusion partielle

Cette étude met en évidence deux modes d'inhibition de la germination des graines de *S. hermonthica* par les différents isolats de *Fusarium* collectés dans plusieurs localités du Burkina Faso. Il s'agit de l'effet physique des spores et de l'effet chimique sur les graines de *S. hermonthica* à la suite de l'imbibition de celles-ci par des métabolites excrétés par les *Fusarium* durant leur phase de conditionnement. Avec les spores, une forte réduction de la germination de *S. hermonthica* est obtenue avec *F. oxysporum* 34-Fo. En revanche, une inhibition complète de la germination de *S. hermonthica* a été enregistrée avec le lyophilisat de quatre isolats *Fusarium* spp. (6-Fa, 125b-Za), *F. equiseti* 5-Kou et *F. oxysporum* 34-Fo, appliqué à la dose de 33 mg/ml et avec le lyophilisat de trois autres isolats; *Fusarium* spp. (150a-M, 141b-O) et *F. equiseti* 32-Or appliqué à la dose de 67 mg/ml.

Chapitre III: Evaluation de l'activité bioherbicide des isolats de *Fusarium* en serres

Introduction

L'inhibition de la germination des graines de *S. hermonthica* a été précédemment observée *in vitro* par l'application des spores ou des excréments des isolats de *Fusarium*. Cette pathogénicité de ces isolats peut-elle être observée après l'inoculation aux plants de *S. hermonthica*? Les conditions du milieu et le mode d'inoculation peuvent-ils influencer la pathogénicité des champignons vis-à-vis de leur hôte? La présente étude a pour objectif d'évaluer l'efficacité des isolats de *Fusarium* contre *S. hermonthica* à travers différents modes d'inoculation en conditions semi-contrôlées (serre).

Les *Fusarium* sont des champignons polyphages mais l'importance de cette polyphagie vis-à-vis des plantes varie selon l'espèce et les conditions environnementales. A cette polyphagie s'ajoute le fait que certaines espèces changent de morphologie, subissent des variations de virulence et d'agressivité selon la nature du substrat de culture (Marley *et al.*, 1999). Ainsi, le substrat de culture de *Fusarium* contribue à la perte, au maintien ou à l'amélioration de sa pathogénicité contre *S. hermonthica* et la tendance d'une race de *Fusarium* à muter est fonction de son milieu de culture (Booth, 1971).

Cette étude vise à tester en serre l'efficacité révélée au laboratoire des isolats de *Fusarium* sur *S. hermonthica*, à évaluer l'effet du substrat de culture sur la performance des isolats de *Fusarium* contre *S. hermonthica*, et à observer une éventuelle symbiose entre *Fusarium* et le sorgho à travers la mycorhization. La technique des sacs d'Eplee «Eplee bags» initialement conçue pour le criblage des variétés dans la sélection de génotypes de plantes hôtes résistantes au *Striga* (Vasudeva Rao, 1985) est modifiée pour cette étude en fonction du matériel et des objectifs visés.

1. Matériel et méthodes

1.1. Matériel

Les graines de *S. hermonthica*, récoltées en 1998 au Burkina Faso dans des champs paysans du village de Kouaré (11°95'03'' N et 0°30'58'' E) et conservées au laboratoire dans des sachets en plastique à la température ambiante (30°C environ), ont été utilisées dans cette

étude. La variété de sorgho S29 sensible a été utilisée comme culture hôte de *S. hermonthica*. Les 14 isolats de *Fusarium* précédemment retenus pour leur efficacité: *Fusarium equiseti* (5-Kou, 42-Ko, 31-Kom, 13-Ba, 21-Or, 32-Or, 17-Fo, 7-Fo); *Fusarium oxysporum* (34-Fo) et *Fusarium* spp. (141b-O, 150a-M, 12-Ba, 6-Fa, 125b-Za) ont été utilisés comme agents pathogènes pour une lutte biologique contre *S. hermonthica* sous forme de suspension de spores ou d'inoculum.

Des pots en matière plastique, ont été utilisés pour la culture de sorgho et de *S. hermonthica*. Un tissu en nylon a servi à la confection des sacs (Eplee bag) dont les orifices ont été ligaturés à l'aide d'un fil en nylon. Le compost et les morceaux de tiges de sorgho ont été utilisés comme substrats de culture pour les 14 isolats de *Fusarium*. Les propriétés physico-chimiques du compost ont été les suivantes: 16,72% de carbone total, 1,50% d'azote total, 0,52% de phosphore total (P_2O_5) et 0,06% de potassium total (K_2O). Son pH est de 8,22 et son taux de matière organique a été estimé à 28,83%.

1.2. Méthodes

1.2.1. Production d'un substrat de culture pour *Fusarium*

Le compost a été produit à partir des résidus de récolte, de bouse de vache, du Burkina phosphate et de l'eau selon la méthode de Sedogo *et al.* (1999).

Après la récolte du sorgho, les tiges séchées ont été débarrassées des feuilles et coupées en morceaux de 1 à 2 cm de longueur. Quatre cent cinquante (450) g de morceaux de tiges ont été placés dans un Erlenmeyer de 2000 ml. L'Erlenmeyer a été ensuite rempli d'eau distillée pour hydrater les morceaux de tiges durant au moins 18 heures (Diarra *et al.*, 1996). A la fin de la période de trempage, l'excès d'eau a été retiré puis l'Erlenmeyer a été scellé avec du papier aluminium. Les morceaux de tiges hydratés et stérilisés à 120°C durant 60 minutes peuvent alors être inoculés avec les spores de *Fusarium*.

1.2.2. Production d'inoculum de *Fusarium*

L'inoculum est composé du substrat de culture et du *Fusarium* sp. Le substrat de culture est constitué de compost ou de morceaux de tiges (1-2 cm) de sorgho. Trente (30) g de substrat stérilisé ont été infestés avec 10 ml de suspension de 10^6 spores/ml de chacun des 14

isolats de *Fusarium*. L'ensemble a été incubé à 25-27°C durant 14 jours afin de permettre une bonne colonisation du substrat par le *Fusarium*.

1.2.3. Inoculation de spores de *Fusarium* aux plants de *Striga hermonthica*

Dans une serre en bâche, la variété de sorgho S29 (sensible à *S. hermonthica*) a été semée dans des pots en plastique (26 cm x 28 cm) sur un support composé de 2 volumes de terre pour 1 volume de sable, stérilisé à la vapeur d'eau (120°C pendant 1 heure).

Le sol contenu dans les pots a été infesté artificiellement avec 5×10^3 graines de *S. hermonthica*/pot selon la méthode de Marley *et al.* (1999) qui permet d'avoir une forte infestation. Les graines de *S. hermonthica* dont le pourcentage potentiel de germination est de 78,3% ont été stérilisées à l'éthanol 70° pendant 3 minutes puis à l'hypochlorite de sodium (NaOCl) 3% pendant 5 minutes. Deux gouttes de Tween 80 ont été ajoutées à la solution d'hypochlorite de sodium pour diminuer la tension de surface.

Les plants de *S. hermonthica* dont la vigueur moyenne est d'environ 2 sur l'échelle de Haussmann *et al.* (2000) (70 jours après le semis) ont été inoculés par pulvérisation aérienne avec une suspension de spores des différents isolats de *Fusarium* dans une chambre de culture. Après l'inoculation, les plants de *S. hermonthica* ont été maintenus durant 24 heures à une température comprise entre 25°C et 28°C avec une humidité relative de 100%. Ils ont ensuite été ramenés dans la serre.

Le dispositif expérimental de l'étude a été le bloc de Fisher complètement randomisé avec 3 répétitions et les traitements en comparaison ont été les suivants:

T1: sol non infesté par *S. hermonthica* + culture de sorgho;

T2: sol infesté par *S. hermonthica* + culture de sorgho;

T3 à T16: sol infesté par *S. hermonthica* + culture de sorgho + pulvérisation de 10 ml de suspension de spores (10^6 de spores/ml) de chacun des 14 isolats sur les plants de *S. hermonthica* âgés de 70 jours, soit 14 traitements.

1.2.4. Mesures des paramètres

Les paramètres suivants ont été estimés:

- pourcentage de plants de *S. hermonthica* morts aux 14è, 21è et 28è jours après l'inoculation;
- nombre de plants de *S. hermonthica* en fleurs et/ou en capsules le jour de l'inoculation et aux 14è, 21è et 28è jours après l'inoculation ;

- vigueur des plants de *S. hermonthica* aux 14^e, 21^e et 28^e jours après l'inoculation selon l'échelle de 0-9, décrite par Haussmann *et al.* (2000) (tableau 5);
- biomasse sèche de *S. hermonthica* à la récolte du sorgho;
- biomasses sèches des racines, des tiges, des panicules et des grains de sorgho.

Tableau 5: Echelle de notation de la vigueur des plants de *S. hermonthica*
(Haussmann *et al.*, 2000)

Classe	Vigueur de <i>S. hermonthica</i> correspondante
0	Pas de plants de <i>Striga</i> émergés
1	Hauteur moyenne du <i>Striga</i> ≤ 5 cm, sans branches
2	Hauteur moyenne du <i>Striga</i> 6-20 cm, sans branches
3	Hauteur moyenne du <i>Striga</i> 6-20 cm, avec des branches
4	Hauteur moyenne du <i>Striga</i> 21-30 cm, ≤ 5 branches
5	Hauteur moyenne du <i>Striga</i> 21-30 cm, > 5 branches
6	Hauteur moyenne du <i>Striga</i> 31-40 cm, ≤ 10 branches
7	Hauteur moyenne du <i>Striga</i> 31-40 cm, > 10 branches
8	Hauteur moyenne du <i>Striga</i> > 40 cm, ≤ 10 branches
9	Hauteur moyenne du <i>Striga</i> > 40 cm, > 10 branches

NB: la note doit être indépendante du nombre de plants de *S. hermonthica* dans la parcelle

1.2.5. Vérification de la pathogénicité du *Fusarium*

Sur les plants de *S. hermonthica* malades ou morts à la suite de l'inoculation foliaire, la récolte des échantillons de *S. hermonthica* présentant des symptômes d'attaque a été réalisée 14 jours après l'inoculation. Sur ces échantillons, un ré-isolément des champignons a été effectué suivant la méthode d'isolement de *Fusarium* décrite précédemment dans le chapitre I. Dix (10) ml de suspension de spores (10^6 spores/ml) de chaque isolat obtenus ont été pulvérisés sur de nouveaux plants de *S. hermonthica* cultivés selon la méthode de Marley *et al.* (1999). Un second ré-isolément des champignons a été réalisé, la morphologie et la couleur des isolats de *Fusarium* issus des plants de *S. hermonthica* malades à la suite de la nouvelle inoculation ont été comparées à celles des isolats mères.

1.2.6. Mise en évidence de l'influence du substrat de culture sur l'efficacité du *Fusarium* contre *S. hermonthica*

La variété de sorgho S29 a été utilisée et l'infestation du sol contenu dans les pots par les graines de *S. hermonthica* a été réalisée artificiellement comme précédemment décrite.

L'incorporation des isolats de *Fusarium* dans le sol consiste en un mélange homogène de 30 g d'inoculum de chaque isolat de *Fusarium* avec les 5 premiers cm de sol du pot.

Deux séries d'essais ont été conduites en pots suivant un dispositif expérimental en blocs de Fisher complètement randomisé à 3 répétitions. La première série a différé de la deuxième du fait de l'infestation artificielle du sol dans les pots avec les graines de *S. hermonthica*.

Afin de tester l'efficacité des isolats de *Fusarium* sur *S. hermonthica* et l'effet du substrat de culture sur ces isolats, les traitements suivants ont été comparés:

Série 1:

- témoin positif, sol infesté par *S. hermonthica* + culture de sorgho (sans inoculum);
- sol infesté par *S. hermonthica* + culture de sorgho + 30 g d'inoculum produit avec chacun des 14 isolats de *Fusarium* cultivé sur le compost stérilisé comme substrat de culture, soit 14 traitements;
- sol infesté par *S. hermonthica* + culture de sorgho + 30 g d'inoculum produit avec chacun des 14 isolats de *Fusarium* cultivé sur les morceaux de tiges de sorgho stérilisés comme substrat de culture; soit 14 autres traitements différents des précédents par la nature du substrat de culture.

Dans la perspective d'observer une éventuelle symbiose entre les différents isolats de *Fusarium* et le sorgho, les traitements suivants ont été comparés:

Série 2:

- témoin négatif, sol non infesté par *S. hermonthica* + culture de sorgho (sans *S. hermonthica*, sans inoculum);
- sol non infesté par *S. hermonthica* + culture de sorgho + 30 g d'inoculum produit avec chacun des 14 isolats de *Fusarium* cultivé sur le compost stérilisé comme substrat de culture, soit 14 traitements;

- sol non infesté par *S. hermonthica* + culture de sorgho + 30 g d'inoculum produit avec chacun des 14 isolats de *Fusarium* cultivé sur les morceaux de tiges de sorgho stérilisés comme substrat de culture, soit 14 autres traitements qui se sont distingués des précédents de la même série par la nature du substrat de culture.

Dans la première série, les observations suivantes ont été réalisées:

- comptage hebdomadaire du nombre de *S. hermonthica* émergés une semaine après la première émergence de *S. hermonthica* dans la série;
- pourcentage de *S. hermonthica* morts à 41 et 83 jours après le semis;
- vigueur des plants de *S. hermonthica* selon l'échelle de 0-9 décrite par Hausmann *et al.* (2000);
- nombre de *S. hermonthica* en fleurs et/ou en capsules;
- biomasse sèche de *S. hermonthica* à la récolte du sorgho.

Dans les deux séries, les observations sur le sorgho portent sur les biomasses sèches des racines, des tiges, des panicules et des grains.

1.2.7. Mise en évidence de l'influence du substrat de culture, de la profondeur d'enfouissement et de la distance des graines de *Striga* sur l'efficacité de *Fusarium* contre *Striga hermonthica*

La variété de sorgho S29 (sensible à *S. hermonthica*) a été semée dans des pots en plastique sur un support composé de deux volumes de terre pour un volume de sable, stérilisé à la vapeur d'eau (120°C pendant 1 heure). Quarante-huit (48) heures avant le semis, le sol contenu dans les pots a été arrosé à la capacité au champ.

La méthode des sacs d'Eplee (Vasudeva Rao, 1985) a été utilisée pour infester artificiellement le sol contenu dans les pots avec les graines de *S. hermonthica*. Une centaine de graines stérilisées de *S. hermonthica* dont le pourcentage de germination est de 78,3% ont en effet été déposées sur des morceaux de tissu en nylon (3 x 3 cm²). Les extrémités de ces morceaux de tissu ont ensuite été attachées à l'aide d'un fil en nylon (20 cm de longueur) sous forme de sacs. Les sacs contenant les graines de *S. hermonthica* ont été enfouis dans le sol à des distances de 5 et 10 cm du poquet contenant l'inoculum et à 5 et 10 cm de profondeur à partir de la surface du poquet contenant l'inoculum (figure 7). Les sacs ont été retirés du sol 35 et 50 jours après le semis. Pour chaque date de retrait, deux séries d'essais ont été conduites suivant un dispositif expérimental en blocs de Fisher complètement randomisés à 3

répétitions. Les deux séries ont consisté à étudier la capacité des isolats de *Fusarium* à coloniser le sol dans les sens horizontal et vertical. Afin d'étudier l'effet des substrats de culture sur le *Fusarium*, les isolats de *Fusarium* ont été cultivés sur le «substrat compost» dans la première série et sur le «substrat tiges» dans la seconde.

Les comparaisons ont porté sur les conditions suivantes:

- culture de sorgho + 1 sac de graines de *S. hermonthica* enfoui à une distance de 5 cm du poquet contenant l'inoculum produit avec chacun des 14 isolats de *Fusarium* (Dh₅);
- culture de sorgho + 1 sac de graines de *S. hermonthica* enfoui à une distance de 10 cm du poquet contenant l'inoculum produit avec chacun des 14 isolats de *Fusarium* (Dh₁₀);
- culture de sorgho + 1 sac de graines de *S. hermonthica* enfoui à 5 cm en dessous du poquet contenant l'inoculum produit avec chacun des 14 isolats de *Fusarium* (Pf₅);
- culture de sorgho + 1 sac de graines de *S. hermonthica* enfoui à 10 cm en dessous du poquet contenant l'inoculum produit avec chacun des 14 isolats de *Fusarium* (Pf₁₀).

Chaque traitement a été couplé à un témoin qui a différé par l'absence d'inoculum. Dans les traitements Dh₅ et Dh₁₀, les sacs ont été enfouis dans les 4 premiers cm du sol du pot. Pour tous les traitements, l'inoculum a été incorporé dans un poquet situé dans les 5 premiers cm du sol du pot (figure 7). Après le retrait, les sacs ont été conservés au réfrigérateur (4 - 5° C) et le pourcentage de germination des graines de *S. hermonthica* a été évalué dans les 72 heures qui ont suivi.

1.2.8. Analyse statistique et expression des résultats

Les données ont été analysées à l'aide du logiciel SAS (Statistical Analysis System). Le nombre de *S. hermonthica* a été utilisé pour calculer l'infestation cumulée du *S. hermonthica* (area under the *Striga* number progress curve (ASNPC)) selon la méthode de Hausmann *et al.* (2000). L'analyse de variance et la séparation des moyennes des variables ont été effectuées selon le test de Fisher. Le degré d'infestation de *S. hermonthica* est exprimé en nombre de plants de *Striga* émergés par pot et la mortalité du *Striga* en pourcentage de *Striga* morts sur le nombre total de plants émergés par pot. La biomasse sèche de *S. hermonthica* et celles des composantes du rendement de sorgho sont exprimées en g/pot. La germination des graines de *S. hermonthica* obtenue par traitement est exprimée en pourcentage des graines germées sur le nombre total des graines traitées.

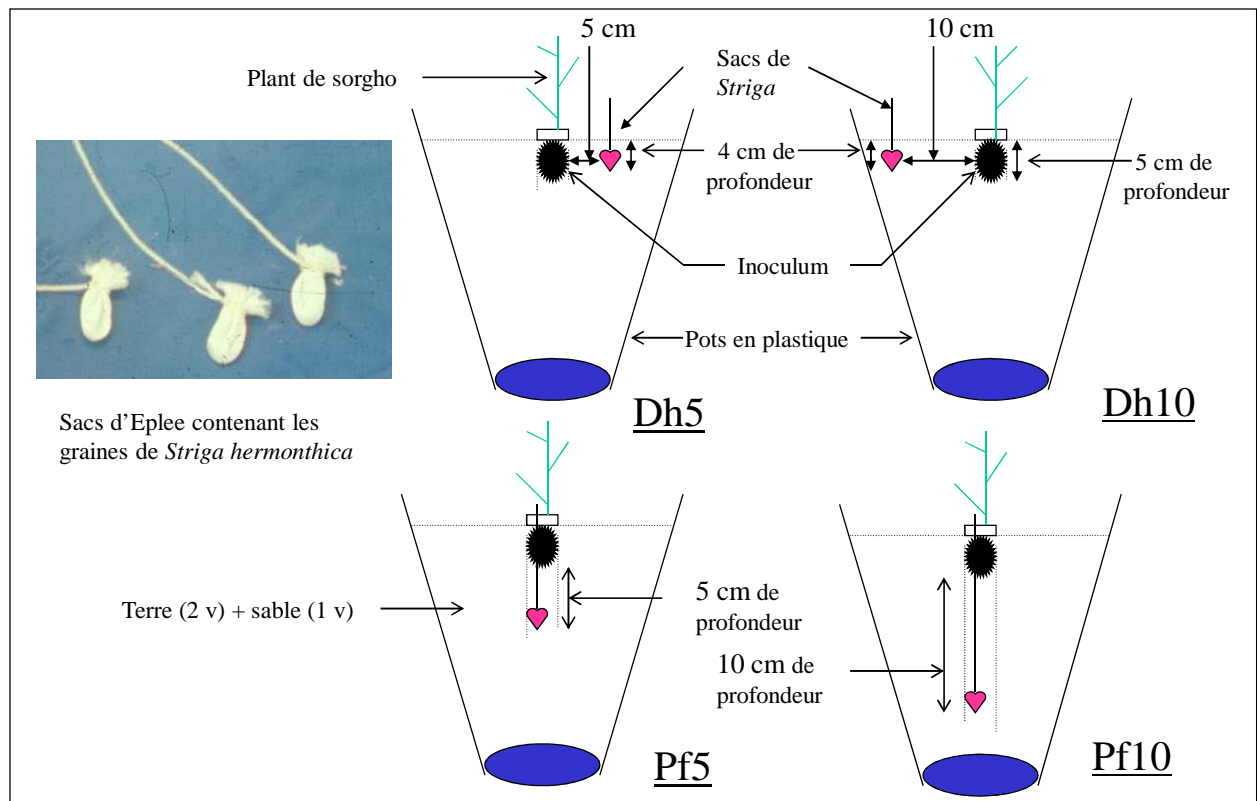


Figure 7: Représentation schématique du dispositif expérimental retenu pour tester les effets de la profondeur et de la distance d'enfouissement des graines de *S. hermonthica* par rapport à l'inoculum. Dh5, 10: distance horizontale égale à 5, 10 cm; Pf5, 10: profondeur égale à 5, 10 cm

2. Résultats

2.1. Réaction des plants de *Striga hermonthica* après l'inoculation de spores de *Fusarium*

2.1.1. Spécificité d'hôte

Après chaque inoculation, des symptômes de fusariose (nécrose, flétrissement et pourriture) ont été visibles uniquement sur les plants de *S. hermonthica*. Les plants de sorgho ont été indemnes jusqu'à la récolte. Après le ré-isolément des champignons à partir de plants malades ou morts de *S. hermonthica*, les spores, la morphologie et la couleur du mycélium ont été semblables à celles des isolats mères.

La ré - inoculation des isolats de *Fusarium* aux plants de *S. hermonthica* a causé des symptômes visibles sept jours après l'inoculation et qui ont été semblables à ceux observés après inoculation avec les isolats mères.

2.1.2. Effet des spores de *Fusarium* sur la dynamique d'infestation de *Striga hermonthica*

Les pourcentages de mortalité de *S. hermonthica* obtenus après l'application des spores de *Fusarium* sur les parties aériennes de la plante parasite sont regroupés dans le tableau 6. Les spores des isolats de *Fusarium* ont permis de réduire l'infestation du sorgho par *S. hermonthica* aux 14^e, 21^e et 28^e jours après l'inoculation. Aux trois dates d'observation, les pourcentages de mortalité élevés ont été enregistrés avec *Fusarium oxysporum* 34-Fo et *F. equiseti* 5-Kou et les plus faibles pourcentages ont été obtenus avec deux isolats de *F. equiseti* (42-Ko et 7-Fo). Des pourcentages de mortalité supérieurs à 11% ont été enregistrés dès le 14^e jour après l'inoculation avec quatre isolats: *F. oxysporum* 34-Fo, *F. equiseti* 5-Kou (planche VI), *Fusarium* spp. (6-Fa et 150a-M). A cette date, le pourcentage le plus élevé (21,56%) a été obtenu avec *F. oxysporum* 34-Fo. Huit isolats ont entraîné une mortalité supérieure à 12% aux 21^e et 28^e jours après l'inoculation et les isolats *F. oxysporum* 34-Fo, *F. equiseti* 5-Kou et *Fusarium* spp. (6-Fa, 150a-M) ont été les plus performants. Une différence significative a été aussi enregistrée aux 21^e et 28^e jours après l'inoculation entre les différents isolats de *Fusarium* pour le nombre de *S. hermonthica* en fleurs et/ou en capsules. Le nombre de *S. hermonthica* en fleurs et/ou en capsules a été significativement réduit par rapport au témoin par sept isolats au 21^e jour après l'inoculation et par 10 isolats au 28^e jour après l'inoculation (figure 8).

Tableau 6: Pourcentages moyens de mortalité des plants de *S. hermonthica* aux 14è, 21è et 28è jours après l'inoculation des spores de *Fusarium* en serre (Kamboinsé, 2001)

Isolats de <i>Fusarium</i>	Pourcentages de mortalité de <i>S. hermonthica</i> (%)		
	14è jours après l'inoculation	21è jours après l'inoculation	28è jours après l'inoculation
Témoin (+)	0,47 h	0,33 j	0,24 i
34-Fo	21,56 a	32,43 a	37,24 a
5-Kou	17,82 ab	27,61 ab	30,52 b
6-Fa	15,49 bc	24,47 bc	26,44 bc
150a-M	11,94 cd	19,09 cd	23,41 c
125b-Za	10,40 cde	15,38 def	16,38 de
32-Or	9,39 def	17,38 de	21,37 cd
31-Kom	6,74 defg	13,48 defg	15,28 de
21-Or	5,51 efgh	12,63 efgh	12,43 ef
13-Ba	4,54 fgh	8,51 ghi	8,38 fg
141b-O	4,52 fgh	10,35 fgh	7,29 fgh
12-Ba	4,50 fgh	8,39 ghi	7,35 fgh
17-Fo	3,53 gh	5,43 hij	4,40 ghi
7-Fo	2,12 gh	3,35 ij	2,27 ghi
42-Ko	1,74 gh	3,62 ij	1,75 hi
Moyennes	8,02	13,50	14,32
Ppds	5,49	5,80	6,13
Erreur Standard	1,00	1,43	1,72

A l'intérieur d'une même colonne, les moyennes suivies de la même lettre ne sont pas significativement différentes selon le test de Fisher au seuil de 1%.

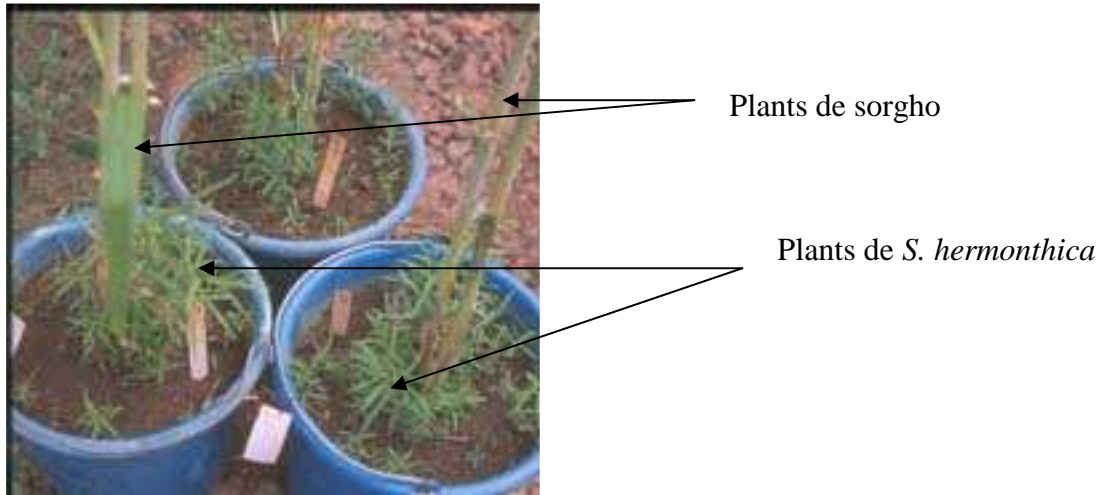


Photo 1: Etat des plants de *S. hermonthica* non infestés
14 jours après l'inoculation (Témoin)

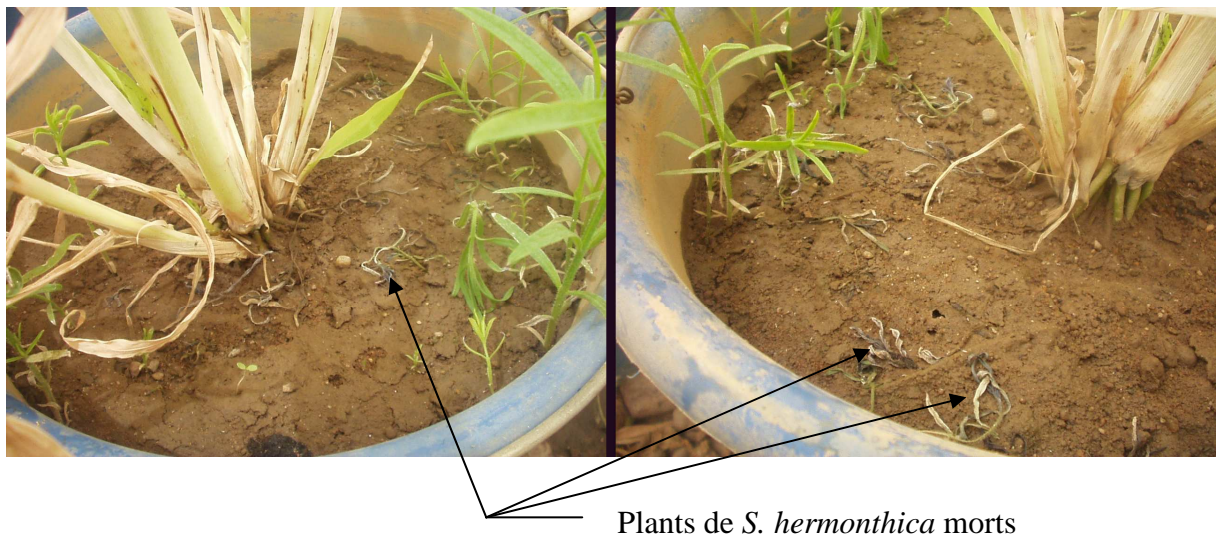


Photo 2: Plants de *S. hermonthica* morts à la suite de l'application des spores de l'isolat
5-Kou de *Fusarium equiseti*, 14 jours après l'inoculation

Planche VI: Effet des spores de l'isolat 5-Kou de *Fusarium equiseti* sur les plants de *S. hermonthica* 14 jours après l'inoculation en serre (Kamboinsé, 2001).

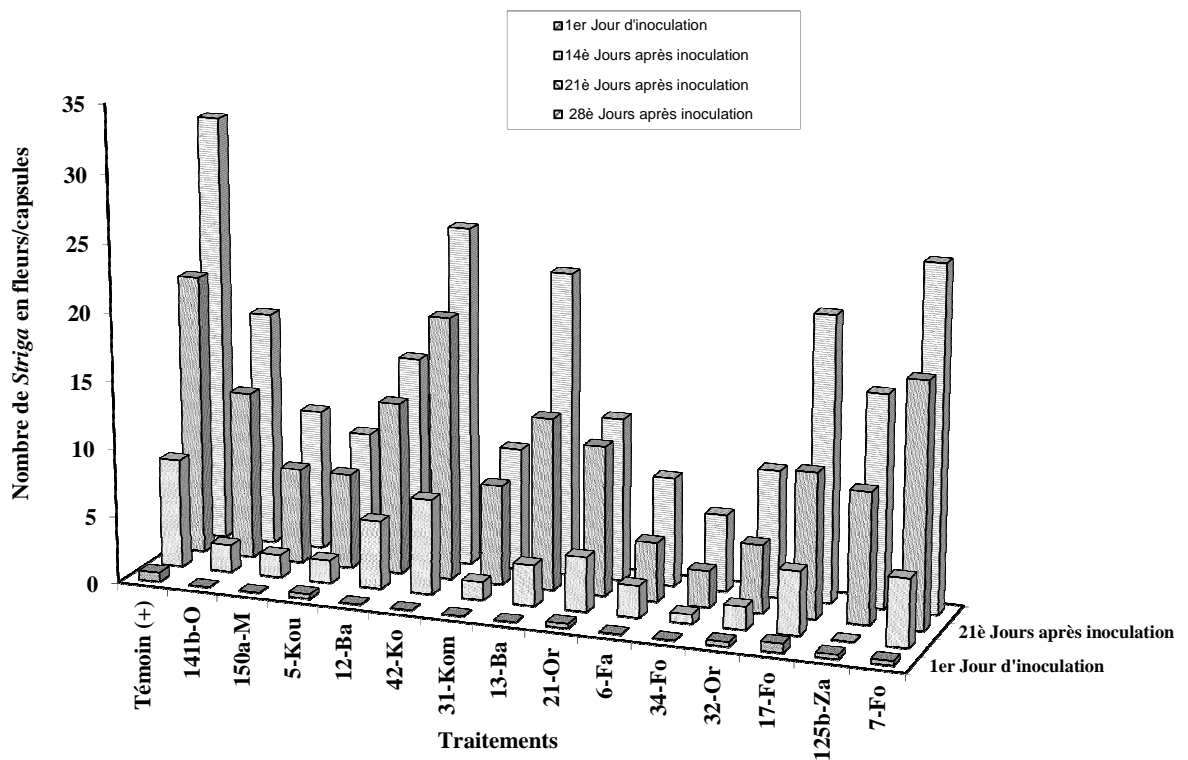


Figure 8: Réaction des plants de *S. hermonthica* après l'inoculation des spores de *Fusarium* en serre (Kamboinsé, 2001)

2.1.3. Effet des spores de *Fusarium* sur le développement végétatif de *Striga hermonthica*

L'analyse de variance de la vigueur des plants et de la biomasse sèche de *S. hermonthica* obtenues après l'inoculation des spores de *Fusarium* aux plants de *Striga* est présentée dans le tableau 7. Les indices de vigueur montrent que les plants de *S. hermonthica* dans les pots du témoin se sont mieux développés végétativement (avec de nombreuses ramifications) alors dans les pots traités avec *Fusarium* sp. 6-Fa et *F. oxysporum* 34-Fo, ils ont eu une hauteur limitée et ne sont pas ramifiés. Les plus faibles biomasses de *S. hermonthica* ont ainsi été enregistrées avec ces deux isolats. Une différence significative de la vigueur des plants de *S. hermonthica* a été mise en évidence entre les isolats de *Fusarium* aux 21è et 28è jours après l'inoculation. La vigueur des plants de *S. hermonthica* a été fortement affectée au 21è jour après l'inoculation de *F. equiseti* 5-Kou, *Fusarium* sp. 6-Fa et *F. oxysporum* 34-Fo. Au 28è jour après l'inoculation, tous les isolats, excepté *F. equiseti* 42-Ko, ont induit par rapport au témoin une faible vigueur des plants de *S. hermonthica* et les plus fortes réductions ont été observées avec *Fusarium* sp. 6-Fa et *F. oxysporum* 34-Fo (tableau 7).

Les 14 isolats ont réduit significativement la biomasse sèche de *S. hermonthica* par rapport au témoin. A l'exception de *F. equiseti* 42-Ko, tous les autres isolats ont entraîné une réduction de la biomasse sèche de *S. hermonthica* de plus de 14 g/pot, soit 48% par rapport au témoin. Les réductions de la biomasse sèche de *S. hermonthica* les plus importantes ont été enregistrées avec *F. oxysporum* 34-Fo (24,24 g/pot) suivi de *Fusarium* sp. 6-Fa (22,52 g/pot) soit respectivement 83,59% et 77,66% de réduction (tableau 7).

2.1.4. Effet de l'inoculation des spores de *Fusarium* aux plants de *S. hermonthica* sur le rendement du sorgho

Les biomasses sèches des racines, des tiges et les rendements en grains de sorgho obtenus après l'application des spores de *Fusarium* sur les plants de *S. hermonthica* sont présentés dans la figure 9. Les composantes de rendements de sorgho (racines, tiges et grains) les plus élevées ont été enregistrées avec le témoin sans *S. hermonthica* suivies de celles obtenues avec *F. oxysporum* 34-Fo. Une différence significative de la biomasse sèche des racines ($P < 0,0001$), de la biomasse sèche des tiges ($P < 0,0002$) et du rendement grains ($P < 0,0001$) de sorgho a été observée entre les isolats de *Fusarium* après leur application. La biomasse sèche des racines de sorgho enregistrée avec le témoin avec *S. hermonthica* a été significativement la plus faible.

Tableau 7: Vigueur des plants et biomasse sèche de *S. hermonthica* liées à l'effet des spores de *Fusarium* en serre (Kamboinsé, 2001)

Vigueur des plants de <i>S. hermonthica</i>				
Traitements	14è jour après inoculation	21è jour après inoculation	28è jour après inoculation	Biomasse sèche de <i>Striga</i> (g/pot)
Témoin (+)	3,67	4,33 a	6,33 a	29,00 a
141b-O	2,67	2,33 bc	3,00 cde	10,73 ef
150a-M	2,33	2,33 bc	3,00 cde	9,00 fg
5-Kou	2,33	2,00 c	2,67 de	8,56 fgh
12-Ba	2,33	2,67 bc	3,33 cde	11,20 cdef
42-Ko	2,67	3,33 ab	5,00 ab	20,86 b
31-Kom	1,67	2,33 bc	2,67 de	11,81 cdef
13-Ba	2,33	2,33 bc	2,67 de	14,71 cd
21-Or	2,33	2,67 ab	3,33 cde	10,93 def
6-Fa	2,00	2,00 c	2,33 e	6,48 gh
34-Fo	1,67	1,67 c	2,00 e	4,76 h
32-Or	1,67	2,33 bc	3,33 cde	11,11 cdef
17-Fo	2,33	3,33 ab	4,33 bc	14,99 c
125b-Za	2,00	2,67 bc	3,33 cde	11,74 cdef
7-Fo	2,33	3,33 ab	4,00 bcd	13,86 cde
Moyennes	2,29	2,64	3,42	12,65
ppds	1,32	1,08	1,38	3,76
Erreur Std.	0,12	0,13	0,19	0,90

A l'intérieur d'une même colonne, les moyennes suivies de la même lettre ne sont pas significativement différentes selon le test de Fisher au seuil de 5%.

Parmi les isolats, les plus faibles biomasses sèches des racines de sorgho ont été obtenues avec *Fusarium* sp. 125b-Za et *F. equiseti* 7-Fo (figure 9). Quant à la biomasse sèche des tiges de sorgho, seule la biomasse obtenue avec *F. oxysporum* 34-Fo (52,43 g/pot) a été équivalente à celle du témoin sans *S. hermonthica* (60,93 g/pot). Six autres isolats: *Fusarium* spp. (6-Fa, 150a-M, 125b-Za) et *F. equiseti* (5-Kou, 31-Kom, 32-Or) ont limité considérablement l'effet de *S. hermonthica* (figure 9). Ces six isolats ont permis d'obtenir un gain d'au moins 35 g de tiges/pot soit 57% de la biomasse sèche des tiges récoltées avec le témoin sans *S. hermonthica*.

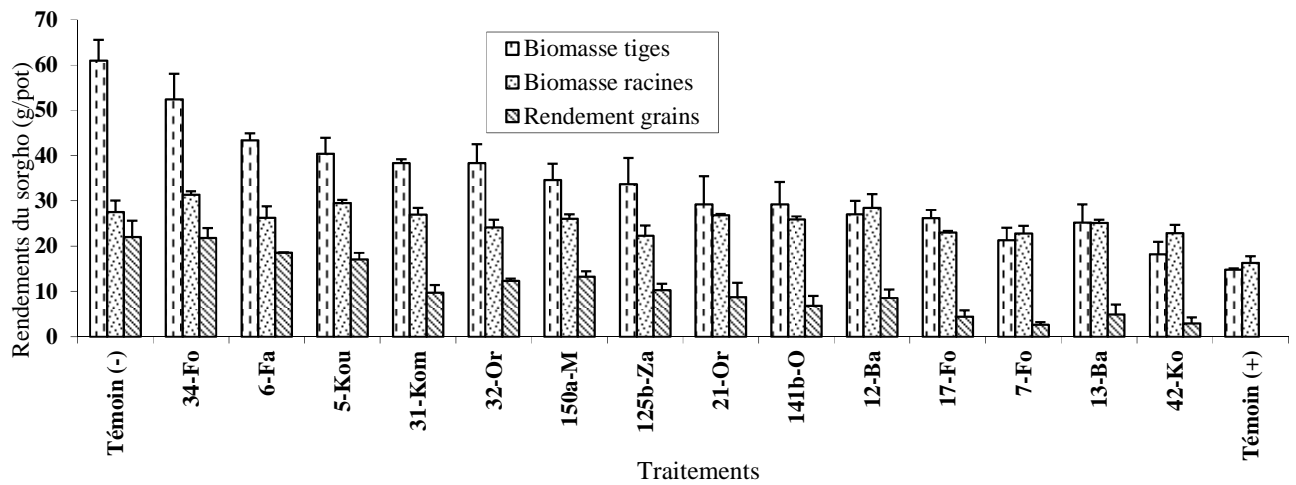


Figure 9: Composantes de rendement du sorgho en fonction de l'inoculation des spores de *Fusarium* aux plants de *S. hermonthica* sous serre (Kamboinsé, 2001). Les lignes verticales représentent les erreurs standards des moyennes.

L'effet dépressif du *S. hermonthica* sur le rendement grains du sorgho a fortement été atténué par trois isolats, *Fusarium* sp. 6-Fa, *F. equiseti* 5-Kou et *F. oxysporum* 34-Fo avec des rendements grains de 19,53 g/pot, 21,73 g/pot, et 17,10 g/pot représentant respectivement 84,23%, 98,77% et 77,73%, de celui du témoin sans *S. hermonthica* (22 g/pot). Les rendements grains du sorgho obtenus avec les autres isolats ont été compris entre 2,6 g/pot et 13,30 g/pot, soit 11,82% et 60% de celui du témoin sans *S. hermonthica*.

2.2. Conditions favorables à l'efficacité de *Fusarium* sur *S. hermonthica*

Le compost et les morceaux de tiges de sorgho constituent les substrats de culture des isolats de *Fusarium*. L'inoculum a été constitué d'un substrat de culture colonisé par un isolat de *Fusarium*. Chaque isolat de *Fusarium* a été cultivé sur chacun des deux substrats de culture et les inocula ont été incorporés dans le sol afin d'observer l'influence du substrat sur l'efficacité de l'isolat de *Fusarium* contre l'infestation de *S. hermonthica* en serre. Dans les conditions du champ, les graines du *Striga* sont préférentiellement réparties dans les 20 premiers cm de terre arable (Dembélé *et al.*, 1994). Ainsi, en serre, les inocula ont été de nouveau incorporés dans le sol à des distances de 5 et 10 cm, à des profondeurs de 5 et 10 cm des graines de *S. hermonthica* pour observer la propagation horizontale et verticale des isolats de *Fusarium*.

2.2.1. Effet de l'inoculum de *Fusarium* sur le délai d'émergence et sur la dynamique d'infestation de *S. hermonthica*

Les résultats de l'analyse de variance montrent que les isolats de *Fusarium* ont influencé significativement le nombre de *S. hermonthica* émergés 41 et 83 jours après le semis, l'infestation cumulée (ASNPC) et le nombre de plants morts aux 41 et 83 ème jours après le semis (tableau 8). Le substrat de culture a eu un effet significatif uniquement sur le nombre de *S. hermonthica* émergés à 41 jours après le semis. L'interaction entre les isolats de *Fusarium* et les substrats de culture a eu un effet significatif sur la mortalité des plants de *S. hermonthica* aux 41 et 83 ème jours après le semis.

Le nombre de jours après le semis observé avant l'émergence, l'infestation cumulée (ASNPC) et le pourcentage de mortalité de *Striga hermonthica* sont regroupés dans le tableau 9. Les nombres de plants de *S. hermonthica* comptés à 41 et à 83 jours après le semis sont présentés dans les figures 10 et 11.

Tableau 8: Analyse de variance de l'effet des isolats de *Fusarium* et du substrat de culture sur l'infestation de *S. hermonthica* en serre

Source de variation	Délai d'émergence de <i>S. hermonthica</i>			Nombre de <i>S. hermonthica</i> émergés								
	CM	F	P	41 jours après le semis			83 jours après le semis			ASNPC		
	CM	F	P	CM	F	P	CM	F	P	CM	F	P
Répétitions	91,20	1,20	0,3158	96,08	3,75	0,0361	3278,41	2,23	0,1267	8829699,70	3,33	0,0506
Substrats	227,21	2,99	0,0946	106,71	4,16	0,0508	134,44	0,09	0,7648	752953,60	0,28	0,5985
Isolats	128,55	1,69	0,1144	293,71	11,46	<.0001	14404,01	9,78	<.0001	29349054,30	11,06	<.0001
Répétitions x Substrats	111,51	1,47	0,2473	1,68	0,07	0,9368	2000,28	1,36	0,2736	3943162,70	1,49	0,2437
Répétitions x Isolats	73,83	0,97	0,5289	38,27	1,49	0,1474	1226,66	0,83	0,6842	2063853,20	0,78	0,7450
Substrats x Isolats	43,85	0,58	0,8596	32,66	1,27	0,2825	1009,56	0,69	0,7690	2343411,60	0,88	0,5839

Tableau 8: Analyse de variance de l'effet des isolats de *Fusarium* et du substrat de culture sur l'infestation de *S. hermonthica* en serre (suite)

Source de variation	<i>S. hermonthica</i> morts 41 jours après le semis			<i>S. hermonthica</i> morts 83 jours après le semis		
	CM	F	P	CM	F	P
Répétitions	271,54	0,61	0,5483	227,38	2,06	0,1461
Substrats	84,10	0,19	0,6661	113,34	1,03	0,3193
Isolats	2569,19	5,81	<.0001	572,87	5,20	0,0001
Répétitions x Substrats	142,90	0,32	0,7265	117,91	1,07	0,3588
Répétitions x Isolats	412,02	0,93	0,5735	109,33	0,99	0,5089
Substrats x Isolats	1014,17	2,29	0,0299	229,84	2,08	0,0477

CM : Carré moyen

F : Rapport du carré moyen des traitements sur le carré moyen des erreurs

Dans le tableau 9, on note que sur les deux substrats de culture, le retard d'émergence, la faible infestation cumulée et les pourcentages élevés de mortalité de *S. hermonthica* ont été enregistrés avec l'inoculum de *Fusarium oxysporum* 34-Fo. Dans les figures 10 et 11, les nombres de *S. hermonthica* émergés aux 41 et 83^es jours après le semis ont été les plus faibles avec l'inoculum de *F. oxysporum* 34-Fo. Pour toutes ces variables, l'inoculum de *Fusarium* sp. 6-Fa a eu une performance similaire uniquement sur le substrat compost. L'analyse de variance ne révèle pas de différence significative entre les traitements pour le délai d'émergence du *S. hermonthica*. Toutefois, l'émergence du *S. hermonthica* a été précoce dans le témoin (27 jours après le semis) et tardive avec l'inoculum comprenant *Fusarium oxysporum* 34-Fo soit 48 jours après le semis dans la série du substrat compost inoculé et 47 jours après le semis dans la série du substrat tiges inoculé (tableau 9).

Une différence significative est notée entre les inocula pour le nombre de *S. hermonthica* émergés. En effet, le nombre de *S. hermonthica* comptés aux 41^es et 83^es jours après le semis avec les inocula ont été significativement inférieurs à celui obtenu avec le témoin (28 plants/pot). Avec le substrat compost, les nombres moyens de *S. hermonthica* les plus faibles ont été enregistrés avec les inocula constitués de *Fusarium* sp. 6-Fa ou de *F. oxysporum* 34-Fo (figure 10). Ces deux isolats ont entraîné respectivement une réduction d'infestation de 27 et 28 plants de *S. hermonthica* par pot au 41^es jours après le semis en comparaison avec le témoin. L'infestation a été plus faible 83 jours après le semis avec les inocula comprenant *Fusarium* sp 6-Fa, *F. oxysporum* 34-Fo et *F. equiseti* 32-Or (figure 10). Ces trois isolats ont permis une réduction de 188 à 202 plants/pot, soit une réduction de 83,56% à 89,78% de l'infestation potentielle.

Tableau 9: Délai d'émergence, infestation cumulée (ASNPC) et mortalité de *Striga hermonthica* liés à l'effet des isolats de *Fusarium* en serre (Kamboinsé, 2002).

Traitements	Substrat compost					Substrat tiges				
	Délai d'émergence du <i>Striga</i>	ASNPC	<i>Striga</i> morts (%)		Délai d'émergence du <i>Striga</i>	ASNPC	<i>Striga</i> morts (%)			
			41 jours après le semis	83 jours après le semis			41 jours après le semis	83 jours après le semis		
Témoin	27	10054 a	0,00 d	1,67 d	27	10054 a	0,00 f	1,67 d		
34-Fo	48	744 e	59,67 a	27,33 b	47	1031 d	77,00 a	19,33 ab		
6-Fa	45	1386 de	54,67 ab	25,67 bc	31	4380 bc	3,67 f	7,33 cd		
32-Or	41	1763 cde	53,00 ab	22,67 bcd	40	1370 d	34,33 cde	18,33 ab		
5-Kou	36	1894 cde	44,33 abc	50,67 a	36	2475 cd	44,33 bc	19,00 ab		
21-Or	45	2070 cde	0,67 d	4,00 cd	36	2732 cd	0,67 f	2,00 d		
7-Fo	44	2112 cde	2,00 d	3,33 cd	33	3304 cd	16,00 ef	7,67 cd		
12-Ba	36	2134 cde	16,67 bcd	9,33 bcd	31	2968 cd	20,00 def	13,67 bc		
31-Kom	44	2260 cde	34,33 abcd	17,67 bcd	41	1524 d	5,33 f	7,33 cd		
150a-M	41	2419 cde	3,00 cd	4,33 bcd	40	1355 d	64,33 ab	27,67 a		
17-Fo	37	2853 bcde	4,33 cd	2,33 d	35	3011 cd	0,67 f	1,67 d		
13-Ba	38	3044 bcde	2,00 d	2,00 d	36	2711 cd	1,33 f	2,33 d		
141b-O	42	3361 bcd	3,67 cd	5,67 bcd	37	2297 cd	1,67 f	3,67 d		
125b-Za	36	4180 bc	4,00 cd	5,00 bcd	38	2086 cd	42,00 bcd	15,00 bc		
42-Ko	29	5062 b	0,33 d	1,00 d	33	6781 b	0,33 f	2,33 d		
Moyenne	39	3022,29	18,84	12,18	36	3205,22	20,78	9,93		
ppds	16,47	2584,20	42,13	23,18	12,44	2816,800	22,78	9,83		
Erreur. Std.	1,49	376	4,59	2,67	1,15	402,9	4,10	1,41		

Le délai d'émergence de *Striga hermonthica* est exprimé en jours après le semis. Les moyennes suivies de la même lettre ne sont pas significativement différentes selon le test de Fisher au seuil de 1%.

En revanche avec le substrat tiges, le nombre de *S. hermonthica* le plus faible a été obtenu au 41^e jours après le semis avec l'inoculum comportant *F. oxysporum* 34-Fo marqué par une infestation nulle (figure 11). La plus faible infestation de *S. hermonthica* a été enregistrée 83 jours après le semis avec les inocula de *F. oxysporum* 34-Fo et *Fusarium* sp. 150a-M (figure 11) qui ont engendré respectivement 85,78% (193 plants/pot) et 88,0% (198 plants/pot) de réduction.

L'infestation cumulée (ASNPC) notée avec tous les isolats, cultivés sur les substrats compost ou tiges, a été statistiquement inférieure à celle observée avec le témoin (tableau 9). Avec le substrat compost, l'ASNPC a respectivement été réduite de 8669 (86,22%) et 9310 (92,60%) avec les isolats *Fusarium* sp. 6-Fa et *F. oxysporum* 34-Fo par rapport au témoin. Avec le substrat tiges, l'ASNPC a été faible avec les isolats *Fusarium* sp 150a-M, *F. equiseti* (31-Kom, 32-Or) et *F. oxysporum* 34-Fo qui ont engendré une réduction de 8530 à 9023 plants de *S. hermonthica* soit 84,84% à 89,75% (tableau 9) (planches VII et VIII).

S'agissant du pourcentage de mortalité des plants de *S. hermonthica*, *Fusarium* sp. 6-Fa, *F. oxysporum* 34-Fo et *F. equiseti* 32-Or cultivés sur le substrat compost ont entraîné plus de 50% de mortalité au 41^e jours après le semis. Ce pourcentage a été réduit à 83 jours après le semis avec ces trois isolats (> 20%) et le pourcentage le plus élevé a été obtenu avec *F. equiseti* 5-Kou (50,67%). Avec le substrat tiges, les pourcentages de mortalité de *S. hermonthica* les plus élevés (44% à 77 %) ont été enregistrés avec quatre isolats: *Fusarium* spp. (150a-M, 125b-Za), *F. equiseti* 5-Kou et *F. oxysporum* 34-Fo 41 jours après le semis et avec *F. equiseti* (32-Or, 5-Kou), *F. oxysporum* 34-Fo, *Fusarium* sp. 150a-M (18% à 28%) 83 jours après le semis (tableau 9)

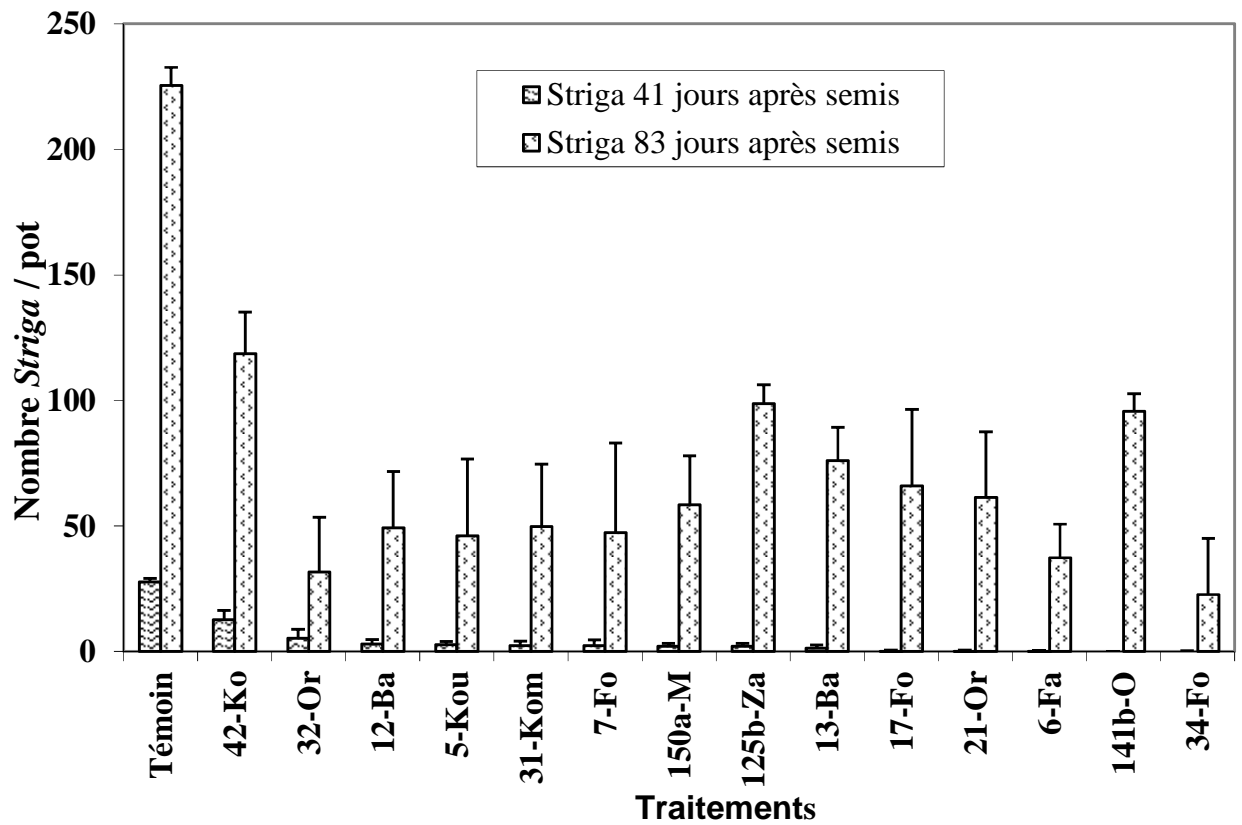


Figure 10: Effet des isolats de *Fusarium* et du substrat compost sur la dynamique d'infestation de *Striga hermonthica* en serre (Kamboinsé, 2002).
Les lignes verticales représentent les erreurs standards des moyennes.

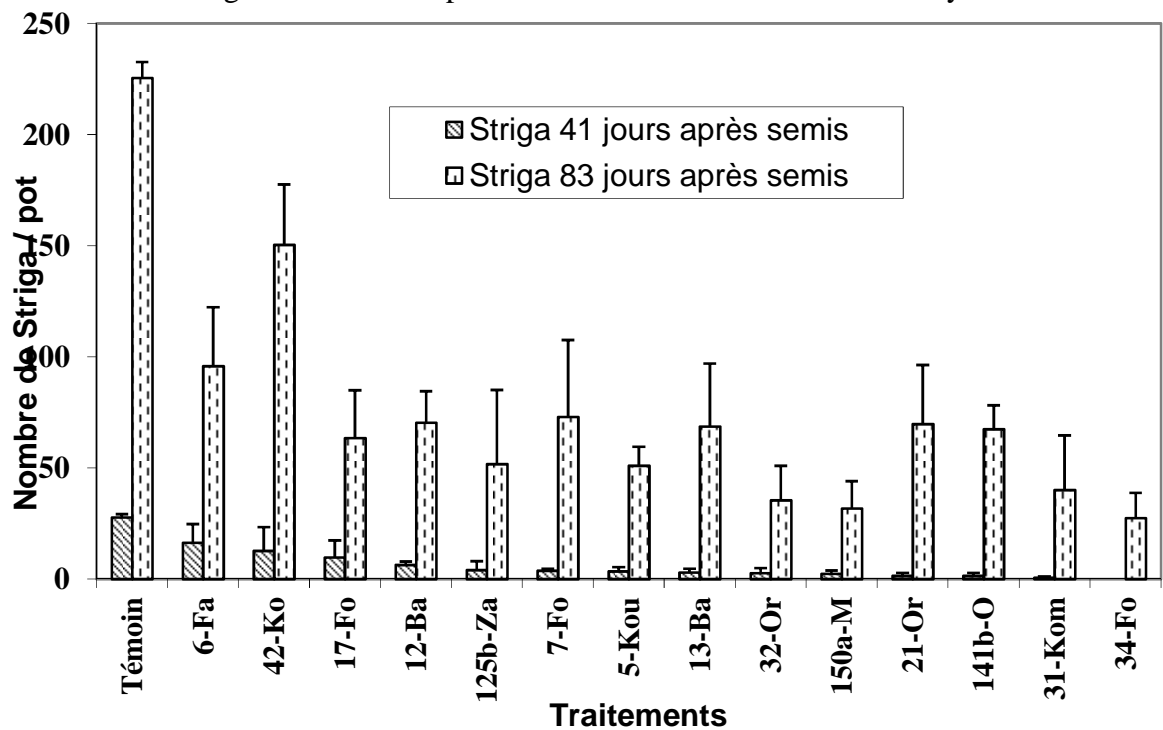


Figure 11: Effet des isolats de *Fusarium* et du substrat tiges sur la dynamique d'infestation de *S. hermonthica* en serre (Kamboinsé, 2002).
Les lignes verticales représentent les erreurs standards des moyennes.



Photo 1: Etat d'infestation de *S. hermonthica* dans les pots témoins, 97 jours après le semis



Photo 2: Etat d'infestation de *S. hermonthica* dans les pots témoins à la récolte du sorgho



Photo 3: Forte réduction de l'infestation de *S. hermonthica* sous l'action de l'inoculum constitué de compost stérilisé et de *F. oxysporum* 34-Fo, 55 jours après le semis



Photo 4: Forte réduction de l'infestation de *S. hermonthica* sous l'action de l'inoculum constitué de compost stérilisé et de *Fusarium oxysporum* 34-Fo, 97 jours après le semis

Planche VII: Effet du compost sur l'efficacité de *Fusarium oxysporum* 34-Fo à contrôler l'infestation de *S. hermonthica* en serre (Kamboinsé, 2002).

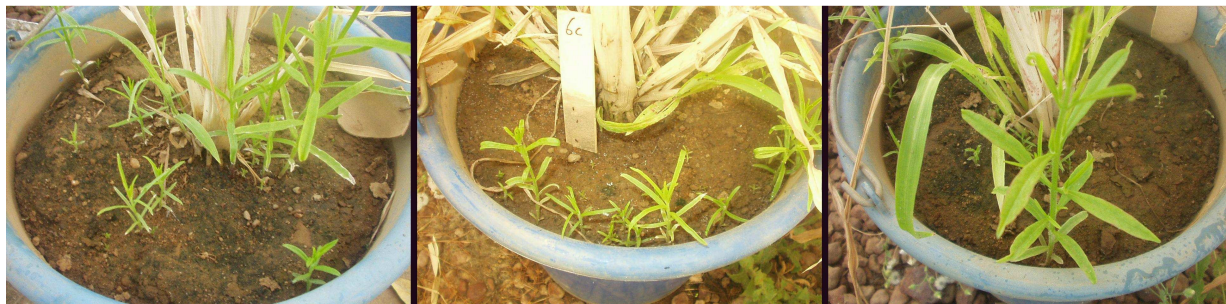


Photo 1: Forte réduction de l'infestation de *S. hermonthica* après l'action de l'inoculum constitué de compost stérilisé et de *Fusarium* sp 6-Fa, 97 jours après le semis



Photo 2: Faible réduction de l'infestation de *S. hermonthica* après l'action de l'inoculum constitué de tiges de sorgho stérilisées et de *Fusarium* sp 6-Fa, 97 jours après le semis

Planche VIII: Influence du substrat de culture sur l'efficacité de *Fusarium* sp 6-Fa à contrôler l'infestation de *S. hermonthica*, 97 jours après le semis, en serre (Kamboinsé, 2002).

2.2.2. Effet de l'inoculum de *Fusarium* sur le développement végétatif de *Striga hermonthica*

Les résultats de l'analyse de variance montrent que les isolats de *Fusarium* influencent significativement la vigueur et le nombre des plants de *S. hermonthica* en fleurs, 97 jours après le semis et leur biomasse sèche à la récolte du sorgho (tableau 10). Les substrats de culture ont eu un effet significatif uniquement sur la vigueur des plants de *Striga hermonthica* 97 jours après le semis. L'effet résultant de l'interaction entre les isolats de *Fusarium* et les substrats de culture n'a pas été significatif sur aucune des trois variables.

Tableau 10: Analyse de variance de l'effet des isolats de *Fusarium* et des substrats de culture sur le développement de *S. hermonthica* en serre

Source de variation	Vigueur des plants de <i>Striga</i> 97 jours après le semis			Nombre de <i>Striga</i> en fleurs 97 jours après le semis			Biomasse sèche de <i>Striga</i>		
	CM	F	P	CM	F	P	CM	F	P
Répétitions	1,01	1,80	0,1836	300,98	1,66	0,2078	1,95	0,10	0,9053
Substrats	5,38	9,58	0,0044	263,51	1,46	0,2377	27,67	1,42	0,2441
Isolats	4,85	8,65	<.0001	1611,44	8,90	<.0001	218,56	11,18	<.0001
Répétitions x Substrats	0,48	0,85	0,4375	217,38	1,20	0,3159	5,50	0,28	0,7569
Répétitions x Isolats	0,78	1,40	0,1899	252,49	1,40	0,1918	13,69	0,70	0,8240
Substrats x Isolats	0,43	0,76	0,7017	108,01	0,60	0,8447	15,85	0,81	0,65

CM: Carré moyen
Probabilité

F: Rapport du carré moyen des traitements sur le carré moyen des erreurs P:

L'indice de vigueur, le nombre de *S. hermonthica* en fleurs et la biomasse sèche de *S. hermonthica* à la récolte sont présentés dans le tableau 11. Seules les données de la vigueur et le nombre de *S. hermonthica* en fleurs relevées 97 jours après le semis sont présentées du fait que les premières valeurs élevées de ces deux paramètres ont été observées à cette date et ont peu varié après cette date. Dans le tableau 11, l'effet des isolats *Fusarium* sp. 6-Fa, *F. equiseti* 32-Or et *F. oxysporum* 34-Fo associés au compost a réduit la vigueur de *Striga* dont l'indice de vigueur a été inférieur ou égal à 2, le nombre de *Striga* en fleurs de moins de 10 plants fleuris/pot et la biomasse sèche de *Striga* de moins de 5 g/pot. Avec le substrat tiges, seul *F.*

oxysporum 34-Fo a engendré des fortes réductions de la vigueur de *Striga* et de la biomasse sèche de *Striga*.

L'analyse de variance révèle une différence significative entre les capacités des inocula à inhiber le développement des plants de *S. hermonthica*. Tous les inocula réduisent significativement la vigueur de *S. hermonthica* 97 jours après le semis aussi bien dans la série du substrat compost ($P < 0,0008$) que dans la série du substrat tiges ($P < 0,0009$).

Dans la série du substrat compost, la réduction de la vigueur de *S. hermonthica* par les inocula à cette date a été comprise entre 3,67 (inoculum de *F. equiseti* 42-Ko) et 1,33 (inoculum de *F. oxysporum* 34-Fo), soit 31,14% et 75,05% de réduction par rapport au témoin. Dans la série du substrat tiges, les plus faibles vigueurs de *S. hermonthica* ont été enregistrées 97 jours après le semis avec neuf isolats qui permettent une réduction de 3,67 (*F. equiseti* 42-Ko) à 1,67 (*F. oxysporum* 34-Fo), soit de 31,14% à 68,67% en comparaison avec le témoin (tableau 11).

Le nombre de *S. hermonthica* fleuris 97 jours après le semis avec les différents isolats de *Fusarium* a été statistiquement inférieur à celui obtenu avec le témoin (tableau 11). Avec le substrat compost ($P < 0,0003$), cinq isolats notamment *F. equiseti* (21-Or, 31-Kom, 32-Or), *Fusarium* sp. 6-Fa et *F. oxysporum* 34-Fo se sont révélés plus efficaces à inhiber le développement de *S. hermonthica*; une réduction de 64 à 68 (86,49% à 91,89%) de plants de *S. hermonthica* en fleurs a été observée. Avec le substrat tiges ($P < 0,0019$), le nombre de *S. hermonthica* en fleurs a été plus faible avec 13 isolats de *Fusarium*. Ces 13 isolats ont entraîné une réduction comprise entre 44 et 65 plants de *S. hermonthica* en fleurs, soit 59,64% et 87,45% de réduction par rapport au témoin (tableau 11).

La biomasse sèche de *S. hermonthica* enregistrée à la récolte sous l'effet des isolats de *Fusarium* a été significativement inférieure ($P < 0,0001$) à celle obtenue avec le témoin (26,33 g). Les plus faibles biomasses de *S. hermonthica* ont été enregistrées avec huit isolats de *Fusarium* dans la série du substrat compost et les isolats *F. oxysporum* 34-Fo, *Fusarium* sp. 6-Fa ont été les plus efficaces avec une réduction de 24,33 g, soit 92,04% par rapport au témoin. Avec le substrat tiges, les plus faibles biomasses sèches de *S. hermonthica* ont été obtenues avec 12 isolats de *Fusarium* (tableau 11). Les plus efficaces ont été *F. equiseti* 31-Kom et *F. oxysporum* 34-Fo avec respectivement 24 g (91,15%) et 22,66 g (86,06%) de réduction de la biomasse (tableau 11).

Tableau 11: Vigueur de *S. hermonthica*, nombre de *S. hermonthica* en fleurs 97 jours après le semis et biomasse sèche de *S. hermonthica* en fonction des isolats de *Fusarium* en serre (Kamboinsé, 2002).

Traitements	Substrat compost			Substrat tiges		
	Vigueur du <i>Striga</i> 97 jours après le semis	Nombre de <i>Striga</i> en fleurs 97 jours après le semis	Biomasse sèche de <i>Striga</i> (g)	Vigueur du <i>Striga</i> 97 jours après le semis	Nombre de <i>Striga</i> en fleurs 97 jours après le semis	Biomasse Sèche de <i>Striga</i> (g)
Témoin	5,33 a	74,33 a	26,33 a	5,33 a	74,33 a	26,33 a
141b-O	2,33 bc	34,67 b	8,33 cd	2,33 cde	25,00 bc	5,33 cd
150a-M	2,67 bc	11,33 cd	8,67 cd	2,33 cde	13,33 c	4,67 d
5-Kou	2,00 c	15,33 bcd	3,00 def	2,67 bcde	19,67 c	5,33 cd
12-Ba	2,33 bc	15,67 bcd	6,00 cdef	2,67 bcde	17,33 c	7,67 cd
42-Ko	3,67 b	28,67 bcd	16,00 b	3,67 b	44,67 b	18,00 b
31-Kom	1,67 c	9,33 d	5,33 def	2,33 cde	10,00 c	2,33 d
13-Ba	2,00 c	20,33 bcd	8,00 cde	2,67 bcde	29,33 bc	12,00 c
21-Or	2,00 c	10,33 d	2,33 ef	2,00 cde	21,67 bc	6,67 cd
6-Fa	1,67 c	7,67 d	2,00 f	3,00 bcd	21,33 bc	9,00 cd
34-Fo	1,33 c	6,67 d	2,00 f	1,67 e	11,33 c	3,67 d
32-Or	2,00 c	8,67 d	3,00 def	2,33 cde	9,33 c	6,63 cd
17-Fo	1,67 c	24,00 bcd	5,33 cdef	3,00 bcd	24,67 bc	8,33 cd
125b-Za	2,67 bc	33,67 bcd	9,33 c	3,33 bc	18,00 c	5,67 cd
7-Fo	1,67 c	18,00 bcd	7,00 cde	3,00 bcd	30,00 bc	9,00 cd
Moyennes	2,33	21,24	7,51	2,82	24,67	8,71
Ppds	1,47	23,97	5,96	1,17	25,42	7,05
Erreur Std	0,18	3,08	1,03	0,16	3,05	1,04

Dans une même colonne, les moyennes suivies de la même lettre ne sont pas significativement différentes selon le test de Fisher au seuil de 1%.

2.2.3. Effet de l'inoculum de *Fusarium* sur le rendement du sorgho infesté par *Striga hermonthica*

L'analyse de variance montre que les isolats de *Fusarium* ont significativement influencé la biomasse totale sèche et le rendement grains du sorgho alors que les substrats de culture n'ont influencé que la biomasse totale sèche (tableau 12). L'interaction entre les isolats de *Fusarium* et les substrats de culture ont significativement influencé aussi bien la biomasse totale sèche que le rendement grains du sorgho.

Tableau 12: Analyse de variance de l'effet des isolats de *Fusarium* et des substrats de culture sur la biomasse totale et le rendement grains de sorgho infesté par *S. hermonthica*

Source of variance	Biomasse sèche			Rendement grains		
	CM	F	P	CM	F	P
Répétition	241,54	1,42	0,2583	8,02	0,59	0,5601
Isolats	3960,31	23,22	<.0001	455,59	33,58	<.0001
Substrats	1440,88	8,45	0,0068	15,21	1,12	0,2983
Répétition x Isolats	303,29	1,78	0,0602	24,25	1,79	0,0588
Répétition x Substrats	158,80	0,93	0,4052	12,15	0,90	0,4192
Substrats x Isolats	357,78	2,10	0,0410	40,62	2,99	0,0051

CM : Carré moyen

F : Rapport du carré moyen des traitements sur le carré moyen des erreurs

P : Probabilité

La biomasse totale et le rendement grains de sorgho obtenus après l'utilisation de l'inoculum (*Fusarium* sp associé au substrat de culture) sur *S. hermonthica* sont respectivement présentés par les figures 12 et 13. Dans ces figures, les isolats de *Fusarium* sont ordonnés sur l'axe des abscisses en fonction de l'importance de la biomasse totale et du rendement grains de sorgho enregistrés après l'action de leurs inocula. Les inocula ont significativement influencé les rendements du sorgho en fonction de leur efficacité à réduire l'infestation de *S. hermonthica*.

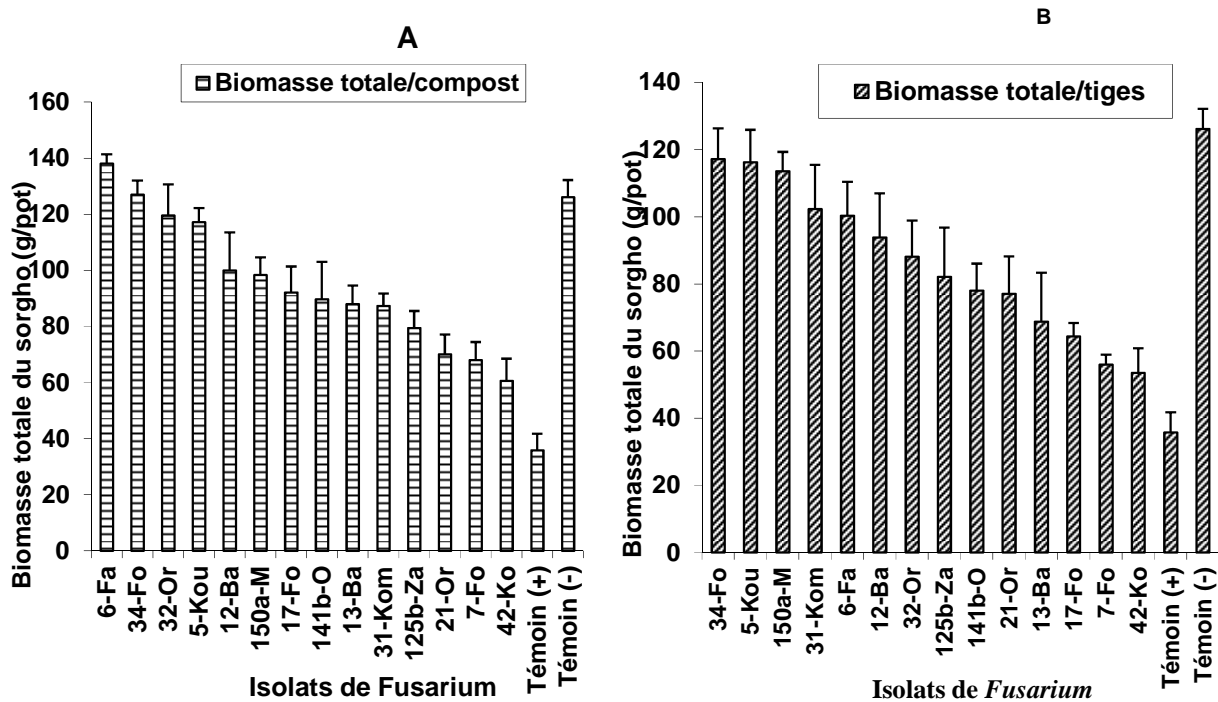


Figure 12 : Biomasse aérienne totale du sorgho consécutive à l'effet de *Fusarium* spp. et du substrat de culture sur *Striga hermonthica*. A : Substrat compost, B : Substrat tiges.

Les lignes verticales représentent les erreurs standards des moyennes.

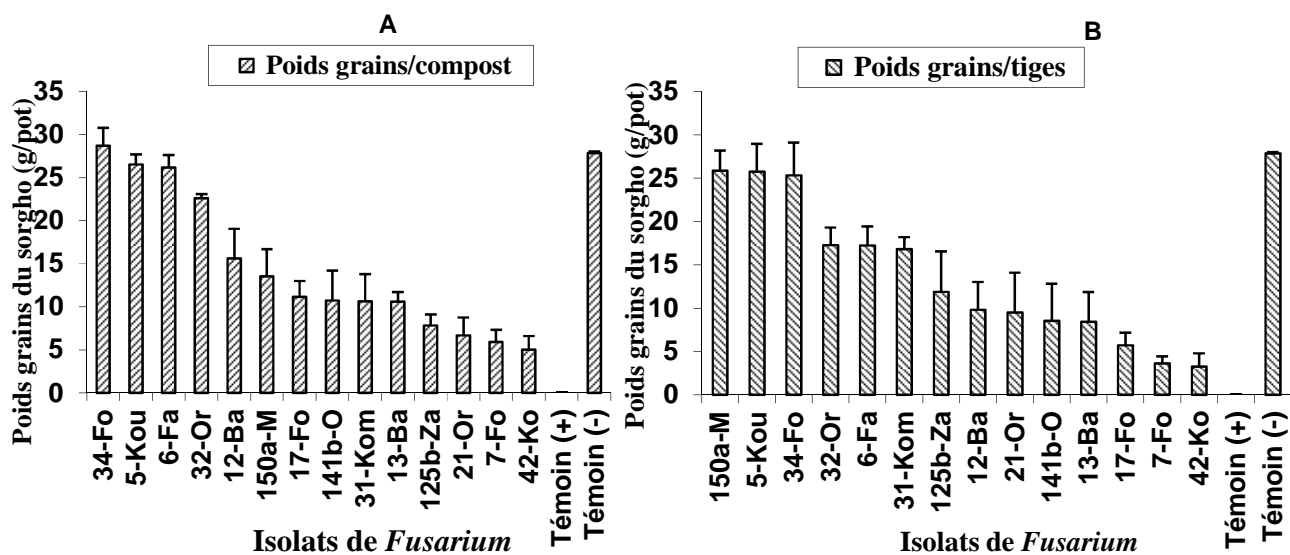


Figure 13: Rendement grains du sorgho consécutive à l'effet de *Fusarium* spp. et du substrat de culture sur *Striga hermonthica*. A : Substrat compost, B : Substrat tiges.

Les lignes verticales représentent les erreurs standards des moyennes.

L'effet de *S. hermonthica* a induit la plus faible biomasse sèche totale (35,80 g) et un rendement nul de grains de sorgho chez le témoin infesté par *S. hermonthica* (témoin positif).

Avec le substrat compost (figures 12A), les biomasses sèches totales les plus élevées ont été enregistrées avec l'inoculum de quatre isolats: *Fusarium* sp. 6-Fa, *F. equiseti* (5-Kou, 32-Or) et *F. oxysporum* 34-Fo qui ont significativement été équivalents au témoin sans *S. hermonthica* (témoin négatif) (127,13 g). L'inoculum de *Fusarium* sp 6-Fa a même entraîné un gain de 11 g soit 8,65% de la biomasse sèche totale du sorgho en comparaison avec le témoin sans *S. hermonthica*. *Striga hermonthica* induit avec l'inoculum des 10 autres isolats une réduction de 27,13 g à 66,6g correspondant à une baisse de 21,34% à 52,39% de la biomasse sèche totale du sorgho.

Avec le substrat tiges (figure 12B), les valeurs les plus élevées de la biomasse sèche totale de sorgho ont été obtenues avec l'inoculum de cinq isolats: *Fusarium* spp. (150a-M, 6-Fa), *F. equiseti* (5-Kou, 31-Kom) et *F. oxysporum* 34-Fo. Par rapport au témoin sans *S. hermonthica*, l'effet de la plante parasite sur le sorgho a entraîné une perte de 33,33 g à 91,33 g de la biomasse sèche totale. Cette perte correspond à 25,63% - 57,58% de la biomasse sèche totale obtenue avec l'inoculum des neuf autres isolats.

En ce qui concerne le rendement grains du sorgho, les inocula de quatre isolats: *Fusarium* sp 6-Fa, *F. equiseti* (5-Kou, 32-Or) et *F. oxysporum* 34-Fo ont induit le poids sec des grains le plus élevé dans la série du substrat compost (figure 13A). Une baisse de 12,27 g à 22,84 g (44,03% à 81,95%) de rendement grains du sorgho a été enregistrée avec les inocula des 10 autres isolats. Avec le substrat tiges (figure 13B), les valeurs les plus élevées du poids sec des grains du sorgho ont été obtenues avec l'effet des inocula de trois isolats: *Fusarium* sp. 150a-M, *F. equiseti* 5-Kou et *F. oxysporum* 34-Fo. Ces rendements ont été comparables à celui obtenu avec le témoin sans *S. hermonthica* (témoin négatif). Une perte de 10,6 g (38,03%) à 24,6 g (88,27%) de rendement grains du sorgho a été enregistrée avec les inocula des 11 autres isolats.

Une corrélation négative et significative a été notée entre le rendement en grains du sorgho et la biomasse sèche du *S. hermonthica* aussi bien dans la série du substrat compost ($a = -0,88$; $P < 0,0099$) (figure 14) que dans la série du substrat tiges ($a = -0,93$; $P < 0,0053$) (figure 15). Les limites de confiances à 95% ont été (-1,50; -0,25) et (-1,53 ; -0,33) respectivement dans les séries du substrat compost et du substrat tiges.

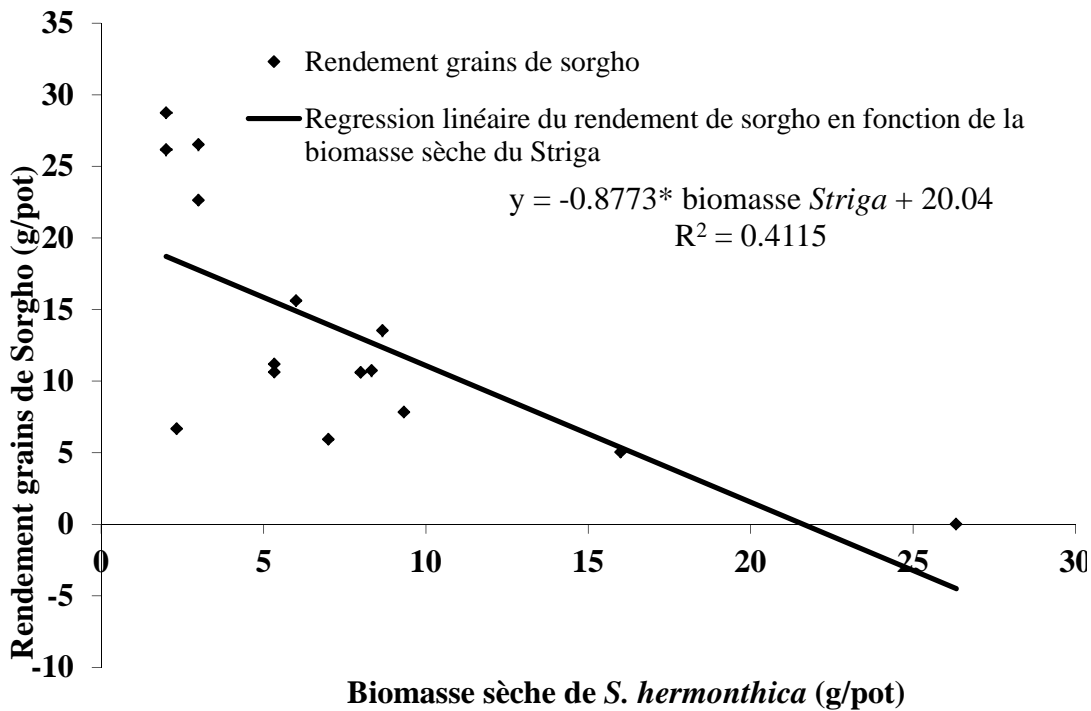


Figure 14: Régression linéaire du rendement grains de sorgho en fonction de la biomasse sèche de *Striga* sous l'effet des isolats de *Fusarium* cultivés sur le substrat compost vis-à-vis de *S. hermonthica* en serre (Kamboinsé, 2002).

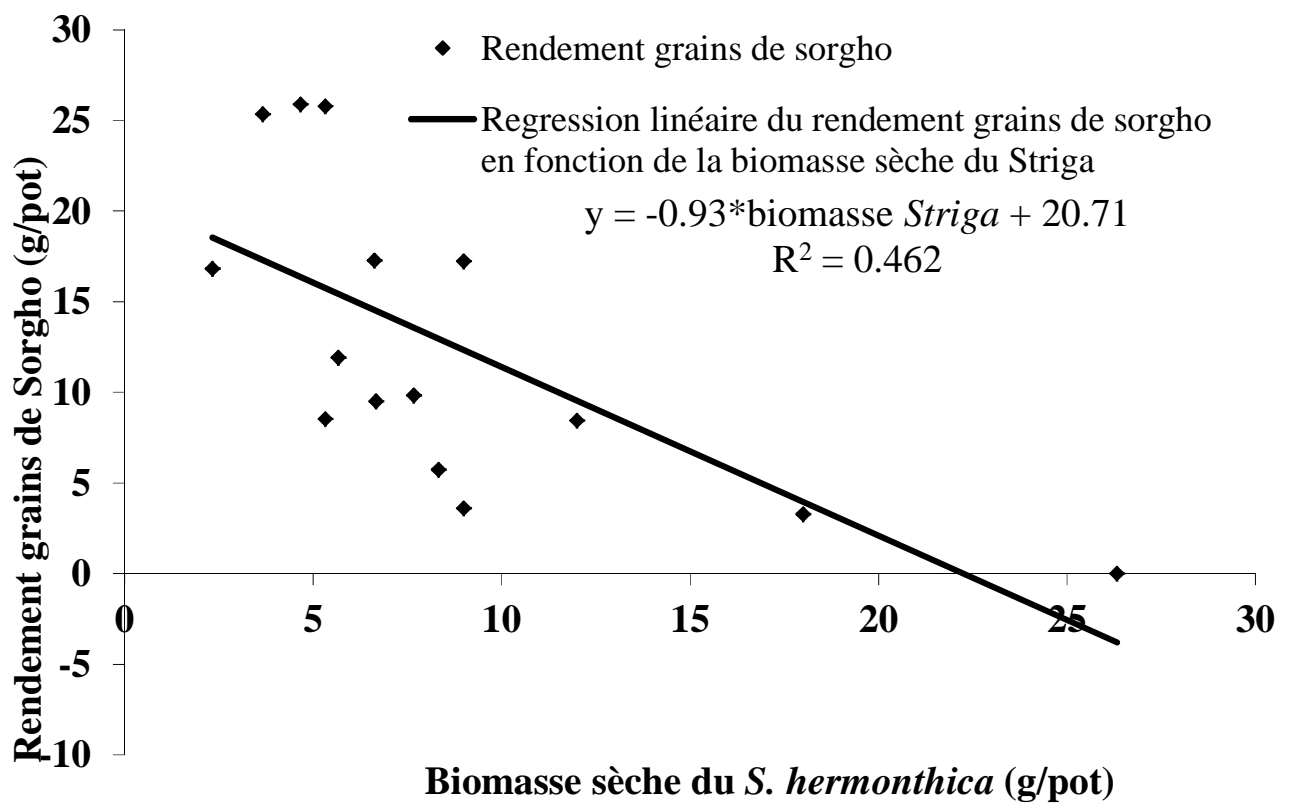


Figure 15: Régression linéaire du rendement grains de sorgho en fonction de la biomasse sèche de *Striga* sous l'effet des isolats de *Fusarium* cultivés sur le substrat tiges vis-à-vis de *S. hermonthica* en serre (Kamboinsé, 2002).

2.2.4. Effet de l'inoculum de *Fusarium* sur le sorgho non infesté par *Striga hermonthica*

L'analyse de variance révèle l'existence d'une différence significative entre l'effet du substrat compost et celui du substrat tiges de sorgho sur la biomasse sèche totale du sorgho (tableau 13). Les isolats de *Fusarium*, les substrats de culture et leur interaction ont influencé significativement le rendement grains de sorgho.

Tableau 13: Analyse de variance de l'effet des isolats de *Fusarium* et des substrats de culture sur la biomasse totale et le rendement grains de sorgho non infesté par *S. hermonthica*

Source of variance	Biomasse totale du Sorgho			Rendement grains du sorgho		
	CM	F	P	CM	F	P
Répétition	640,28	1,66	0,2271	5,45	1,74	0,2134
Substrats	4618,33	12,01	0,0042	41,07	13,15	0,0031
Isolats	721,07	1,88	0,1313	28,30	9,05	0,0002
Répétition x Substrats	536,30	1,39	0,2588	4,92	1,58	0,2315
Répétition x Isolats	670,24	1,74	0,1460	31,64	10,13	<.0001
Substrats x Isolats	773,81	2,01	0,1083	8,56	2,74	0,03985

CM: Carré moyen; F: Rapport du carré moyen des traitements sur le carré moyen des erreurs; P: Probabilité

Les différences, exprimées en pourcentage, entre les biomasses sèches totales du sorgho obtenues avec les inocula de *Fusarium* et celle enregistrée avec le témoin (sans inoculum et sans *S. hermonthica*) sont présentées dans la figure 16. Les rendements grains de sorgho, les différences entre les rendements grains de sorgho obtenus avec l'effet des inocula et le témoin (sans inoculum, sans *S. hermonthica*) sont consignés dans le tableau 14. Au niveau des pots ayant reçu l'inoculum, aucun symptôme d'attaque des isolats de *Fusarium* n'a été observé sur les plants de sorgho durant leur cycle. Avec le substrat compost (figure 16), un rendement de 104,61% à 146,86% de la biomasse sèche de sorgho a été obtenu avec les inocula exceptés celui de *F. equiseti* 17-Fo dont la biomasse sèche de sorgho a été inférieure à celle du témoin.

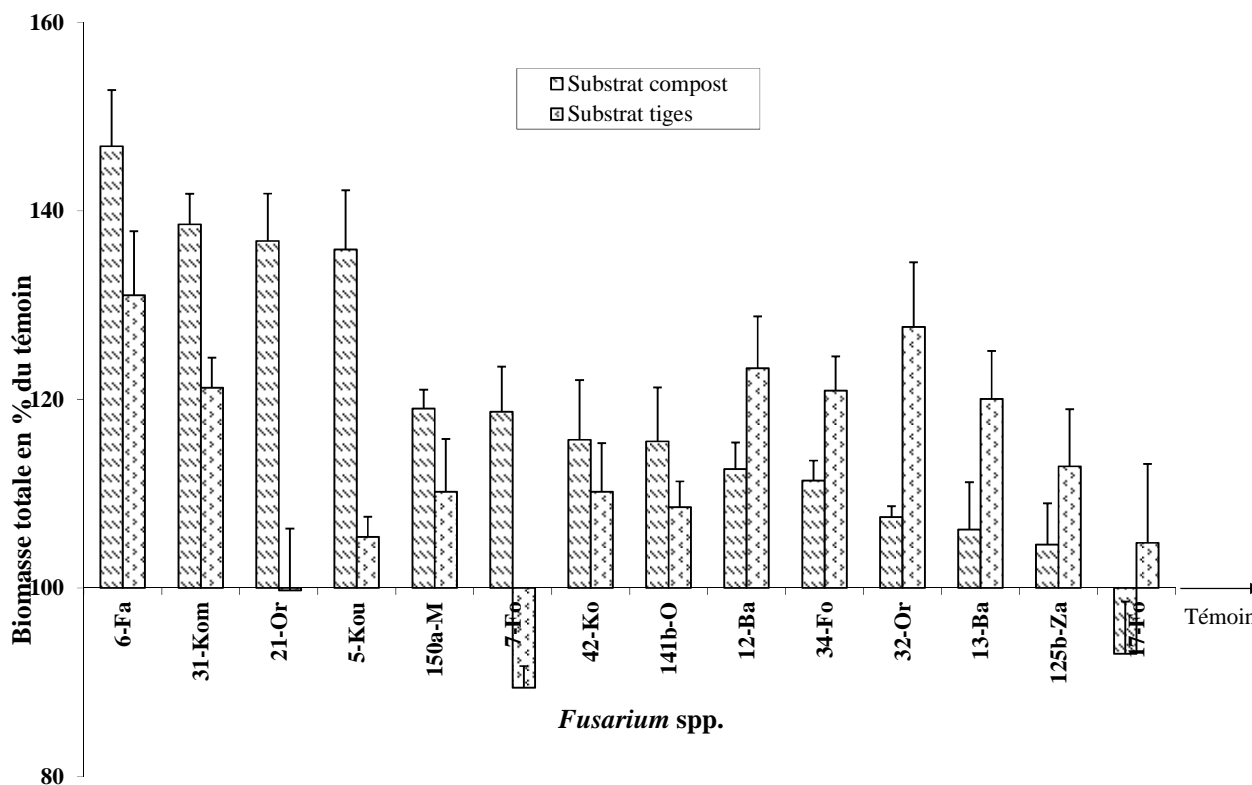


Figure 16: Effet des inocula de *Fusarium* sur la biomasse sèche totale du sorgho en fonction des deux substrats de culture des isolats de *Fusarium* en serre (Kamboinsé, 2002).

Les lignes verticales représentent les erreurs standards des moyennes.

Avec le substrat tiges (figure 16), la biomasse sèche de sorgho enregistrée avec 12 inocula représente 104,77% à 131,03% de celle du témoin qui a été supérieure aux biomasses obtenues avec les inocula de *F. equiseti* (21-Or et 7-Fo) (figure 16).

Le rendement grains de sorgho a quantitativement été plus élevé avec *F. equiseti* 5-Kou sur le substrat compost et avec *F. oxysporum* 34-Fo sur le substrat tiges (tableau 14). Le rendement grains de sorgho du témoin a été supérieur à celui relevé avec *F. equiseti* (42-Ko, 32-Or) quand ces deux isolats ont été associés au compost et à celui de *Fusarium* sp. 6-Fa, *F. equiseti* (32-Or) quand ils ont été associés au substrat tiges (tableau 14). Une différence significative de la biomasse sèche totale de même que le poids sec des grains du sorgho a été révélée entre le témoin (sans inoculum, sans *S. hermonthica*) et les isolats de *Fusarium* quand ils ont été cultivés sur le substrat compost. En effet, la biomasse sèche totale du sorgho obtenue avec l'inoculum de huit isolats: *Fusarium* spp. (141b-O, 150a-M, 6-Fa) *F. equiseti* (5-Kou, 42-Ko, 31-Kom, 21-Or, 7-Fo) a été significativement plus élevée que celle du témoin (126,13 g) (figure 16).

Un gain de 15,55% à 46,86% de la biomasse sèche totale du sorgho a ainsi été enregistré avec ces huit isolats de *Fusarium*. En revanche, le poids sec des grains de sorgho

obtenu avec seulement quatre isolats: *Fusarium* sp. 6-Fa et *F. equiseti* (5-Kou, 31-Kom, 21-Or), a été significativement supérieur à celui du témoin (27,87 g) (sans inoculum, sans *S. hermonthica*). Les quatre isolats ont engendré un gain de rendement grains du sorgho de 5,77 g à 7,13 g, soit de 20,70% à 25,58% (tableau 14).

Aucune différence statistique n'a été notée entre le témoin (sans inoculum, sans *S. hermonthica*) et les isolats de *Fusarium* quand ils ont été cultivés sur le substrat tiges aussi bien pour la biomasse sèche totale (figure 16) que pour le poids sec des grains du sorgho (tableau 14). Toutefois, un gain de 4,77% à 27,69% de la biomasse sèche totale et un gain de 0,70 g à 5,57 g soit de 2,51% à 19,99% du rendement grains ont été enregistrés avec 12 isolats.

Tableau 14: Rendement grains de sorgho en fonction des inocula de *Fusarium* sur *S. hermonthica* en serre (Kamboinsé, 2002).

Traitements	Rendements grains de sorgho (g/pot)			
	Substrat compost		Substrat tiges	
	Moyenne	Différence avec le témoin	Moyenne	Différence avec le témoin
Témoin (-)	27,87	-	27,87	-
141b-O	31,07	+ 3,20 ¹	29,47	+ 1,60
150a-M	32,73	+ 4,87	31,97	+ 4,10
5-Kou	35,00	+ 7,13 *	31,43	+ 3,57
12-Ba	30,67	+ 2,80	29,67	+ 1,80
42-Ko	27,33	- 0,53	30,07	+ 2,20
31-Kom	34,03	+ 6,17 *	32,53	+ 4,67
13-Ba	29,37	+ 1,50	32,43	+ 4,57
21-Or	33,73	+ 5,87 *	28,57	+ 0,70
6-Fa	33,63	+ 5,77 *	23,27	- 4,60
34-Fo	31,27	+ 3,40	33,43	+ 5,57
34-Or	30,90	+ 3,03	31,60	+ 3,73
32-Or	27,63	- 0,23	23,63	- 4,23
17-Fo	31,50	+ 3,63	29,53	+ 1,67
125b-Za	30,80	+ 2,93	29,40	+ 1,53
Moyennes	31,17		29,66	
CV (%)	7,53		18,22	

Les différences de poids grains de sorgho par rapport au témoin ont été analysées selon le test unilatéral de Dunnett au seuil de 5%, l'étoile (*) indique les différences significatives de rendements grains du sorgho entre le témoin et les autres traitements.

2.2.5. Influence du substrat de culture, de la profondeur d'enfouissement et de la distance des graines de *Striga* sur l'efficacité de *Fusarium*

Les résultats de l'analyse de variance portant sur le substrat de culture, les isolats de *Fusarium*, la profondeur et la distance d'enfouissement des graines de *Striga hermonthica* par rapport à l'inoculum sont regroupés dans le tableau 15. L'analyse de variance montre que pour les deux dates d'observation (35 et 50 jours après le semis) les isolats de *Fusarium*, le substrat et leur interaction ont eu un effet significatif sur le pourcentage de germination des graines de *S. hermonthica*.

La position verticale a eu une influence significative sur l'efficacité des traitements à 50 jours après le semis. Le substrat de culture a contribué pour 60,40 %, les isolats de *Fusarium* pour 29,83% et leur interaction pour 6,91% de la variation totale à 35 jours après le semis. En revanche à 50 jours après le semis, le substrat a contribué pour 23,17%, les isolats pour 46,67%, leur interaction pour 14,65% et la position verticale pour 5,64% de la variation totale (tableau 15).

A. Influence des isolats de *Fusarium* sur la germination des graines de *S. hermonthica* indépendamment des autres variables

Les pourcentages de germination des graines de *S. hermonthica* enregistrés à 35 et 50 jours après le semis avec les isolats de *Fusarium* sont regroupés dans le tableau 16. Les pourcentages de germination des graines de *S. hermonthica* varient de 6,05% à 38,81% à 35 jours après le semis, de 26,49% à 75,75% 50 jours après le semis et une forte réduction de germination a été observée aux deux dates d'observation avec *F. oxysporum* 34-Fo. Une différence hautement significative ($P < 0,0001$) a été mise en évidence entre les aptitudes des isolats de *Fusarium* à inhiber la germination des graines de *S. hermonthica* sous terre à 35 et 50 jours après le semis. En effet, le pourcentage de germination enregistré à 35 jours après le semis avec *Fusarium oxysporum* 34-Fo a été le plus faible (6,05%). Dix autres isolats répartis en trois groupes homogènes se sont démarqués du témoin ayant obtenu le pourcentage le plus élevé (38,81%) à 35 jours après le semis. Le pourcentage de germination obtenu avec le témoin (75,75%) à 50 jours après le semis a été statistiquement supérieur à celui enregistré avec les isolats de *Fusarium*. Les pourcentages de germination de *S. hermonthica* enregistrés à cette même date avec les isolats de *Fusarium* ont été subdivisés en 4 groupes homogènes dont un groupe a été constitué de *F. oxysporum* 34-Fo avec lequel nous avons enregistré le pourcentage de germination le plus faible (26,49%) (Tableau 16).

Tableau 15: Analyse de variance de l'effet de *Fusarium*, du substrat de culture et de la position d'enfouissement sur les pourcentages de germination des graines de *S. hermonthica*, 35 et 50 jours après le semis en serre (Kamboinsé, 2003).

Sources de variation	35 jours après le semis				50 jours après le semis			
	Carré moyen	F	P	Contribution (%)	Carré moyen	F	P	Contribution (%)
Répétition	60.46028	1,27	0.2837	0,89	566.62763	9,51	0.0001	8,45
Distance	87.29235	1,83	0.1776	1,28	34.80401	0,58	0.4455	0,52
Profondeur	24.53851	0,51	0.4741	0,36	377.95716	6,34	0.0124	5,64
Substrats	4121.91506	86,35	<.0001	60,40	1553.01444	26,06	<.0001	23,17
Isolats	2036.07225	42,66	<.0001	29,83	128.95517	52,50	<.0001	46,67
Distance x Isolats	5.52496	0,12	1.0000	0,08	2.24240	0,04	1.0000	0,03
Profondeur x Isolats	2.32660	0,05	1.0000	0,03	28.81626	0,48	0.9406	0,43
Substrats x Isolats	471.90940	9,89	<.0001	6,91	981.93982	16,48	<.0001	14,65
Distance x Substrats	3.00312	0,06	0.8022	0,04	4.19833	0,07	0.7909	0,06
Profondeur x Substrats	2,64022	0,06	0.8143	0,04	0.88340	0,01	0.9032	0,01
Distance x Substrats x Isolats	3,98667	0,08	1.0000	0,06	3.71615	0,06	1.0000	0,06
Profondeur x Substrats x Isolats	5,09207	0,11	1.0000	0,07	20.63612	0,35	0.9869	0,31

Somme des carrés moyens (SCM)=6824,78149

F: Rapport du carré moyen des traitements sur le carré moyen des erreurs

SCM=6703,79089

P: Probabilité

Tableau 16: Pourcentages de germination des graines de *S. hermonthica* sous l'effet de *Fusarium* à 35 et 50 jours après le semis en serre (Kamboinsé, 2003).

Traitements	Germination de <i>S. hermonthica</i> (%)	
	35 jours après le semis	50 jours après le semis
Témoin	38,81 a	75,75 a
34-Fo	6,05 h	26,49 i
150a-M	18,40 g	47,00 h
6-Fa	18,51 g	49,37 gh
32-Or	19,72 fg	53,12 fg
5-Kou	20,29 fg	50,28 gh
31-Kom	23,80 ef	51,02 gh
12-Ba	27,54 de	61,93 bcd
141b-O	31,89 cd	59,39 cde
125b-Za	32,36 bc	53,82 efg
13-Ba	32,61 bc	59,15 cde
21-Or	32,62 bc	56,50 def
42-Ko	35,34 abc	67,12 b
17-Fo	35,79 abc	67,33 b
7-Fo	36,70 ab	63,75 bc
Moyennes	27,36	56,13
Ppds	4,62	5,58
Erreur Std.	0,63	0,77

A l'intérieur d'une même colonne, les moyennes suivies de la même lettre ne sont pas significativement différentes selon le test de Fisher au seuil de 1%. La distance, la profondeur et le substrat sont utilisés dans l'analyse statistique comme des co-variables.

B. Influence du substrat de culture sur l'efficacité des isolats de *Fusarium* contre la germination des graines de *S. hermonthica*

Les pourcentages moyens de germination des graines de *S. hermonthica* enregistrés par type de substrat sous l'effet de l'inoculum à 35 et 50 jours après le semis sont consignés dans le tableau 17. Aux deux positions de profondeur ou en confondant les profondeurs, le pourcentage moyen de germination

de *S. hermonthica* obtenu avec le substrat tiges inoculé a été plus élevé que celui obtenu avec le substrat compost inoculé. L'analyse de variance révèle une influence significative des deux substrats inoculés sur la germination des graines de *S. hermonthica*. En effet, les pourcentages moyens de germination obtenus à 35 et 50 jours après le semis quand les isolats de *Fusarium* ont été cultivés sur le substrat compost ont été statistiquement ($P < 0,0001$ et $P < 0,0070$) inférieurs à ceux enregistrés avec le substrat tiges inoculé (tableau 17).

Tableau 17: Pourcentages de germination des graines de *S. hermonthica* obtenus par type de substrat de culture inoculé avec les isolats de *Fusarium*, 35 et 50 jours après le semis en serre (Kamboinsé, 2003).

Germination de <i>S. hermonthica</i> (%)						
Substrats inoculés	35 jours après le semis			50 jours après le semis		
	Positions confondues	5 cm de profondeur	10 cm de profondeur	Positions confondues	5 cm de profondeur	10 cm de profondeur
Tiges	30,75 a	31,08 a	31,57 a	58,21 a	58,40 a	61,16 a
Compost	23,98 b	24,13 b	25,11 b	54,06 b	54,00 b	57,04 b
Moyennes	27,36	27,60	28,34	56,13	56,20	59,10
Ppds	2,38	4,89	4,79	3,01	4,21	3,75
E. Std.	0,63	1,28	1,25	0,77	1,59	1,32

A l'intérieur d'une même colonne, les moyennes suivies de la même lettre ne sont pas significativement différentes selon le test de Fisher au seuil de 1%. Les isolats de *Fusarium* sont utilisés dans l'analyse statistique comme co-variable.

Les pourcentages de germination des graines de *S. hermonthica* obtenus 35 et 50 jours après le semis par isolat de *Fusarium* en fonction du type de substrat de culture uniquement sont présentés respectivement dans les figures 17 et 18. Dans ces figures, la germination des graines de *S. hermonthica* a été plus réduite à 35 et 50 jours après le semis avec *F. oxysporum* 34-Fo. Les isolats de *Fusarium* se sont distingués significativement par leur efficacité à réduire la germination du *S. hermonthica*. Avec le substrat compost, les plus faibles pourcentages de germination ont en effet été enregistrés à 35 jours après le semis avec *Fusarium* sp. 6-Fa, *F. equiseti* 5-Kou, *F. oxysporum* 34-Fo qui ont permis une réduction de 80,73% à 93,45% du pourcentage potentiel de germination. Les trois isolats *Fusarium* sp 150a-M, *F. equiseti* (31-Kom, 32-Or) ont réduit la germination de *S. hermonthica* de 43,37% à 55,89%. Les pourcentages de germination enregistrés avec cinq autres isolats: *Fusarium* spp. (141b-O, 12-Ba, 125b-Za), *F. equiseti* (13-Ba, 21-Or) ont significativement été inférieurs à celui du témoin (figure 17).

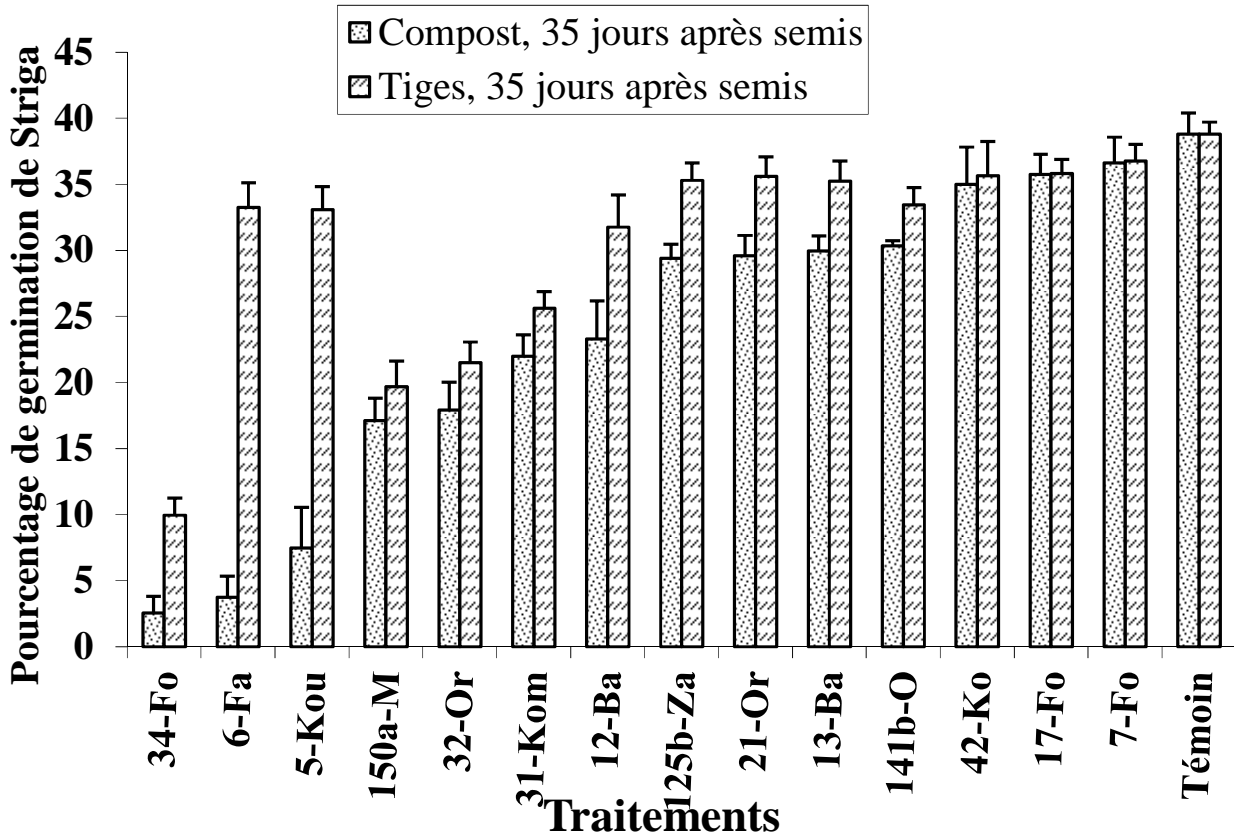


Figure 17: Effet du substrat de culture sur l'efficacité des isolats de *Fusarium* à inhiber la germination des graines de *S. hermonthica* à 35 jours après le semis en serre (Kamboinsé, 2003). Les lignes verticales représentent les erreurs standards des moyennes.

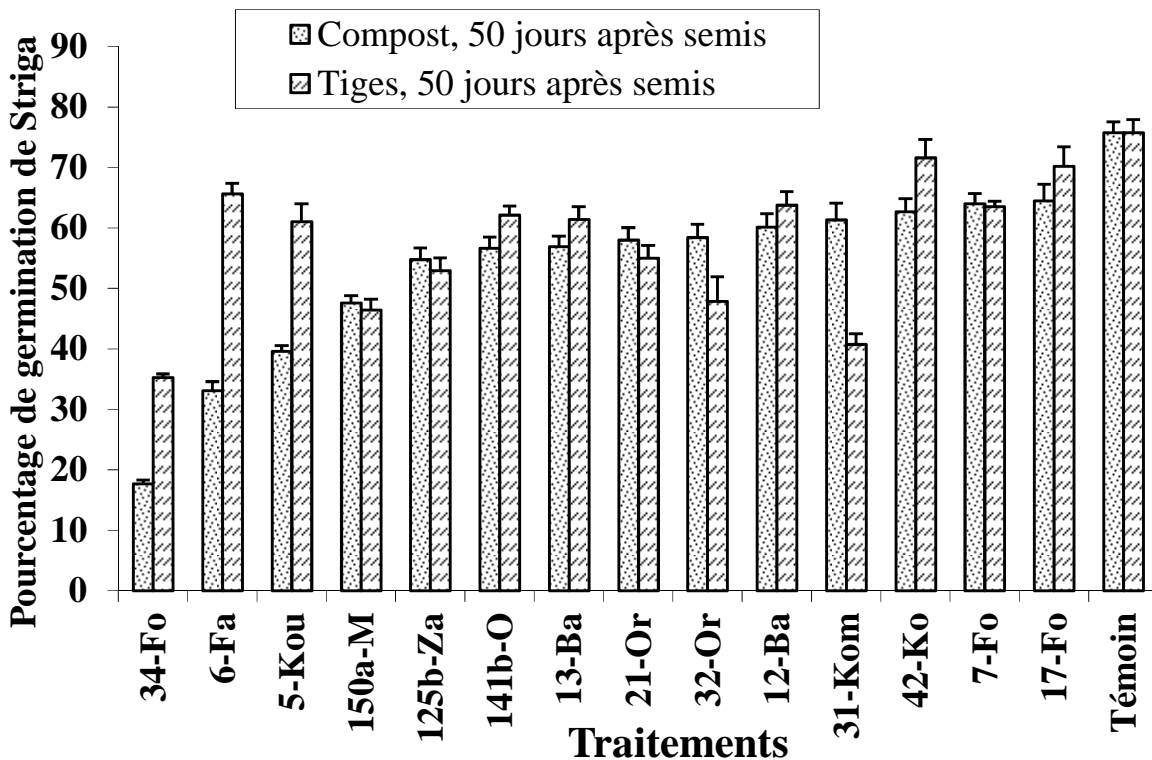


Figure 18: Effet du substrat de culture sur l'efficacité des isolats de *Fusarium* à inhiber la germination des graines de *S. hermonthica* à 50 jours après le semis en serre (Kamboinsé, 2003). Les lignes verticales représentent les erreurs standards des moyennes.

Ces cinq isolats ont entraîné une réduction de germination de 21,80% à 24,25%. Les pourcentages de germination enregistrés à 50 jours après le semis avec les isolats cultivés sur le substrat compost ont été significativement inférieurs à celui du témoin (figure 18). Les plus faibles pourcentages ont été enregistrés avec les isolats *F. oxysporum* 34-Fo, *F. equiseti* 5-Kou et *Fusarium* spp. (6-Fa, 150a-M). Ces quatre isolats ont permis une réduction de 47,76% à 76,62% du pourcentage potentiel de germination. Les 10 autres isolats de *Fusarium* ont été répartis en deux groupes homogènes avec des pourcentages de germination plus faibles que celui du témoin.

Avec le substrat tiges, huit isolats se sont démarqués du témoin 35 jours après le semis tandis que douze isolats l'ont été à 50 jours après le semis. Le pourcentage de germination obtenu 35 jours après le semis avec *F. oxysporum* 34-Fo a été le plus faible suivi de ceux de *Fusarium* sp. 150a-M et de *F. equiseti* 32-Or (figure 17). Ces trois isolats ont entraîné une réduction de 44,58% à 74,34% de l'infestation de *S. hermonthica*. Les isolats *F. oxysporum* 34-Fo, *F. equiseti* (31-Kom, 32-Or) et *Fusarium* sp. 150a-M ont enregistré les plus faibles pourcentages de germination à 50 jours après le semis (figure 18). *F. oxysporum* 34-Fo a été l'isolat le plus efficace avec une réduction de 53,44% du pourcentage potentiel de germination.

C. Influence de la distance et de la profondeur d'enfouissement des graines de *Striga* par rapport à l'inoculum sur l'efficacité de *Fusarium* contre la germination des graines de *S. hermonthica*

Les pourcentages de germination de *S. hermonthica* enregistrés à 5 et 10 cm de profondeur à 50 jours d'action des inocula sur les graines de *S. hermonthica* sont présentés dans la figure 19. Les pourcentages de germination de *S. hermonthica* obtenus par type de substrat à 5 et 10 cm de profondeur après 50 jours d'action des isolats de *Fusarium* sur les graines de *Striga* sont présentés dans la figure 20. En ne tenant pas compte de l'effet des substrats de culture, l'effet de *F. oxysporum* 34-Fo et *Fusarium* sp. 150a-M sur les graines de *S. hermonthica* a entraîné les faibles pourcentages de germination à 5 et 10 cm de profondeur (figure 19). Aux deux positions de profondeur, les fortes réductions de germination de *S. hermonthica* ont été observées avec *F. oxysporum* 34-Fo, *Fusarium* sp. 6-Fa quand les isolats de *Fusarium* ont été cultivés sur le substrat compost et avec *F. oxysporum* 34-Fo, *Fusarium* spp. (31-Kom, 150a-M) quand les isolats de *Fusarium* ont été cultivés sur le substrat tiges (figure 20). L'analyse de variance montre que la position horizontale jusqu'à une distance de 10 cm n'a pas eu une influence significative sur l'efficacité des isolats de *Fusarium* sur la germination des graines de *S. hermonthica*. En revanche, la profondeur séparant les graines de *S. hermonthica* des isolats a influencé l'efficacité de *Fusarium* à 50 jours après le semis. En effet, les pourcentages de germination des graines

de *S. hermonthica* enregistrés à 50 jours après le semis par rapport à 11 isolats à 5 cm et 11 isolats à 10 cm en dessous de l'inoculum ont été statistiquement inférieurs ($P < 0,0001$) à celui enregistré avec le témoin. La composition des 11 isolats varie à chaque profondeur. Le plus faible pourcentage de germination a été enregistré avec *F. oxysporum* 34-Fo qui a permis une réduction de 68,72% à 5 cm de profondeur et de 52,91% à 10 cm de profondeur. A l'exception de *F. equiseti* 12-Ba, les pourcentages de germination enregistrés à 10 cm de profondeur avec les 13 autres isolats ont été supérieurs à ceux enregistrés avec les mêmes à 5 cm de profondeur (figure 19). La différence entre les pourcentages de germination pour un isolat donné entre ces deux profondeurs a été comprise entre 0,58% et 11,99%. Pour les deux profondeurs d'enfouissement (5 cm et 10 cm), les isolats de *Fusarium* cultivés sur le substrat compost ont réduit de façon plus significative la germination des graines de *Striga* que lorsqu'ils ont été cultivés sur le substrat tiges de sorgho, à 35 et 50 jours après le semis (tableau 17).

Appliqués à 5 cm de profondeur, tous les isolats de *Fusarium* cultivés sur le compost ont réduit significativement la germination des graines de *Striga* en comparaison avec le témoin et *F. oxysporum* 34-Fo a été le plus efficace avec 82% de réduction 50 jours après le semis (figure 20A). Appliqués à 10 cm de profondeur, exceptés trois isolats: *F. equiseti* (42-Ko, 17-Fo, 7-Fo), les autres isolats ont réduit significativement la germination des graines de *Striga*. *F. oxysporum* 34-Fo a été le plus efficace, entraînant 58% de réduction de germination. Avec le substrat tiges de sorgho, huit et six isolats de *Fusarium* ont réduit significativement la germination des graines de *Striga* par rapport au témoin respectivement à 5 et 10 cm de profondeur (figure 20B). *F. oxysporum* 34-Fo a été le plus efficace avec 55% et 47% de réduction de germination respectivement à 5 et 10 cm de profondeur.

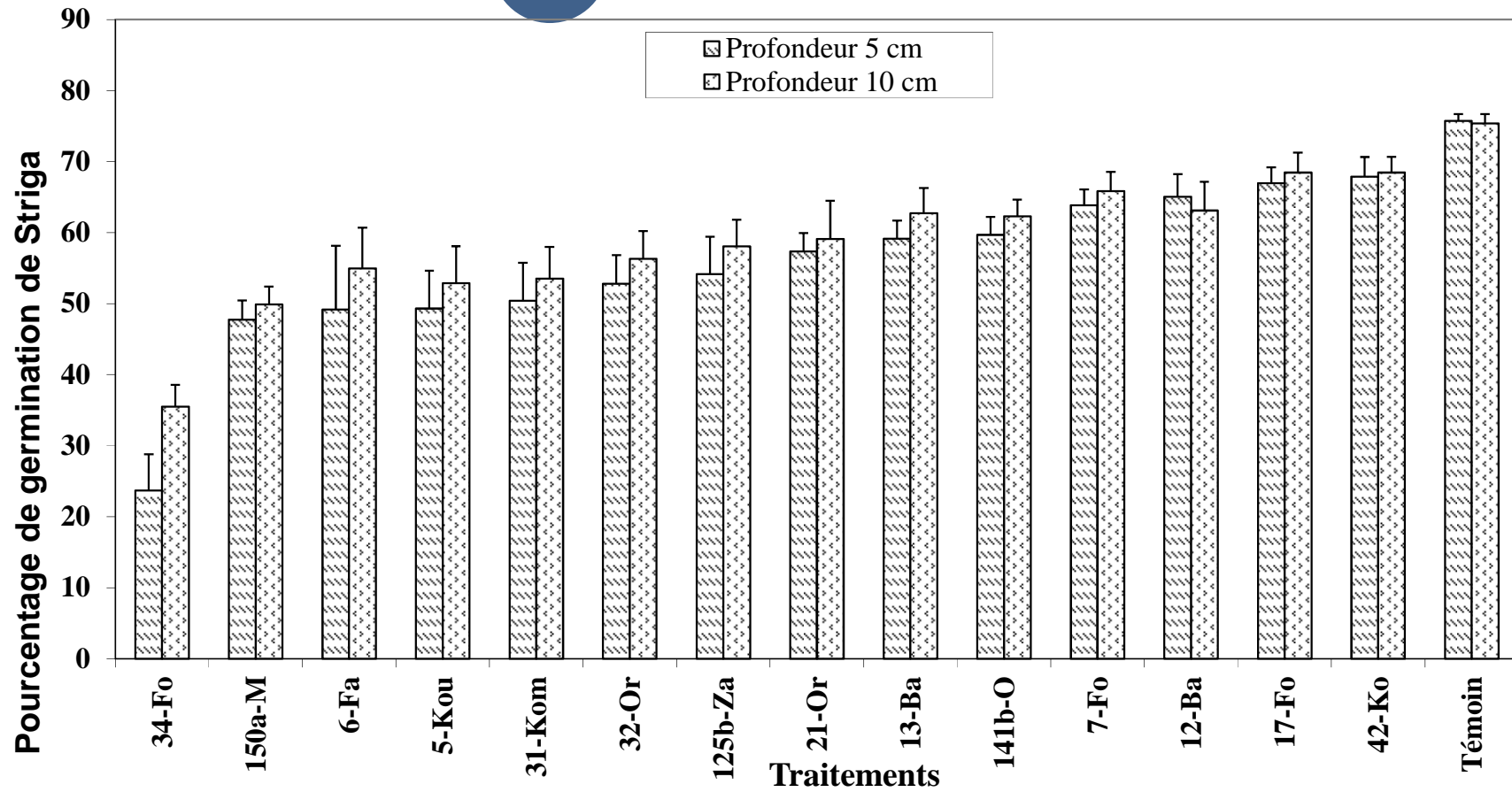


Figure 19: Influence de la profondeur d'enfouissement des graines de *Striga* sur l'efficacité des isolats de *Fusarium* à inhiber la germination des graines de *S. hermonthica* à 50 jours après le semis en serre (Kamboinsé, 2003).

Les lignes verticales représentent les erreurs standards des moyennes.

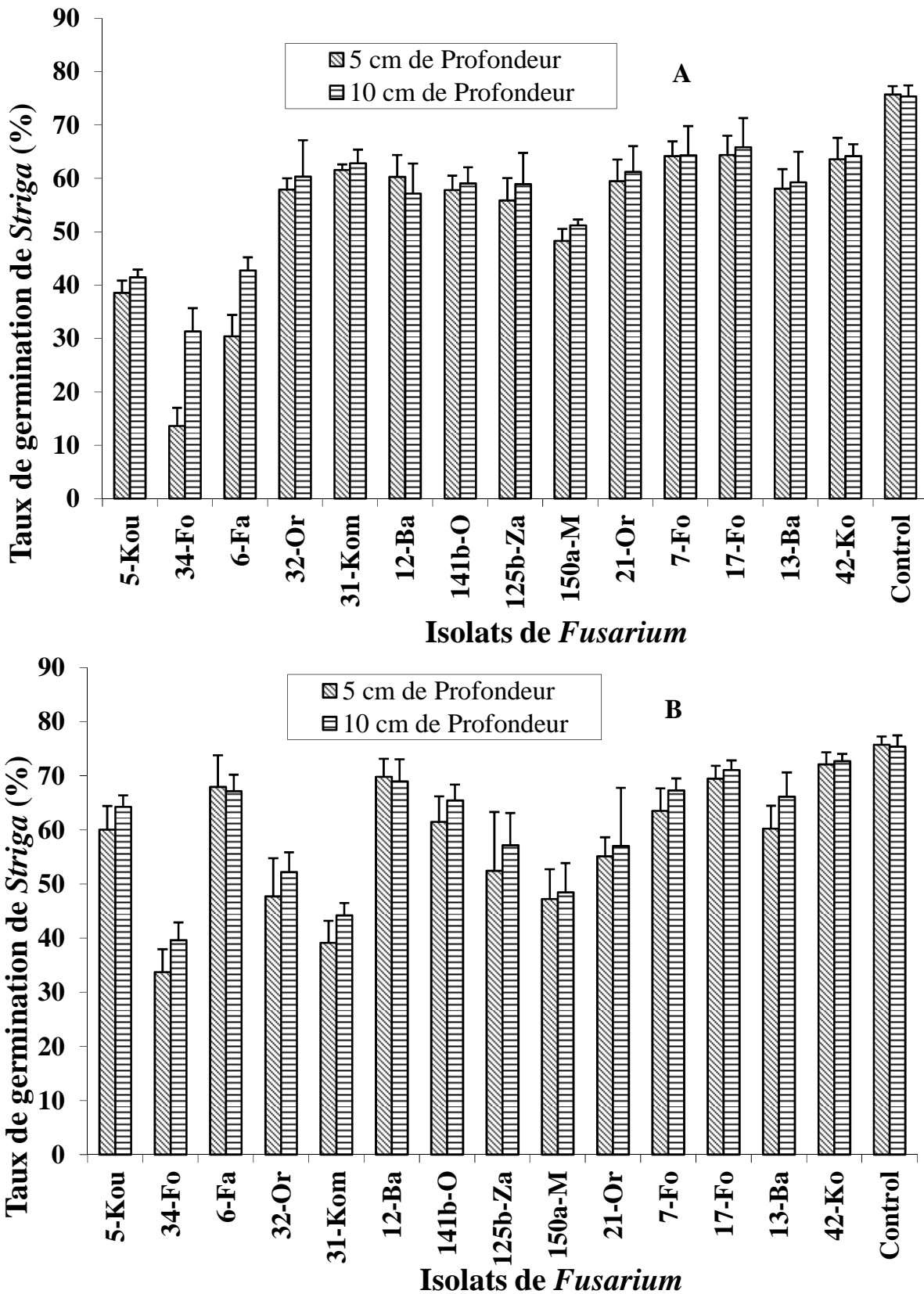


Figure 20: Effet des isolats de *Fusarium* cultivés sur le substrat compost (A) et le substrat tiges de sorgho (B) sur la germination des graines de *S. hermonthica* à 5 et 10 cm de profondeur, 50 jours après le semis en serre (Kamboinsé, 2003).

Les lignes verticales représentent les erreurs standards des moyennes.

3. Discussion

Des spores d'isolats de *Fusarium* utilisées en inoculation foliaire ont contribué fortement à réduire l'infestation de *S. hermonthica*. Un pourcentage de mortalité supérieur à 20% a été enregistré au 28^e jour après l'application de spores de cinq isolats: *Fusarium* spp. (6-Fa, 150a-M), *F. equiseti* (5-Kou, 32-Or) et *F. oxysporum* (34-Fo). Cependant, le pourcentage de mortalité le plus élevé (37,2%) des plants de *S. hermonthica* dû à l'inoculation des spores des isolats de *Fusarium* a été inférieur à 40% comparativement aux 43,7% à 89,1% obtenus avec des isolats endogènes du Nigeria (Marley *et al.*, 1999). Toutefois, les isolats de *Fusarium* testés ont réduit la vigueur des plants de *S. hermonthica* et par conséquent, la biomasse sèche de l'adventice a été réduite de plus de 48% sous l'effet de tous les isolats hormis *F. equiseti* 42-Ko. En réduisant fortement le nombre de *S. hermonthica* en fleurs/capsules au 28^e jour après leur inoculation, 10 isolats de *Fusarium* engendreraient une réduction quantitative de la production des graines de *S. hermonthica* contribuant à limiter l'augmentation du stock semencier de l'adventice dans le sol.

L'incorporation de *Fusarium* dans les cinq premiers cm du sol des pots révèle le potentiel d'efficacité des isolats à contrôler l'infestation du *S. hermonthica*. Cependant, ce potentiel s'avère inférieur à celui observé dans les conditions de laboratoire. En effet, excepté *F. oxysporum* 34-Fo, cette efficacité contre *S. hermonthica* s'observe différemment en fonction du substrat de culture des isolats. Ainsi, *Fusarium* sp. 6-Fa et *F. equiseti* 5-Kou semblent maîtriser l'émergence de *S. hermonthica* lorsqu'ils sont associés au substrat compost. Avec le substrat tiges, ce sont *Fusarium* sp 150a-M et *F. equiseti* (31-Kom, 32-Or) qui ont été efficaces.

En revanche, la vigueur et la biomasse sèche de *S. hermonthica* enregistrées avec les isolats cultivés sur les deux types de substrats ont été significativement réduites en comparaison avec celles enregistrées avec le témoin. L'effet du substrat de culture et celui de la position de l'inoculum sur l'efficacité des isolats à réduire la germination de *S. hermonthica* indiquent l'existence d'une interaction entre le substrat de culture et les isolats de *Fusarium*. Cette interaction découle du fait que le substrat semble influencer la performance des isolats et le compost comme substrat de culture semble favoriser l'expression de la pathogénicité des isolats de *Fusarium* en inhibant la germination des graines de *S. hermonthica*. Ces résultats rappellent ceux de Diarra *et al.* (1996) qui ont testé au Mali des morceaux de tiges et de la poudre de tiges de sorgho comme substrats de culture de l'isolat M12-4A de *F. oxysporum* contre *S. hermonthica*. Ces auteurs rapportent que l'isolat M12-4A est plus performant à réduire le nombre de *S. hermonthica* émergés quand il est cultivé sur le substrat composé de poudre de tiges que sur le substrat constitué de morceaux de tiges. D'autres substrats de culture notamment les grains, les tiges, les feuilles du sorgho, les tiges et les feuilles de *S. hermonthica* et le mélange farine de maïs/sable

ont aussi été évalués par Marley *et al.* (1999) comme substrats de culture des isolats de *F. oxysporum* contre *S. hermonthica*. Sur les cinq substrats, l'isolat PSM-197 de *F. oxysporum* s'est révélé plus performant à inhiber l'émergence de *S. hermonthica* quand il est cultivé sur le substrat grains de sorgho. Ainsi, nos résultats se rapprochent de ceux de Diarra *et al.* (1996), de Marley *et al.* (1999) qui ont observé que le substrat de culture influence l'efficacité de *Fusarium* à lutter contre *S. hermonthica*.

Ciotola *et al.* (1995) rapportent que l'isolat M12-4A de *F. oxysporum* n'excrète pas sa toxine composée d'acide fusarique lorsqu'il est cultivé sur le substrat tiges de sorgho. De ce fait, chacun des deux substrats utilisés dans notre étude influe probablement sur la capacité des isolats à excréter telle ou telle toxine et par conséquent à accroître leur pathogénicité. En outre, pour une même espèce de *Fusarium*, un ratio élevé de carbone sur l'azote (C/N) dans le milieu de culture induit de longues spores avec un nombre élevé de cloisons contrairement à l'effet d'un faible ratio C/N (Booth, 1971). Quant au phosphate neutre dans le milieu, il favorise la sporulation tout en diminuant le développement du mycélium aérien alors qu'un taux élevé de glucose dans le milieu induit l'effet contraire (Booth, 1971). Des deux substrats de culture utilisés, le compost résultant de la décomposition en anaérobie des résidus de récolte, de la bouse de vache et du Burkina phosphate devrait être plus riche en éléments nutritifs que les morceaux de tiges de sorgho qui n'ont pas été décomposés. Le taux de phosphore et le ratio C/N ont été respectivement de 0,52% et 11,15 dans le compost utilisé. Ces éléments chimiques ont été quasiment inaccessibles aux microorganismes dans le substrat tiges humidifiées dont le taux de glucose ne serait pas négligeable. Ainsi, la forte inhibition de la germination et du développement de *S. hermonthica* obtenue avec *Fusarium* quand les isolats sont associés au compost serait probablement due à une bonne sporulation des isolats avec de longues spores induite par ce milieu de culture dont les éléments chimiques (phosphore et C/N) contribueraient à l'amélioration de l'efficacité des isolats de *Fusarium* et à leur capacité à coloniser verticalement le sol.

En ce qui concerne la germination des graines de *S. hermonthica*, l'absence d'influence significative de la distance sur l'efficacité des isolats de *Fusarium* suggère que les isolats ont une habilité similaire à coloniser horizontalement le sol jusqu'à 10 cm. Cependant, la profondeur d'enfouissement affecte l'efficacité des isolats de *Fusarium* à inhiber la germination des graines de *S. hermonthica*. Cultivés sur les deux substrats de culture, l'augmentation de la profondeur d'enfouissement entraîne une réduction du nombre d'isolats de *Fusarium* efficaces à 50 jours après le semis. En effet, avec le substrat compost, tous les isolats ont inhibé significativement la germination des graines de *S. hermonthica* par rapport au témoin à 5 cm de profondeur d'enfouissement. A 10 cm de profondeur, 11 isolats ont inhibé la germination des graines de *S. hermonthica* comparés au témoin. Avec le substrat tiges de sorgho, huit isolats de *Fusarium* ont été efficaces sur la germination du *S. hermonthica* à 5 cm de profondeur alors que seulement 6 isolats l'ont été à 10 cm de profondeur. Dans

l'évaluation de l'efficacité de *F. oxysporum* (M12-4A) au champ au Mali (Diarra *et al.*, 1996), des inocula constitués de substrats de morceaux de tiges de sorgho ou de la poudre de tiges colonisés par l'isolat M12-4A ont été incorporés à 5 et 10 cm. Diarra *et al.* (1996) ont par contre montré que la profondeur d'incorporation n'affecte pas l'efficacité de l'inoculum sur le nombre de *S. hermonthica* émergés même 82 jours après le semis.

Pour une position donnée, une différence significative existe entre les isolats de *Fusarium* pour le pourcentage de germination des graines de *S. hermonthica*. En outre, l'étude révèle qu'il n'y pas d'interaction entre la position d'incorporation et les isolats de *Fusarium*; entre le substrat de culture, la position d'incorporation et les isolats de *Fusarium*. Une interaction entre le substrat de culture et les isolats de *Fusarium* améliore la virulence des isolats de *Fusarium* cultivés sur le substrat compost.

Le compost utilisé est caractérisé par 1,5% d'azote total appliqué à 85 kg N/ha. Cette dose d'azote, dont les formes nitrites et nitrates ne sont pas assimilables, est inférieure à celles recommandées pour lutter contre *S. hermonthica* notamment 120 kg N/ha (Thakre, 1994) et 280 kg N/ha (Robinson et Dowler, 1990). Thakre (1994) rapporte que 120 kg N/ha sont nécessaires pour surmonter l'effet dépressif du *Striga* et obtenir un bon rendement sur un sol infesté par *S. hermonthica*. Ainsi, les réductions d'infestation de *S. hermonthica* et l'amélioration des rendements de sorgho dans les pots traités avec *Fusarium* résulteraient plus de l'effet des isolats que de celui des substrats.

Il existe une corrélation négative et significative entre le rendement du sorgho et la biomasse sèche du *S. hermonthica* en serre ($a=-0,88$ ou $b=-0,93$). Cette corrélation montre que plus la biomasse sèche du *S. hermonthica* devient élevée, plus le rendement grains du sorgho diminue. De ce fait, l'augmentation de la biomasse sèche de *S. hermonthica* a un effet dépressif sur le rendement du sorgho. Pour une biomasse sèche de *S. hermonthica* comprise entre 0 et 30 g/pot, l'augmentation de cette biomasse de 1 g/pot entraîne une perte de rendement grains de sorgho. Cette perte est estimée entre 0,25 et 1,50 g/pot lorsque les isolats sont associés au substrat compost. Quand ils sont associés au substrat tiges, cette perte est estimée entre 0,33 et 1,53 g/pot.

Considérant la biomasse sèche totale de sorgho et le rendement grains du sorgho non infesté par *S. hermonthica*, l'effet des isolats cultivés sur le substrat compost ou tiges semble révéler l'existence d'un effet positif entre la culture de sorgho et certains isolats de *Fusarium*. Les isolats *F. equiseti* (5-Kou, 31-Kom, 21-Or) et *Fusarium* sp 6-Fa cultivés sur le substrat compost semblent améliorer la performance de production de sorgho. De ce fait dans les conditions d'infestation de *S. hermonthica*, l'application de ces quatre isolats devrait contribuer à minimiser l'effet du parasitisme de *S. hermonthica* sur la production du sorgho. Malheureusement, l'application de *F. equiseti* (31-Kom et 21-Or) sur le sorgho infesté par *S. hermonthica* n'a pas permis d'améliorer le rendement du sorgho par rapport au témoin. Lenzemo et Kuyper (2001) rapportent qu'en absence d'un champignon

mycorhizien, le parasitisme du *S. hermonthica* réduit la biomasse des variétés sensibles ou tolérantes de sorgho à des degrés différents. En cas d'inoculation, le champignon mycorhizien permet d'éviter les dommages dus au *S. hermonthica* uniquement sur la variété tolérante. Dans notre étude, la variété utilisée étant sensible au *S. hermonthica*, l'éventuel effet mycorhizien de *F. equiseti* (31-Kom, 21-Or) n'a pas eu d'impact sur la production de sorgho consécutive à l'effet dépressif du *S. hermonthica*.

4. Conclusion partielle

Cette étude révèle la possibilité de réduction de l'infestation du *S. hermonthica* par l'application directe des spores de *Fusarium* sur les plants de *Striga*. Toutefois, la lutte contre *S. hermonthica* à base de *Fusarium* de notre collection par ce mode d'application s'avère insuffisante. Cette étude met aussi en évidence l'amélioration de l'efficacité des isolats de *Fusarium* par le compost en comparaison avec le substrat tiges de sorgho. Dans la perspective de la restauration de la fertilité des sols au Burkina Faso, le compostage est en cours de vulgarisation. Ainsi, la production en masse de l'inoculum avec le compost comme substrat de culture peut être envisagée en milieu paysan avec moins de difficultés. La distance d'enfouissement des graines de *S. hermonthica* par rapport à l'inoculum n'a pas d'impact sur la performance des isolats de *Fusarium*. Par contre, la profondeur d'enfouissement des graines de *S. hermonthica* influe sur l'efficacité des isolats uniquement à 50 jours après l'enfouissement, et la germination de *S. hermonthica* est plus réduite à 5 cm de profondeur qu'à 10 cm de profondeur. Ainsi pour une bonne expression de la pathogénicité de *Fusarium*, il serait indiqué que l'inoculum soit incorporé au champ dans les cinq premiers cm du sol mais pas au-delà des 10 cm de profondeur.

TROISIEME PARTIE:

Evaluation de la pathogénicité des isolats de *Fusarium* et de la synergie d'action de ces isolats avec les méthodes culturales de lutte contre *Striga hermonthica* (Del.) Benth. en conditions naturelles

Introduction

Malgré de nombreuses études réalisées sur la biologie et les méthodes de lutte contre *Striga hermonthica*, l'éradication de la plante parasite s'avère difficile du fait de la complexité du type d'interaction biologique existant entre elle et son hôte. Des méthodes de lutte contre *S. hermonthica* ont été explorées au Burkina Faso. En effet, la lutte biologique à base d'insectes a fait l'objet d'investigation par Traoré *et al.*, (1996) afin de rechercher des espèces endogènes oligophages de *S. hermonthica*. La sélection variétale a été réalisée dans la perspective de mettre à la disposition des producteurs des variétés de sorgho résistantes au *S. hermonthica* (Olivier *et al.*, 1992). La recherche des substances végétales inhibitrices de la germination de *S. hermonthica* a été menée avec l'enfouissement des cosses de *Parkia biglobosa* dans le sol (Kambou *et al.*, 1999). Les méthodes culturales notamment l'arrachage, le sarclage mécanique, l'utilisation des herbicides (Traoré *et al.*, 2000, 2001) et l'usage des faux hôtes (Ouédraogo *et al.*, 2000) ont également été expérimentés. Ces différents auteurs travaillent toujours à améliorer l'efficacité des différentes méthodes isolement ou en association. C'est dans cette perspective que des possibilités d'utilisation des champignons pathogènes de *S. hermonthica* ont fait l'objet d'une investigation. Une évaluation de la pathogénicité en conditions naturelles s'avère un préalable avant d'envisager leur utilisation par les producteurs agricoles.

Dans cette étude, le compost est utilisé comme substrat nutritif pour le champignon. L'utilisation du compost se justifie par son effet améliorant des propriétés physico-chimiques du sol de même que l'efficacité des isolats de *Fusarium* déjà observé en milieu semi-contrôlé. La promotion du compostage étant d'actualité au Burkina Faso pour relever le niveau de la fertilité des sols, l'initiation des paysans à la culture des champignons sur le compost rencontrera moins de difficultés. Dans une approche de lutte intégrée, l'utilisation d'une variété de sorgho F2-20, d'une variété de niébé IT-89-KD-245 et de la fumure en complémentarité avec l'isolat 34-Fo de *Fusarium oxysporum* de notre collection est envisagée. *Fusarium oxysporum* 34-Fo est sélectionné pour son potentiel d'efficacité à inhiber la germination et le développement de *S. hermonthica* dans les conditions de laboratoire et de serre. La variété de sorgho F2-20 est retenue pour sa tolérance au *S. hermonthica* (Yonli, 1997). La variété rampante de niébé IT-89-KD-245 a été sélectionnée par l'IITA pour sa résistance à *S. gesnerioides*. Elle est utilisée dans cette étude comme un faux-hôte de *S. hermonthica* mais aussi à cause de l'effet de sa couverture du sol et de sa capacité à fixer l'azote atmosphérique en tant que légumineuse. Le choix d'une légumineuse comme faux-hôte et la fumure s'expliquent par le fait que leur utilisation contribue à la restauration de la fertilité des sols, élément défavorisant l'infestation des espèces de *Striga*.

Ainsi, trois essais portant sur la pathogénicité de *Fusarium*, l'effet synergique résultant de l'associations de *F. oxysporum* 34-Fo, de la variété tolérante (F2-20) de sorgho, du faux- hôte (niébé IT-89-KD-245) et de la fumure contre *S. hermonthica* sont étudiés sur un même site en conditions naturelles.

* Site de conduite des essais

Les essais ont été conduits en conditions naturelles à la station de recherches de Kouaré (11°95'03'' N et 0°30'58'' E). Le sol ayant abrité les essais est de type ferrugineux tropical lessivé, de texture sablo-limoneuse. La composition granulométrique de la couche de 0 à 40 cm de profondeur est la suivante: sable (79,95%), limon (14,16%) et argile (5,89%). Il est caractérisé par une acidité moyenne (5,77), un taux de matière organique de 1,93% avec des traces d'azote (0,05%), de phosphore (0,004%) et de potassium (0,05%). L'infestation du terrain par *S. hermonthica* évaluée les années précédentes était d'au moins 30 pieds/m².

La pluviométrie enregistrée en 2001 a été de 832,7 mm avec 62,33% des pluies en 28 jours durant la période végétative des cultures. Celle enregistrée en 2002 a été de 693,7 mm avec 57,91% de pluies en 29 jours durant la période végétative des cultures. Le mois le plus arrosé durant les deux campagnes agricoles a été celui d'août avec 240,5 mm enregistrés en 13 jours en 2001 et 195,9 mm en 12 jours en 2002.

Chapitre I: Criblage des isolats de *Fusarium* contre *Striga hermonthica* (Del) Benth. en conditions naturelles

1. Matériel et méthodes

Cette étude a pour objectif de tester en conditions naturelles l'efficacité de 14 isolats de *Fusarium* précédemment évalués *in vitro* contre *S. hermonthica*.

1.1. Matériel

Deux variétés de sorgho, S29 (sensible au *S. hermonthica*) et F2-20 (tolérante au *S. hermonthica*) ont été utilisées comme cultures hôtes. Le substrat constitué de compost stérilisé a été utilisé comme support nutritif de *Fusarium*. Les quatorze isolats de *Fusarium*: *Fusarium oxysporum* 34-Fo, *Fusarium equiseti* (5-Kou, 42-Ko, 31-Kom, 13-Ba, 21-Or, 32-Or, 17-Fo, 7-Fo) et *Fusarium* spp. (150a-M, 141b-O, 12-Ba, 6-Fa, 125b-Za) ont été utilisés comme des agents de lutte biologique contre *S. hermonthica*. Les compositions chimiques des composts sur lesquels les isolats de *Fusarium* ont été

cultivés en 2001 et en 2002 sont identiques. Leur composition chimique est décrite dans la deuxième partie de ce document.

1.2. Méthodes

Le compost est produit selon la méthode de Sedogo *et al.* (1999) avec le même matériel décrit dans la deuxième partie de ce document. L'inoculum est composé des isolats de *Fusarium* et du compost stérilisé à 120°C pendant 60 minutes comme substrat de culture. Trente (30) g de compost stérilisé ont été infestés avec 10 ml de suspension de 10^6 spores/ml de chacun des 14 isolats de *Fusarium*. L'ensemble a été incubé à 25-27°C durant 14 jours afin de permettre une bonne colonisation du compost par *Fusarium*.

Le semis a été réalisé au champ le 17 juillet en 2001 et le 23 juillet en 2002. L'écartement entre les lignes de semis du sorgho a été de 0,80 m et celui entre les poquets de semis a été de 0,40 m. La parcelle élémentaire de chaque traitement a été délimitée par une diguette juste après le semis afin d'éviter le ruissellement d'une parcelle à une autre pouvant entraîner une importante modification des traitements. Elle comprenait quatre lignes de semis de 2,4 m de longueur. Sa superficie a été de 5,76 m² et la parcelle utile a été constituée de deux lignes centrales avec une superficie de 1,92 m².

L'essai a été implanté suivant un dispositif expérimental en blocs de Fisher complètement randomisés à 4 répétitions. Les traitements en comparaison ont été les suivants:

T1: variété de sorgho (S29), sans aucun autre traitement (témoin standard);

T2: variété de sorgho (F2-20), sans aucun autre traitement (témoin);

T3: variété de sorgho (F2-20) + 30 g de substrat compost stérilisé / poquet;

T4 à T17: variété de sorgho (F2-20) + 30 g d'inoculum à base de *Fusarium* / poquet, soit 14 traitements correspondant à chacun des 14 isolats de *Fusarium*.

L'inoculum a été constitué de l'isolat de *Fusarium* et du substrat compost. L'inoculum et le substrat compost stérilisé ont été incorporés aux poquets de semis au moment du semis. La fumure minérale a été appliquée aux doses de 100kg de NPK/ha (formule 12-24-12) au semis et 50 kg d'urée/ha ((CO)₂NH₂, avec 46% N) à la montaison. Deux sarclages ont été effectués à 21 et 32 jours après le semis. A partir de 32 jours après le semis, à l'exception de *S. hermonthica*, les autres adventices ont été arrachées manuellement. Le sorgho a été traité à la floraison et au cours de la maturation avec le Décis (12,5 g de deltaméthrine/l) à la dose de 1 litre/ha contre les attaques des insectes (cécidomyie et punaises des panicules).

1.2.2. Mesure des paramètres

Les observations suivantes ont été réalisées dans la parcelle utile:

- phytotoxicité de l'inoculum sur les plants de sorgho;
- délai d'émergence des plants de *S. hermonthica*;
- nombre de plants de *S. hermonthica* émergés dans la parcelle utile, 4 à 12 semaines après l'émergence du premier plant de *S. hermonthica*;
- vigueur des plants de *S. hermonthica* à 85 et 106 jours après le semis selon l'échelle de 0 à 9 décrite par Hausmann *et al.* (2000);
- biomasse sèche de *S. hermonthica* à la récolte du sorgho;
- biomasse sèche des tiges, des panicules et des grains de sorgho.

1.2.3. Analyse statistique et expression des résultats

Les données ont été analysées à l'aide du logiciel SAS. Le nombre de plants de *S. hermonthica* émergés 4 à 12 semaines après la première émergence est utilisé pour calculer l'infestation cumulée (ASNPC). Le nombre de plants de *S. hermonthica* émergés à 85, 106 jours après le semis et l'ASNPC ont fait l'objet d'une analyse de variance. En ce qui concerne des composantes de rendement du sorgho, la comparaison des moyennes a concerné uniquement les traitements comportant la variété F2-20. La comparaison des moyennes des différentes variables a été faite selon le test de Fisher.

Le délai d'émergence de *S. hermonthica* est exprimé en nombre de jours écoulés depuis le semis avant la première émergence dans l'essai. Le taux d'infestation et l'infestation cumulée (ASNPC) de *S. hermonthica* sont exprimés en nombre de plants de *Striga* émergés / parcelle utile. La biomasse sèche de *S. hermonthica* et celle du sorgho sont exprimées en kg/ha.

2. Résultats

2.1. Effet de la variété de sorgho et de l'inoculum de *Fusarium* sur le délai d'émergence et la dynamique de l'infestation de *S. hermonthica*

Les résultats de l'effet variétal et de l'inoculum sur le délai d'émergence de *S. hermonthica* sont regroupés dans le tableau 18. Les nombres moyens de *S. hermonthica* comptés à 85 et 106 jours après le semis et l'infestation cumulée (ASNPC) sont respectivement présentés dans les figures 21 et 22. La sensibilité de la variété de sorgho S29 et la tolérance de la variété de sorgho F2-20 ont permis l'émergence du *S. hermonthica* dans toutes les parcelles. Dans le tableau 18, le délai moyen d'émergence du *S. hermonthica* dans les parcelles a été de 60 jours après le semis.

Tableau 18: Délai d'émergence, vigueur et biomasse sèche de *S. hermonthica* en fonction de la variété de sorgho et des inocula de *Fusarium* (Kouaré, 2001-2002).

Traitements	Délai d'émergence du <i>Striga</i>	Vigueur du <i>Striga</i>		Biomasse sèche du <i>Striga</i> (kg/ha)
		85 jours après semis	106 jours après semis	
34-Fo	72 a	1,50 f	1,63 e	9,77 g
5-Kou	69 ab	1,25 f	1,75 e	16,28 fg
150a-M	63 abc	1,50 f	1,75 e	20,83 efg
6-Fa	62 abc	2,00 def	2,38 de	32,55 d-g
21-Or	62 abc	1,88 def	2,25 de	44,92 c-g
12-Ba	62 abc	2,00 def	2,63 cde	45,57 c-g
32-Or	61 bc	1,88 def	2,38 de	37,11 d-g
13-Ba	60 bcd	2,63 bcd	3,13 bcd	64,45 b-f
17-Fo	60 bcd	3,00 bc	3,25 bcd	69,66 b-e
125b-Za	58 cd	1,75 ef	2,50 cde	33,85 d-g
141b-O	58 cd	2,50 cde	2,88 bcd	48,83 c-g
42-Ko	58 cd	3,38 b	3,75 b	72,27 b-e
31-Kom	57 cd	1,88 def	2,88 bcd	46,88 c-g
7-Fo	57 cd	3,13 bc	3,75 b	89,19 bc
F2-20 + Cp	57 cd	3,38 b	3,50 bc	73,57 bcd
F2-20	54 cd	3,38 b	3,88 b	108,07 b
S29	51 d	4,38 a	5,38 a	179,04 a
Moyennes	60	2,43	2,92	58,40
ppds	10,07	0,78	1,03	51,99
Erreur Std.	0,92	0,10	0,12	5,42

Le délai d'émergence du *S. hermonthica* est exprimé en jours après le semis. A l'intérieur d'une même colonne, les moyennes suivies de la même lettre ne sont pas significativement différentes par le test de Fisher au seuil de 1%.

L'infestation du *S. hermonthica* a été plus forte dans les parcelles témoins que dans les parcelles traitées par l'inoculum. Parmi les parcelles traitées, l'infestation a été considérablement réduite dans les parcelles inoculées avec *Fusarium oxysporum* 34-Fo et de *F. equiseti* 5-Kou où le nombre de *S. hermonthica* émergés 85, 106 jours après le semis a été inférieur à 10 plants/parcelle (figure 21). Sur la figure 22, les traitements sont ordonnés par ordre croissant de l'infestation cumulée de *S. hermonthica* obtenue par parcelle. Les inocula se sont distingués significativement pour leur effet à inhiber la germination des graines de *S. hermonthica* illustré par le délai d'émergence. L'émergence du *S.*

hermonthica a été en effet précoce (51 jours après le semis) dans le témoin standard constitué de la variété de sorgho S29. Ce délai d'émergence forme un même groupe homogène avec ceux des deux autres témoins (sorgho F2-20, sorgho F2-20+compost) et ceux de l'inoculum de sept isolats: *Fusarium* spp. (141b-O, 125b-Za), *Fusarium equiseti* (42-Ko, 31-Kom, 13-Ba, 17-Fo, 7-Fo). *Striga hermonthica* a émergé plus tardivement (72 jours après le semis) dans la parcelle traitée avec l'inoculum de *Fusarium oxysporum* 34-Fo dont le délai d'émergence a été équivalent à celui de cinq autres isolats: *Fusarium* spp. (150a-M, 12-Ba, 6-Fa), *F. equiseti* (5-Kou, 21-Or) (Tableau 18).

Une différence significative ($P < 0,0001$) existe entre les inocula pour leur effet à réduire dans les parcelles le nombre de *S. hermonthica* à 85 et 106 jours après le semis et l'ASNPC. En effet, à l'exception de la parcelle de sorgho F2-20, l'infestation de *Striga* dans les autres parcelles a été significativement plus faible par rapport à celle de la parcelle témoin standard (variété S29) 85 et 106 jours après le semis (figure 21). L'infestation du *S. hermonthica* a été réduite de 32 plants (soit 94,12%) dans les parcelles traitées avec les inocula de *F. equiseti* 5-Kou et *F. oxysporum* 34-Fo à 85 jours après le semis. Le nombre de *S. hermonthica* enregistré dans ces deux parcelles a été statistiquement équivalent à celui enregistré dans les parcelles ayant reçu l'inoculum de sept autres isolats à 85 jours après le semis. L'infestation de *S. hermonthica* a été fortement réduite 106 jours après le semis dans quatre parcelles inoculées de *Fusarium* spp. (150a-M, 125b-Za), *F. equiseti* 5-Kou, et *F. oxysporum* 34-Fo (figure 21).

L'inoculum de ces quatre isolats a permis une réduction du nombre de *S. hermonthica* de plus de 59 plants, soit plus de 83% à 106 jours après le semis. Le nombre de *S. hermonthica* observé dans ces quatre parcelles a été équivalent à celui enregistré à 106 jours après le semis dans les parcelles traitées avec les inocula de neuf autres isolats: *Fusarium* spp. (6-Fa, 141b-O, 12-Ba) et *F. equiseti* (32-Or, 31-Kom, 13-Ba, 21-Or, 17-Fo, 7-Fo) (figure 21).

En ce qui concerne l'infestation cumulée de *S. hermonthica*, l'ASNPC enregistré dans toutes les parcelles de F2-20 associé à l'inoculum a significativement été inférieur ($P < 0,0001$) à celui de la parcelle témoin standard (sorgho S 29). Excepté l'inoculum de *F. equiseti* 42-Ko, l'ASNPC obtenu avec l'inoculum constitué des autres isolats a été statistiquement inférieur à celui des traitements «sorgho F2-20» et «sorgho F2-20 associé au compost». Ces deux derniers traitements et le traitement comportant l'inoculum de *F. equiseti* 42-Ko forment un même groupe homogène. L'ASNPC a été plus faible avec le traitement comprenant l'inoculum de *F. oxysporum* 34-Fo qui a permis une réduction de 2329 soit 83,7% de l'infestation cumulée du *S. hermonthica*. L'ASNPC enregistré avec l'inoculum de *F. oxysporum* 34-Fo n'a pas été différent de celui obtenu avec l'inoculum de 11 autres isolats: *Fusarium* spp. (150a-M, 12-Ba, 141b-O, 6-Fa, 125b-Za) et *F. equiseti* (5-Kou, 32-Or, 31-Kom, 13-Ba, 21-Or, 17-Fo) (figure 22).

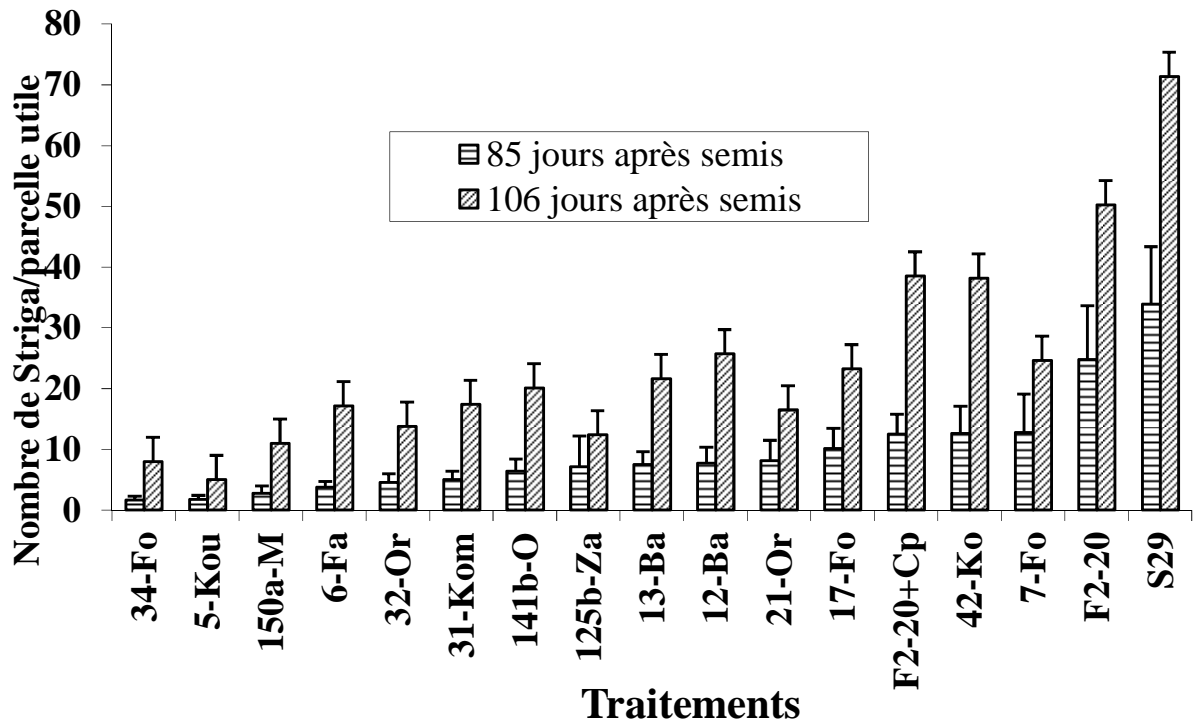


Figure 21: Dynamique de l'infestation de *S. hermonthica* en fonction de la variété de sorgho et des inocula de *Fusarium* utilisés (Kouaré, 2001-2002).

Les lignes verticales représentent les erreurs standards des moyennes.

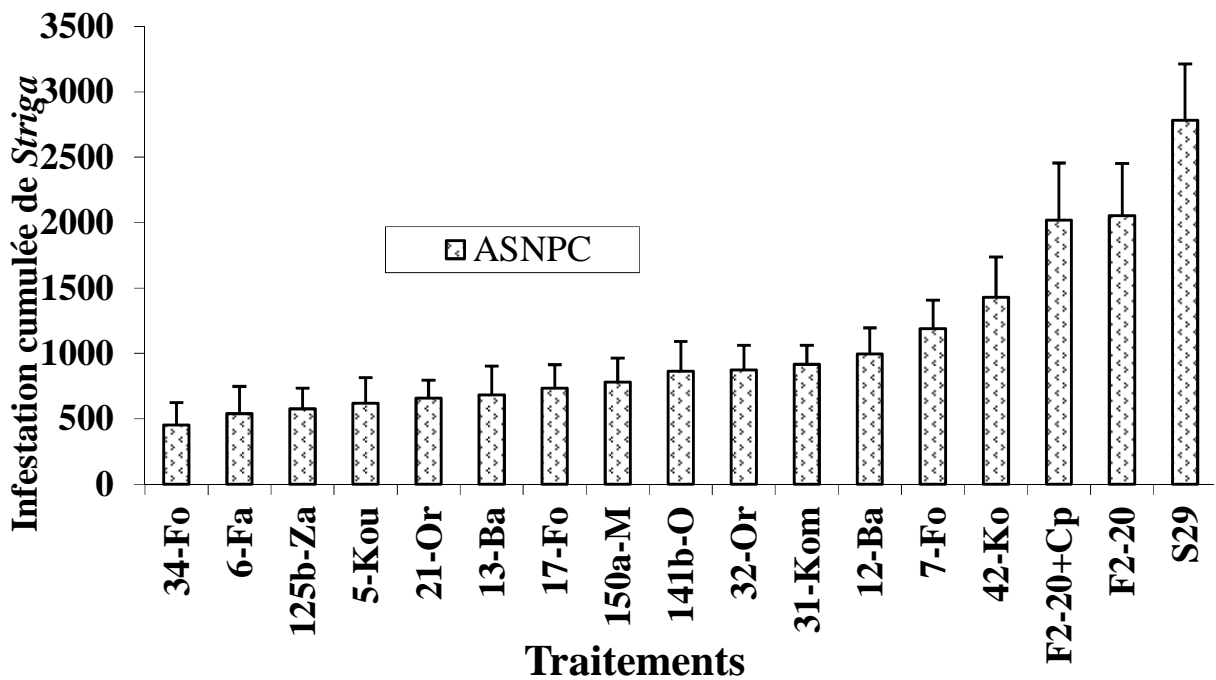


Figure 22: Infestation cumulée de *S. hermonthica*(ASNPC) en fonction de la variété de sorgho et des inocula de *Fusarium* utilisés (Kouaré, 2001-2002).

Les lignes verticales représentent les erreurs standards des moyennes.

2.2. Effet de l'inoculum de *Fusarium* sur le développement végétatif de *S. hermonthica*

Les résultats de l'effet de l'inoculum sur la vigueur des plants et la biomasse sèche de *S. hermonthica* sont regroupés dans le tableau 18. Dans ce tableau, on remarque que dans la parcelle inoculée de *F. oxysporum* 34-Fo, la vigueur des plants (2) et la biomasse sèche de *S. hermonthica* (10 kg/ha) sont considérablement réduites en comparaison avec le témoin où la vigueur et la biomasse sont respectivement égales à 5 et 179 kg/ha.

L'analyse de variance révèle une différence significative entre les traitements pour leur capacité à réduire la vigueur des plants de *S. hermonthica*. En effet, la vigueur des plants de *S. hermonthica* a fortement été réduite par neuf inocula à 85 jours après le semis et par huit inocula à 106 jours après le semis. Les inocula constitués de *Fusarium* sp 150a-M, *F. equiseti* 5-Kou et *F. oxysporum* 34-Fo ont fortement réduit le développement du *S. hermonthica*.

Quant à la biomasse sèche de *S. hermonthica*, une différence significative est révélée entre les traitements. En effet, la biomasse sèche de *S. hermonthica* a été réduite de plus de 130 g (73%) par neuf inocula (tableau 18). La plus faible biomasse sèche du *S. hermonthica* a été enregistrée avec neuf inocula. Parmi ces inocula, ceux de *F. equiseti* 5-Kou et *F. oxysporum* 34-Fo ont été les plus efficaces avec respectivement une réduction de 157,76 g (90,6%) et 164,27 g (94,4%) de la biomasse sèche de *S. hermonthica*.

2.3. Rendement du sorgho sous l'action de l'inoculum de *Fusarium* sur l'infestation de *S. hermonthica*

Les moyennes de la biomasse sèche aérienne et du rendement en grains de sorgho enregistrées sous l'action des inocula sur *S. hermonthica* sont consignées dans le tableau 19. La biomasse sèche aérienne et le rendement grains du sorgho sont respectivement inférieurs à 2 t/ha et 0,5 t/ha dans la parcelle témoin (F2-20). Par contre, dans les parcelles inoculées, la biomasse aérienne sèche varie de 2,5 t/ha à 4,4 t/ha et le rendement grains de 0,6 t/ha à 1 t/ha (tableau 19). L'analyse de variance révèle une différence significative entre les traitements pour les deux variables. La biomasse sèche aérienne la plus élevée a été obtenue avec l'inoculum de *F. oxysporum* 34-Fo (4 433,6 kg/ha). Cette biomasse n'a été significativement supérieure par rapport à celles enregistrées avec les inocula de *F. equiseti* (31-Kom, 7-Fo, 17-Fo, 42-Ko) et avec les témoins (sorgho F2-20 et sorgho F2-20 associé au compost).

Tableau 19: Biomasse aérienne et rendement grains de sorgho en fonction de la variété de sorgho et des inocula de *Fusarium* utilisés, sur *S. hermonthica* (Kouaré, 2001-2002).

Traitements	Biomasse aérienne sèche du sorgho (kg/ha)	Rendement grains du sorgho (kg/ha)
34-Fo	4433,60 a	1009,10 a
125b-Za	4254,60 ab	833,30 ab
13-Ba	3886,70 abc	657,60 bc
150a-M	3717,40 abc	869,10 ab
6-Fa	3626,30 abc	859,40 ab
21-Or	3391,90 abc	755,20 abc
5-Kou	3375,70 abcd	872,40 ab
12-Ba	3365,90 abcd	660,80 bc
32-Or	3294,30 abcd	784,50 ab
141b-O	3089,20 abcd	709,60 abc
31-Kom	2988,30 bcd	703,10 abc
7-Fo	2942,70 bcd	641,30 bc
F2-20 + Cp	2838,50 bcd	579,40 bc
17-Fo	2740,90 cd	654,30 bc
42-Ko	2513,00 cd	595,70 bc
F2-20	1933,60 d	426,40 c
Moyenne	3274,54	725,71
ppds	1442,60	329,90
Erreur Standard	132,72	30,24

A l'intérieur d'une même colonne, les moyennes suivies de la même lettre ne sont pas significativement différentes par le test de Fisher au seuil de 10%.

Une différence de plus de deux tonnes a été observée entre les biomasses sèches aériennes de sorgho obtenues avec les inocula de *Fusarium* sp 125b-Za, *F. oxysporum* 34-Fo et celle du témoin sorgho F2-20. En ce qui concerne le rendement grains de sorgho, seuls les rendements enregistrés avec les inocula de six isolats: *F. oxysporum* 34-Fo, *F. equiseti* (125b-Za, 5-Kou, 32-Or) et *Fusarium* spp. (150a-M, 6-Fa) ont été significativement plus élevés que celui du témoin sorgho F2-20. L'effet de l'inoculum comprenant *F. oxysporum* 34-Fo a permis un gain supplémentaire de 582,70 kg grains de sorgho par rapport au témoin sorgho F2-20 (tableau 19), soit plus du double.

3. Discussion

Des travaux effectués dans la sous région Ouest-africaine, portant sur l'utilisation de *Fusarium* contre *S. hermonthica*, ont montré que les isolats de *Fusarium* nuisibles à *S. hermonthica* sont sans dommages sur le sorgho (Ciotola *et al.*, 1995; Abbasher et Sauerborn, 1995; Abbasher *et al.*, 2002). Les isolats de *Fusarium* utilisés dans notre étude n'ont pas provoqué de phytotoxicité sur les plants de sorgho durant les deux campagnes agricoles.

Dans la présente étude, les inocula ont été incorporés seulement dans les poquets de semis alors que l'incorporation de l'inoculum à toute la parcelle pouvait être aussi envisagée. Des études antérieures ont montré au Burkina Faso que l'incorporation de l'inoculum dans les poquets de semis ne limite pas l'efficacité de l'isolat de *Fusarium* sur *S. hermonthica*. En effet, Yonli *et al.* (2004) rapportent qu'il n'y avait pas de différences significatives entre le délai d'émergence, le nombre de plants émergés et la biomasse sèche de *S. hermonthica* enregistrés dans les parcelles où l'inoculum a été incorporé uniquement dans les poquets de semis et ceux obtenus dans les traitements où l'inoculum a été appliqué à toute la parcelle.

La précocité d'émergence de *S. hermonthica* dans les parcelles comportant la variété de sorgho S29 confirme la sensibilité de cette variété vis-à-vis ce parasite. La différence significative de délai d'émergence de *S. hermonthica* observée en fonction des inocula traduit la différence d'efficacité des isolats à inhiber la germination des graines de *S. hermonthica* ou le développement des plantules souterraines. *Fusarium* spp. (150a-M, 12-Ba, 6-Fa), *F. equiseti* (5-Kou, 21-Or) et *F. oxysporum* 34-Fo ont induit une émergence plus tardive de *S. hermonthica* dans les parcelles, confirmant ainsi le potentiel de leur pathogénicité observée en milieu contrôlé sur la germination de *S. hermonthica*. Seuls quatre isolats: *Fusarium* spp. (150a-M, 6-Fa), *F. equiseti* 5-Kou et *F. oxysporum* 34-Fo contribuent significativement à réduire l'infestation de *S. hermonthica* à 85 et 106 jours après le semis et

l'infestation cumulée (ASNPC). Ces quatre isolats semblent ainsi les plus adaptés aux conditions agroécologiques du milieu et *F. oxysporum* 34-Fo se révèle le plus efficace.

Au Mali, l'incorporation de 450 et 600 kg/ha de glumes de sorgho colonisés par l'isolat M12-4A de *F. oxysporum* a réduit de plus de 70% le nombre de plants de *S. hermonthica* émergés (Diarra, 1998). Au Nigeria, l'émergence de *S. hermonthica* a aussi été réduite de 95% dans des parcelles de sorgho de la variété résistante (Samsorg 40) ou tolérante (Yar'ruruka) où 5 g de grains de sorgho colonisés par l'isolat PSM 197 de *F. oxysporum* ont été incorporés dans les poquets au moment du semis (Marley *et al.*, 2004).

Le meilleur paramètre d'estimation de l'infestation du *S. hermonthica* est la biomasse de *Striga* à la récolte (Hess, 1989). Dans notre étude, la biomasse sèche de *S. hermonthica* a été réduite de plus de 72% par huit isolats: *Fusarium* spp. (141b-O, 150a-M, 12-Ba, 6-Fa, 125b-Za), *F. equiseti* (5-Kou, 32-Or) et *F. oxysporum* 34-Fo. En analysant uniquement les valeurs de la biomasse sèche de *S. hermonthica* enregistrées, l'infestation par *S. hermonthica* a été significativement réduite dans les parcelles traitées avec les inocula des huit isolats. Ces huit isolats sont de ce fait des agents biologiques potentiels de lutte contre *S. hermonthica* dans les conditions naturelles de la zone soudanienne.

Le traitement constitué de la variété de sorgho F2-20 associée au compost diffère du témoin standard (sorgho S29) avec des valeurs plus faibles du nombre de *S. hermonthica* émergés, de la vigueur du *Striga* 85 et 106 jours après le semis et de l'ASNPC. L'effet de ce traitement sur l'infestation de *S. hermonthica* et sur son développement pourrait être dû en partie à l'effet des composantes physico-chimiques du compost dont l'azote. En effet, l'azote inhibe la germination de *S. hermonthica* (Pesch et Pieterse, 1982) et/ou affecte l'exsudation de l'hôte (Cechin et Press, 1993). En tenant compte des quantités de compost appliquées par parcelle utile (937,5 kg/ha avec 1,50%N en 2001 et 1,28% N en 2002), ces quantités s'avèrent insuffisantes pour réduire l'infestation de *S. hermonthica*. Les doses d'engrais préconisées en effet pour lutter contre *S. hermonthica* varient de 120 kg N/ha (Thakre, 1994) à 280 kg N/ha (Robinson et Dowler, 1990). La réduction de l'infestation de *S. hermonthica* par le traitement sorgho F2-20 associé au compost en comparaison avec le traitement sorgho F2-20 sans compost nous amène à formuler l'hypothèse selon laquelle nos sols contiennent probablement des micro-organismes (champignons microscopiques et bactéries) potentiellement pathogènes au *S. hermonthica*, qui se développeraient en présence d'un substrat de culture. Bénéficiant donc de l'effet additif des pathogènes présents dans le sol, tous les traitements constitués d'inoculum devraient se démarquer du traitement constitué uniquement de sorgho F2-20 associé au compost de par leur efficacité individuelle vis-à-vis de *S. hermonthica*. L'absence de différence significative souvent constatée entre certains traitements sorgho F2-20 associé à l'inoculum et le traitement sorgho F2-20 associé au compost pourrait être due à une

incompatibilité ou à une compétition entre certains isolats de *Fusarium* cultivés au laboratoire et les microorganismes pathogènes supposés être présents dans le sol.

L'incorporation de l'inoculum entraîne un gain supplémentaire de rendement grains de 169,3 kg/ha à 582,7 kg/ha et de 16,3 kg/ha à 429,7 kg/ha respectivement par rapport aux rendements grains obtenus dans les parcelles de sorgho F2-20 et sorgho F2-20 associé au compost. L'incorporation de 450 kg/ha et 600 kg/ha de glumes de sorgho colonisés par l'isolat M12-4A de *F. oxysporum* avait permis une augmentation du rendement grains de sorgho de plus de 80% comparé au témoin (Diarra, 1998). Marley *et al.* (2004) ont également observé une augmentation de 49,6% du rendement grains de sorgho dans les parcelles associant la tolérance du sorgho (Samsorg 40/Yar'ruruka) et l'effet de *F. oxysporum* (PSM 197).

4. Conclusion partielle

Le criblage au champ, de 14 isolats de *Fusarium* révèle des différences de niveaux d'efficacité contre *S. hermonthica*. Quatre isolats: *Fusarium* spp. (150a-M, 6-Fa), *F. equiseti* 5-Kou, et *F. oxysporum* 34-Fo semblent posséder un niveau d'efficacité significatif pour la réduction de l'infestation par *S. hermonthica*. De ces quatre isolats, *F. oxysporum* 34-Fo se révèle le plus efficace contre *S. hermonthica*. Cette étude suggère l'existence probable d'agents pathogènes nuisibles à *S. hermonthica* déjà présents dans le sol. Cependant, l'effet résultant de l'interaction entre les isolats de *Fusarium* incorporés dans le sol et les d'agents pathogènes telluriques locaux sur *S. hermonthica* semble inférieur à l'effet individuel de chacun des deux groupes.

Malgré l'infestation de *S. hermonthica*, le rendement grains du sorgho n'a pas été nul avec le témoin (F2-20). Le rendement grains ainsi obtenu serait dû à la tolérance de cette variété de sorgho; le rendement a été amélioré avec l'utilisation du compost inoculé par l'isolat 34-Fo de *F. oxysporum*.

L'utilisation des isolats de *Fusarium* ne permet pas une inhibition totale de l'infestation de *S. hermonthica* dans les parcelles traitées avec l'inoculum. Ainsi, la lutte biologique à base de *Fusarium* s'illustre comme une composante potentielle dans une stratégie de lutte intégrée contre *S. hermonthica*.

Chapitre II: Etude de l'effet de certaines pratiques culturales (variété tolérante, association sorgho - culture faux-hôte) combinées à l'inoculum de *Fusarium* dans la lutte contre *Striga hermonthica* (Del.) Benth.

Introduction

L'infestation du *Striga* prend de l'ampleur en Afrique en raison de la sur-exploitation des terres liée à une croissance démographique (Berner *et al.*, 1995). Toutefois, l'importance des dégâts dus au *Striga* est fonction des conditions écologiques, des systèmes et pratiques culturaux, du niveau des connaissances écologiques et agronomiques des producteurs. Au Burkina Faso, les méthodes culturelles traditionnelles de lutte contre le *Striga* les plus pratiquées sont la jachère, l'application de la fumure, la rotation culturale, le traitement des semences avec de la poudre de cosses de néré (*Parkia biglobosa*) avant le semis (Yonli, 1997). Ces pratiques prises isolément ne permettent pas de réduire l'infestation de *S. hermonthica* à un niveau acceptable (Traoré et Yonli, 2001b). La jachère est de moins en moins pratiquée de nos jours du fait de la réduction des terres cultivables liée à la poussée démographique.

La tolérance d'une variété est définie comme sa capacité à survivre et à donner un rendement satisfaisant malgré une forte infestation du *Striga*. Malheureusement, elle présente l'inconvénient d'augmenter le stock de graines de *Striga* dans le sol, occasionnant ainsi une forte infestation à long terme. L'association céréales-légumineuses est un système de culture très courant garantissant un minimum de récolte malgré les caprices saisonniers. Elle est rarement utilisée au Burkina Faso par les producteurs pour lutter contre *S. hermonthica*. L'association d'une céréale à une légumineuse rampante est une méthode de lutte culturale contre *S. hermonthica* quand la densité des poquets de semis des deux cultures est quasi proportionnelle.

La présente étude est basée sur l'hypothèse que l'utilisation d'une variété tolérante de céréale associée à une légumineuse faux-hôte comme le niébé devraient contribuer à minimiser les pertes de production dues à *S. hermonthica* dans un champ infesté. En outre, les plantes rampantes comme le niébé créent un micro-climat au niveau du sol caractérisé par une plus faible température et par un taux d'humidité élevé propices au développement des champignons.

Pour éliminer les plants de *Striga* qui auraient échappé à l'effet de la couverture du sol par la légumineuse, des champignons pathogènes à *S. hermonthica* pourraient être utilisés. La combinaison de l'association d'une céréale tolérante à une légumineuse faux-hôte et l'utilisation des isolats de *Fusarium* pourrait aussi être plus efficace dans la lutte contre *S. hermonthica*.

Cette étude entre dans ce cadre avec pour objectifs de préciser:

- a) l'effet résultant de l'association d'une variété tolérante de sorgho à une légumineuse faux-hôte (niébé) sur la performance de *Fusarium oxysporum* ;
- b) l'effet synergique de l'association culturale notamment une variété tolérante de sorgho avec une légumineuse faux-hôte (niébé) et l'utilisation de *Fusarium oxysporum* contre *S. hermonthica*.

1. Matériel et méthodes

1.1. Matériel

Deux variétés de sorgho, S29 (sensible) et F2-20 (tolérante) à *S. hermonthica* ont été utilisées comme cultures hôtes. La variété de niébé IT-89-KD-245, résistante à *S. gesnerioides* (plante parasite du niébé) a été utilisée comme faux-hôte pour *S. hermonthica*. L'isolat 34-Fo de *Fusarium oxysporum* a été utilisé comme agent de lutte biologique. Le compost, stérilisé à l'autoclave à 120°C pendant 60 minutes, a servi de support nutritif pour l'isolat.

1.2. Méthodes

L'inoculum a été produit selon la méthode décrite dans la 2^e partie du présent document. Le semis a été réalisé le 17 juillet en 2001 et le 23 juillet en 2002. L'écartement entre les lignes de semis a été de 0,80 m et celui entre les poquets de semis de 0,40 m aussi bien pour le sorgho que pour le niébé. La parcelle élémentaire de chaque traitement a été délimitée par une diguette juste après le semis afin d'éviter le ruissellement d'une parcelle à une autre pouvant entraîner une importante modification des traitements. Chaque parcelle élémentaire comportait six lignes de semis de 2,4 m de longueur et 4 m de largeur soit une superficie de 9,6 m². Les parcelles de cultures associées en lignes alternées comportaient trois lignes de niébé et trois lignes de sorgho. La parcelle utile de cultures associées a été constituée de quatre lignes centrales (deux lignes de sorgho et de deux lignes de niébé) soit une superficie de 3,84 m².

La parcelle utile de culture pure de sorgho a été constituée de deux lignes centrales, soit une superficie de 1,92 m².

L'essai a été implanté suivant un dispositif expérimental en blocs de Fisher complètement randomisés à quatre répétitions. Les traitements en comparaison ont été les suivants:

- A: variété de sorgho S29, sans aucun autre traitement (témoin standard);
- B: variété de sorgho F2-20, sans aucun autre traitement (témoin);
- C: variété de sorgho F2-20 + 30 g de substrat compost stérilisé sans *Fusarium* / poquet;
- D: variété de sorgho F2-20 associée au niébé en lignes alternées;
- E: variété de sorgho F2-20 associée au niébé en lignes alternées + 30 g de substrat compost stérilisé sans *Fusarium* / poquet;
- F: variété de sorgho F2-20 + 30 g d'inoculum / poquet;
- G: variété de sorgho F2-20 associée au niébé en lignes alternées + 30 g d'inoculum / poquet.

L'inoculum et le substrat compost stérilisé ont été incorporés aux poquets au moment du semis. Le semis du niébé a été réalisé 14 jours après celui du sorgho afin de réduire la compétition entre les deux cultures. La fumure minérale a été appliquée aux doses de 100kg de NPK/ha (formule 12-24-12) au semis et 50 kg d'urée/ha ((CO)₂NH₂, avec 46% N) à la montaison. Deux sarclages ont été effectués à 21 et 32 jours après le semis. A partir de 32 jours après le semis, à l'exception de *S. hermonthica*, les autres adventices ont été arrachées manuellement. Le sorgho a été traité à la floraison et au cours de la maturation avec le Décis (12,5 g de deltaméthrine/l) à la dose de 1 l/ha de produit commercial contre les attaques des insectes (cécidomyie et punaises des panicules). Le niébé a été aussi traité respectivement à l'apparition des boutons floraux, à la floraison et au moment de la formation des gousses avec le Décis, à la même dose.

1.2.2. Mesure des paramètres

Les observations suivantes ont été réalisées dans la parcelle utile:

- phytotoxicité de *Fusarium oxysporum* 34-Fo sur les plants de sorgho et du niébé;
- nombre de plants de *S. hermonthica* émergés dans la parcelle utile, 4 à 12 semaines après l'émergence du premier plant de *S. hermonthica*;
- vigueur des plants de *S. hermonthica* à 80 et 101 jours après le semis, selon l'échelle de 0-9 décrite par Haussmann *et al.* (2000);
- biomasse sèche de *S. hermonthica* à la récolte du sorgho;
- biomasse sèche des tiges, des panicules et des grains de sorgho ;
- poids sec des gousses et des grains de niébé.

1.2.3. Analyse statistique et expression des résultats

Les données ont été analysées à l'aide du logiciel SAS. Le nombre de plants de *S. hermonthica* émergés de 4 à 12 semaines après la première émergence est utilisé pour calculer l'infestation cumulée (ASNPC). Le nombre de plants de *S. hermonthica* émergés 80, 101 jours après le semis, l'ASNPC, la vigueur, la biomasse sèche de *S. hermonthica*, les composantes de rendement du sorgho et du niébé ont fait l'objet d'une analyse de variance suivie de la séparation des moyennes selon le test de Fisher. S'agissant des composantes de rendement du sorgho, la comparaison des moyennes selon le test de Fisher a concerné uniquement les traitements comportant la variété de sorgho F2-20.

Le délai d'émergence de *S. hermonthica* est exprimé en nombre de jours écoulés depuis le semis avant la première émergence dans l'essai. Le taux d'infestation et l'infestation cumulée (ASNPC) de *S. hermonthica* sont exprimés en nombre de plants de *Striga* émergés/m². Les biomasses sèches de *S. hermonthica*, du niébé et du sorgho sont exprimées en kg/ha.

2. Résultats

2.1. Effet des pratiques culturales (variété de sorgho, association sorgho/niébé) combinées à l'inoculum de *Fusarium* sur le délai d'émergence et la dynamique de l'infestation de *S. hermonthica*

Le délai d'émergence, le nombre de plants émergés et l'infestation cumulée (ASNPC) de *S. hermonthica* enregistrés dans les différents traitements sont présentés dans le tableau 20. La sensibilité de la variété de sorgho S29 et la tolérance de la variété de sorgho F2-20 ont permis l'émergence de *S. hermonthica* dans toutes les parcelles. Le délai moyen d'émergence dans les parcelles est de 55 jours après le semis. Le taux d'infestation de *S. hermonthica* 101 jours après le semis dans les traitements G et F a été de un plant/m² contre 19 plants/m² dans le témoin avec l'ASNPC le plus élevé. Les traitements se sont distingués ($P < 0,003$) pour le délai d'émergence du *S. hermonthica*. L'émergence a été précoce dans la parcelle témoin (45 jours après le semis), tardive dans les traitements G (64 jours après le semis) et F (62 jours après le semis) (tableau 20). L'émergence du *S. hermonthica* a été plus tardive dans tous les traitements comportant le niébé ou l'inoculum de *Fusarium*.

L'analyse de variance révèle une différence hautement significative ($P < 0,0001$) entre les traitements pour le nombre de *S. hermonthica* émergés à 80 et 101 jours après le semis et pour l'infestation cumulée de *S. hermonthica* (ASNPC). Le nombre de plant de *S. hermonthica* enregistré en effet à 80 et 101 jours après le semis a été le plus faible dans les traitements E, F et G. Ces trois traitements ont réduit l'infestation de *S. hermonthica* d'au moins 6 plants/m² à 80 jours après le semis et

de plus de 10 plants/m² à 101 jours après le semis. Des trois traitements, l'effet du traitement G a été le plus marqué. L'infestation cumulée de *S. hermonthica* a été considérablement limitée dans tous les traitements associant le sorgho F2-20 à l'inoculum de *Fusarium* et/ou au niébé à 80 et 101 jours après le semis. L'ASNPC a significativement été réduite dans les deux traitements comportant l'inoculum de *Fusarium*. Les autres traitements comportant la variété de sorgho F2-20 ont enregistré des taux de réduction de l'ASNPC compris entre 98 plants/m² (21,49%) et 267 plants/m² (58,55%) (tableau 20).

Tableau 20: Délai d'émergence, nombre de plants émergés, vigueur et biomasse de *S. hermonthica* obtenus sous l'effet de la variété tolérante du sorgho, de l'inoculum de *Fusarium* et de l'association sorgho-niébé (Kouaré, 2001 – 2002)

Traitements	Délai d'émergence de <i>Striga</i>	Nombre de <i>Striga</i> / m ²			Vigueur du <i>Striga</i>		Biomasse sèche <i>Striga</i> (kg/ha)
		80 jours après semis	101 jours après semis	ASNPC par m ²	80 jours après semis	101 jours après semis	
G	64 a	0,23 c	0,91 d	118,38 c	1,25 d	1,57 e	3,26 c
F	62 ab	0,46 c	1,04 d	119,09 c	2,00 c	1,88 de	16,28 bc
E	56 abc	0,52 c	2,34 cd	188,76 bc	2,00 c	2,25 cd	8,14 c
D	56 abc	1,76 bc	8,98 bc	315,53 ab	1,88 c	2,25 cd	50,78 abc
B	53 bcd	2,08 bc	10,22 b	304,50 abc	2,88 ab	3,13 b	65,10 ab
C	51 cd	4,95 ab	12,57 ab	357,54 ab	2,38 bc	2,75 bc	65,10 ab
A	45 d	8,20 a	19,21 a	456,25 a	3,38 a	4,63 a	94,40 a
Moyenne	55	2,60	7,90	265,72	2,25	2,65	43,29
ppds	9,50	3,66	7,82	195,02	0,59	2,01	53,39
Erreur Std.	1,45	0,59	1,30	29,21	0,11	0,15	7,97

Le délai d'émergence est exprimé en jours après le semis. A l'intérieur d'une même colonne, les moyennes suivies de la même lettre ne sont pas significativement différentes selon le test de Fisher au seuil de 1%.

A: Sorgho S29

B: Sorgho F2-20

C: F2-20 + Compost stérilisé

D: F2-20 + Niébé

E: F2-20 + Niébé + Compost stérilisé

F: F2-20 + Inoculum

G: F2-20 + Niébé + Inoculum

2.2. Effet de l'inoculum de *Fusarium* et de l'association sorgho/niébé sur le développement végétatif de *S. hermonthica*

L'indice moyen de vigueur et la biomasse sèche moyenne de *S. hermonthica* obtenus sous l'effet des traitements sur *S. hermonthica* sont regroupés dans le tableau 20. L'indice moyen de la vigueur des plants de *S. hermonthica* dans les traitements D, E, F et G a été inférieur ou égale à 2, 80 et 101 jours après le semis. La biomasse sèche de *S. hermonthica* dans les traitements C et E a été inférieure de 10 kg/ha contre 94 kg/ha dans la parcelle témoin S29 (tableau 20). Une différence hautement significative ($P < 0,0001$) est établie entre les traitements par rapport à leur effet à inhiber le développement de *S. hermonthica* à 80 et 101 jours après le semis. En effet à l'exception du traitement B (sorgho F2-20), la vigueur de *S. hermonthica* a été plus faible dans les autres traitements par rapport au témoin A (S29) à 80 jours après le semis.

En revanche, la vigueur de *S. hermonthica* observée dans tous les traitements comportant «F2-20» a été significativement inférieure à celle du témoin (S29) à 101 jours après le semis. L'effet du traitement G a été plus perceptible sur la vigueur de *S. hermonthica* à 80 et 101 jours après le semis (tableau 20).

S'agissant de la biomasse sèche du *S. hermonthica*, elle a été significativement ($P < 0,0070$) réduite dans les trois traitements F, E et G qui ont entraîné une réduction de 78,12 à 91,14 kg/ha, soit de 82,75% à 96,55% par rapport au témoin standard (sorgho S29). Le traitement constitué de sorgho F2-20 en culture pure ou associée au compost et le traitement D n'ont pas été significativement différents du témoin A (S29). Toutefois en comparaison avec le témoin standard A (S29), la biomasse sèche du *S. hermonthica* a été réduite de 29,3 kg/ha (31,04%) avec le traitement sorgho F2-20 en culture pure ou associée au compost et de 43,62 kg/ha (46,21%) sous l'effet du traitement D (tableau 20).

2.3. Effet de la tolérance variétale, de l'inoculum de *Fusarium* et de l'association sorgho/niébé sur le rendement du sorgho et du niébé

Les rendements du sorgho et du niébé obtenus sous l'effet des traitements contre *S. hermonthica* sont regroupés dans le tableau 21. Contrairement aux autres traitements, la biomasse sèche et le rendement grains de sorgho enregistrés dans les traitements C et F sont respectivement supérieurs à 3 t/ha et 0,6 t/ha. Le poids sec des gousses du niébé a varié de 0,8 t/ha à 1 t/ha et le poids sec des grains de 0,5 t/ha à 0,7 t/ha (tableau 21). Une différence significative est révélée entre les traitements quant à leur effet sur le rendement du sorgho infesté naturellement par *S. hermonthica*. La biomasse sèche aérienne des plants de sorgho enregistrée dans les traitements «F2-20» en culture pure a été plus élevée que celle obtenue dans les traitements comportant le sorgho F2-20 associé au niébé.

En ce qui concerne le rendement grains de sorgho, seul celui enregistré dans le traitement G a été significativement équivalent à ceux des traitements comportant F2-20 en culture pure.

La biomasse sèche aérienne ($P < 0,0001$) et le poids sec des grains ($P < 0,0292$) du sorgho ont été plus élevés dans le traitement C et plus faibles dans le traitement D (tableau 21).

Quant au rendement du niébé, aucune différence statistique n'a été enregistrée entre les traitements en cultures associées (tableau 21).

Tableau 21: Rendements du sorgho et du niébé en fonction de la tolérance du sorgho, de l'inoculum de *Fusarium* et de l'association sorgho-niébé sur *S. hermonthica* (Kouaré, 2001 et 2002).

Traitements	Rendement du sorgho (kg/ha)		Rendement du Niébé (kg/ha)	
	Biomasse sèche aérienne	Poids sec des grains	Poids sec des gousses	Poids sec des grains
C	3365,9 a	657,60 a	-	-
F	3020,80 ab	605,50 ab	-	-
B	2330,70 b	576,20 ab	-	-
G	1025,40 c	452,50 abc	791,00	543,60
E	877,30 c	345,10 bc	826,80	605,50
D	680,30 c	260,40 c	1009,10	729,20
Moyennes	1883,41	482,86	875,65	626,09
ppds	846,84	268,87	280,71	221,44
Erreur Std.	193,74	41,9687	56,30	44,53

A l'intérieur d'une même colonne, les moyennes suivies de la même lettre ne sont pas significativement différentes selon le test de Fisher au seuil de 5%.

B: Sorgho F2-20

C: F2-20 + Compost stérilisé

D: F2-20 + Niébé

E: F2-20 + Niébé + Compost stérilisé

F: F2-20 + Inoculum

G: F2-20+Niébé + Inoculum

3. Discussion

L'émergence de *S. hermonthica* a été tardive dans toutes les parcelles de sorgho en association avec le niébé ou traitées avec l'inoculum de *F. oxysporum* 34-Fo. De ce fait, la variété IT-89-KD-245 de niébé utilisée comme un faux-hôte de *S. hermonthica* et l'inoculum ont contribué à inhiber soit la germination des graines, soit le développement des plantules souterraines de *S. hermonthica*.

L'infestation de *S. hermonthica* a été fortement réduite dans les parcelles comportant la culture de niébé ou traitées avec l'inoculum. Dans les parcelles de sorgho F2-20 associé au niébé, des réductions de plus de 79% et de 53% du nombre de *S. hermonthica* émergés ont été enregistrées respectivement à 80 et 101 jours après le semis. Par contre, dans les parcelles de sorgho F2-20 en

culture pure, l'infestation de *S. hermonthica* a été comparable à celle du témoin sorgho S29 à 101 jours après le semis. Dembélé et Kayentao (2002) rapportent que l'association sorgho/niébé en lignes alternées comme c'est le cas dans notre étude entraîne une diminution de 83% du nombre de *S. hermonthica* émergés. L'infestation cumulée a été fortement réduite dans les parcelles de sorgho F2-20 en culture pure ou associée au niébé et traitées avec l'inoculum. Ce résultat met en évidence la pathogénicité de *F. oxysporum* 34-Fo contre *S. hermonthica* et sa synergie d'action avec une culture faux-hôte rampante comme le niébé. Par ailleurs, la vigueur de *S. hermonthica* a été plus faible dans toutes les parcelles de sorgho F2-20 à 101 jours après le semis. Ainsi, tous les traitements ont eu une incidence dépressive sur la vigueur de *S. hermonthica* par rapport au témoin standard.

A l'exception du traitement sorgho associé au niébé, la biomasse sèche de *S. hermonthica* est significativement réduite dans les autres traitements comportant la culture de niébé ou l'inoculum de *Fusarium*. Dembélé et Kayentao (2002) soulignent que les parcelles dans lesquelles le niébé couvre vite le sol sont moins attaquées par *S. hermonthica* en raison de la diminution du volume racinaire du sorgho du fait de la concurrence du niébé, de la baisse de la température et de l'élévation du taux d'humidité au niveau du sol sous le couvert du niébé. Des réductions de la biomasse sèche de *S. hermonthica* de 92% (Dembélé et Kayentao, 2002) ont été observées au Mali dans des parcelles de sorgho associé au niébé en lignes alternées. En effet, une variété de niébé rampante étouffe les jeunes plants de *S. hermonthica* ayant pu émerger ou alors ceux-ci s'étiolent sous l'effet de la concurrence. Bien que la biomasse sèche de *S. hermonthica* obtenue dans la parcelle de sorgho F2-20 associé au niébé représente 46,21% de celle du témoin S29, l'infestation cumulée et la biomasse sèche de *S. hermonthica* enregistrée dans cette parcelle ne sont pas différentes de celles du témoin. Ceci est dû à une faible densité du niébé et donc à un faible recouvrement du sol par le niébé particulièrement dans cette parcelle. Par ailleurs, les facteurs physiques du micro-climat créé par le niébé à la suite du recouvrement du sol sont propices au développement de champignons microscopiques tels que les *Fusarium*. L'effet simultané du niébé et du champignon s'avère plus nocif que leur effet individuel sur *S. hermonthica*. L'émergence plus tardive, la plus forte réduction du taux d'infestation, de la vigueur et de la biomasse sèche de *S. hermonthica* dans la parcelle de sorgho F2-20 associé au niébé et à l'inoculum révèlent la complémentarité du niébé et du champignon à lutter contre *S. hermonthica*.

La biomasse aérienne du sorgho est plus importante dans les parcelles de sorgho en culture pure que dans les parcelles de sorgho associé au niébé. Cette différence de biomasse aérienne s'explique par la densité de plants de sorgho élevée dans les parcelles de sorgho pur et par le fait que le sorgho est plus sensible à la concurrence que la légumineuse rampante. En effet, la compétition exercée pendant les 3 premières semaines qui suivent la levée provoque une diminution de la vigueur que la céréale est incapable de rattraper par la suite quel que soit l'entretien ultérieur (Lonchamp, 1977), d'où une

diminution de rendement. Par contre le rendement grains de sorgho obtenu dans la parcelle de sorgho en association avec le niébé et l'inoculum est aussi important que celui des parcelles de sorgho en culture pure. L'importance du poids grains de sorgho dans la parcelle de sorgho en association avec le niébé et l'inoculum serait consécutive à l'effet cumulé du niébé et de *F. oxysporum* 34-Fo sur *S. hermonthica*. Dans notre étude, le rendement grains de sorgho dans les parcelles de sorgho associé au niébé en lignes alternées n'est pas plus élevé que celui obtenu dans les parcelles de sorgho en culture pure. Cependant au Mali, le rendement grains de sorgho a été amélioré de 37% à 80% (Dembélé et Kayentao, 2002) dans les parcelles de sorgho associé au niébé en poquets alternés ou dans le même poquet.

4. Conclusion partielle

La lutte contre *S. hermonthica* associant l'isolat de *Fusarium oxysporum* et de la culture d'un faux-hôte, le niébé, semble efficace à tous les stades végétatifs de la plante parasite. L'incidence de cette méthode sur l'infestation du *S. hermonthica* est beaucoup plus perceptible par la biomasse sèche de *S. hermonthica* récoltée dans le traitement G (association sorgho-niébé et inoculum de *F. oxysporum*). En effet, la biomasse sèche de *S. hermonthica* récoltée dans ce traitement a été fortement réduite par rapport à celles obtenues dans les traitements C, F et D. L'utilisation de la fumure organique ou minérale à une dose élevée dans l'association céréale-niébé devrait permettre une amélioration du rendement du sorgho à un niveau statistiquement équivalent à celui de la culture pure de sorgho, tout en maintenant l'infestation de *S. hermonthica* à un faible niveau.

La variété de niébé utilisée dans notre étude est une variété améliorée dont l'entretien cultural a un coût. Il serait intéressant de rechercher dans les écotypes locaux de niébé, ceux qui sont rampants, résistants à *S. gesnerioides* et à *Alectra vogelii* afin de limiter les traitements chimiques dans les parcelles. Le coût des insecticides pourrait être un frein à l'adoption des variétés améliorées dans cette approche de lutte. La sélection des écotypes locaux de niébé doit également s'appuyer sur leur capacité intrinsèque à réduire le stock de graines de *S. hermonthica* déjà enfouies dans le sol.

Chapitre III: Etude de l'effet de certaines pratiques culturales (utilisation de la variété tolérante de sorgho et de la fumure) associées à l'inoculum de *Fusarium* dans la lutte contre *Striga hermonthica* (Del.) Benth.

Introduction

La dégradation de l'environnement occasionnant une pauvreté accrue des sols favorise l'infestation des champs par les plantes parasites dont *Striga hermonthica*. Au Burkina Faso, l'application de doses de 100 kg NPK/ha, 50 kg N/ha et 2,5 t de fumure organique/ha a été recommandée dans les années 1970 pour la restauration de la fertilité des sols cultivés.

Après plus de 40 années d'exploitation, une évaluation des doses de fertilisants requises pour la restauration de la fertilité des sols devient un préalable pour une production agricole durable. Cette évaluation aura plus de mérite si elle prend en compte la lutte contre les espèces de *Striga* par l'utilisation de la fumure dans la mesure où les différents types de sols du Burkina Faso sont contaminés par *S. hermonthica*. A défaut d'avoir des variétés résistantes au *Striga*, les producteurs se sont résignés à cultiver le plus souvent des variétés tolérantes. Les fumures appliquées contre *S. hermonthica* peuvent-elles influencer l'efficacité d'un microorganisme pathogène à *S. hermonthica*?

Au regard de l'état actuel de la pauvreté des sols et de la forte infestation du *S. hermonthica* au Burkina Faso, la moyenne des doses d'azote à savoir 120 kg N/ha (Thakre, 1994) et 280 kg N/ha (Robinson et Dowler, 1990) recommandées contre *S. asiatica* et le double de la dose de fumure organique vulgarisée au Burkina Faso (2,5 t/ha) (Sedogo *et al.*, 1999) sont proposées pour une évaluation dans la lutte contre *S. hermonthica*.

La présente expérimentation a pour objectif d'étudier l'effet de la fumure sur la performance de *Fusarium oxysporum* et l'effet synergique de la fumure, de la tolérance du sorgho et de *Fusarium oxysporum* sur l'infestation de *S. hermonthica*.

1. Matériel et méthodes

1.1. Matériel

Deux variétés de sorgho, S29 sensible et F2-20 tolérante à *S. hermonthica* ont été utilisées comme cultures hôtes. L'isolat 34-Fo de *Fusarium oxysporum* a été utilisé comme agent de lutte

biologique. Le substrat compost stérilisé à 120°C durant 60 minutes a été utilisé comme support nutritif pour *F. oxysporum* 34-Fo. Le fumier d'une étable bovine du village de Kouaré a été utilisé comme fumure organique. L'urée (46% N) a été utilisée comme fumure minérale.

1.2. Méthodes

L'inoculum a été produit suivant la méthode décrite dans la 2^e partie du présent document.

Le semis a été réalisé le 17 juillet en 2001 et le 23 juillet en 2002. L'écartement entre les lignes de semis du sorgho a été de 0,80 m et celui entre les poquets de semis a été de 0,40 m. La parcelle élémentaire de chaque traitement a été délimitée par une diguette juste après le semis afin d'éviter le ruissellement d'une parcelle à une autre pouvant entraîner une importante modification des traitements. La parcelle comportait quatre lignes de semis de 2,4 m de longueur. Sa superficie a été de 5,76 m² et la parcelle utile a été constituée de deux lignes centrales avec une superficie de 1,92 m². L'essai a été implanté suivant un dispositif expérimental en blocs de Fisher complètement randomisés à quatre répétitions.

Les traitements en comparaison ont été les suivants:

A: variété de sorgho S29 (témoin standard);

B: variété de sorgho F2-20 (témoin);

C: variété de sorgho F2-20 + 30 g de compost stérilisé sans *Fusarium* / poquet;

D: variété de sorgho F2-20 + 30 g d'inoculum / poquet;

E: variété de sorgho F2-20 + fumier d'étable (fumure organique) (5 tonnes/ha);

F: variété de sorgho F2-20 + fumure minérale (200 kg urée/ha);

G: variété de sorgho F2-20 + fumier d'étable (5 tonnes/ha) + 30 g de compost stérilisé sans *Fusarium* / poquet;

H: variété de sorgho F2-20 + fumure minérale (200 kg urée/ha) + 30 g de compost stérilisé sans *Fusarium* / poquet;

I: variété de sorgho F2-20 + fumier d'étable (Fo) (5 tonnes/ha) + 30 g d'inoculum / poquet;

J: variété de sorgho F2-20 + fumure minérale (200 kg urée/ha) + 30 g d'inoculum / poquet.

L'inoculum et le compost ont été incorporés dans les poquets au moment du semis.

La fumure minérale a été appliquée à la dose de 100 kg NPK/ha (formule 12-24-12) dans toutes les parcelles devant recevoir de la fumure minérale au semis de même que le fumier d'étable dans les parcelles devant recevoir de la fumure organique. L'urée a été appliquée aux doses de 74 kg/ha et de 100 kg/ha respectivement à 14 et 28 jours après le semis dans les parcelles recevant la fumure minérale.

1.2.1. Mesure des paramètres

Les observations suivantes ont été réalisées dans la parcelle utile:

- phytotoxicité de *Fusarium oxysporum* 34-Fo sur les plants de sorgho;
- nombre de plants de *S. hermonthica* émergés par parcelle utile, de la 4^e à la 12^e semaine après l'émergence du premier plant de *S. hermonthica*;
- vigueur des plants de *S. hermonthica* à 85 et 106 jours après le semis selon l'échelle de 0-9, décrite par Haussmann *et al.* (2000);
- biomasse sèche de *S. hermonthica* à la récolte du sorgho;
- biomasse sèche des tiges, des panicules et des grains de sorgho.

Une analyse économique comparative des traitements est effectuée. Le fumier d'étable, les engrais et la main d'œuvre pour l'application des fumures et de l'inoculum constituent les différences économiques entre les 10 traitements. Les coûts utilisés dans cette analyse sont ceux de la main d'œuvre, des engrais et du fumier à Kouaré en 2002. Le prix d'un sac de 50 kg d'engrais (urée ou NPK) y compris les frais de transport est de 15 000 F CFA. Le fumier d'étable coûte environ 15 F CFA/kg. Le coût de la main d'œuvre à la station de Kouaré durant 2001 et 2002 a été de 152,46 F CFA/heure. Le temps d'épandage de la fumure a été estimé à une heure/ha et celui de l'incorporation de l'inoculum dans les poquets de semis à 10h/ha. L'évaluation monétaire du rendement grains du sorgho obtenu par traitement a été basée sur le prix de 100 F CFA/kg à Fada N'Gourma en décembre 2002.

1.2.2. Analyse statistique et expression des résultats

Les données ont été analysées à l'aide du logiciel SAS. Le nombre de plants de *S. hermonthica* émergés de 4 à 12 semaines après l'émergence est utilisé pour calculer l'infestation cumulée (ASNPC). Le nombre de plants de *S. hermonthica* émergés à 85, 106 jas, l'ASNPC et les composantes de rendement du sorgho ont fait l'objet d'une analyse de variance et de séparation de moyennes selon le test de Fisher. S'agissant des composantes de rendement du sorgho, la comparaison des moyennes selon le test de Fisher a concerné uniquement les traitements comportant la variété F2-20.

Le délai d'émergence de *S. hermonthica* est exprimé en nombre de jours écoulés depuis le semis avant la première émergence dans l'essai. Le taux d'infestation et l'infestation cumulée (ASNPC) de *S. hermonthica* sont exprimés en nombre de plants de *Striga* émergés / parcelle utile. Les biomasses sèches de *S. hermonthica* et du sorgho sont exprimées en kg/ha.

2. Résultats

2.1. Effet de la variété de sorgho, de la fumure et de l'inoculum de *Fusarium* sur le délai d'émergence et sur la dynamique de l'infestation de *S. hermonthica*

La sensibilité de la variété du sorgho S29 et la tolérance de la variété du sorgho F2-20 ont permis l'émergence de *S. hermonthica* dans toutes les parcelles. Cette émergence a été précoce dans le témoin sorgho S29 et tardive dans la parcelle de sorgho F2-20 traitée avec la fumure minérale et l'inoculum de *Fusarium*. La différence de délai d'émergence de *S. hermonthica* entre le témoin et les traitements n'a été significative qu'avec trois traitements: F, I et J (tableau 22).

Tableau 22: Délai d'émergence de *S. hermonthica*, vigueur et biomasse sèche de *S. hermonthica* en fonction de la tolérance du sorgho, de la fumure et de l'inoculum de *Fusarium* (Kouaré, 2001 – 2002).

Traitements	Délai d'émergence du <i>Striga</i>	Différence entre témoin et autres traitements	Vigueur du <i>Striga</i>		Biomasse sèche de <i>Striga</i> (kg/ha)
			85 jours après semis	106 jours après semis	
A	54	-	4,67 a	5,33 a	111,11 a
B	67	14,10	3,71 b	4,00 bc	35,81 c
C	66	12,52	2,86 c	3,57 bcd	54,32 b
D	67	13,29	3,50 b	4,13 b	39,09 c
E	52	-1,50	2,50 cd	3,13 de	31,99 c
F	68	14,81 *	2,43 cd	3,00 de	16,28 d
G	62	8,29	2,75 cd	3,25 cde	26,04 c
H	63	9,92	2,63 cd	3,00 de	34,51 c
I	68	14,17 *	2,50 cd	2,50 ef	18,60 d
J	70	16,50 *	2,17 d	2,17 f	17,36 d
Moyennes	64		2,96	3,41	37,19
CV%	20,53		17,87	20,79	7,40
Erreur Std.	1,60		0,10	0,12	5,56

Le délai d'émergence est exprimé en jours après le semis. A l'intérieur d'une même colonne, les moyennes suivies de la même lettre ne sont pas significativement différentes selon le test de Fisher au seuil de 1%.

A: Sorgho S29

B: Sorgho F2-20

C: F2-20+Compost stérilisé

D: F2-20+Inoculum

E: F2-20+Fumure Organique (FO)

F: F2-20+Fumure Minérale (FM)

G: F2-20+FO+Compost stérilisé

H: F2-20+FM+Compost stérilisé

I: F2-20+FO+Inoculum

J: F2-20+FM+Inoculum

Le nombre de *S. hermonthica* enregistré à 85, 106 jours après le semis et l'infestation cumulée (ASNPC) sont présentés dans la figure 23. Les traitements y sont classés sur l'axe des abscisses en fonction de l'importance de l'infestation par *S. hermonthica* dans les parcelles. Une différence significative est révélée entre traitements en raison de leur effet sur le nombre de *S. hermonthica* émergés 85, 106 jours après le semis et l'ASNPC. L'infestation de *S. hermonthica* a été plus importante dans la parcelle témoin A (sorgho S29) et dans les traitements B (F2-20) et E (F2-20 + fumier). Le nombre de *S. hermonthica* émergés à 85 jours après le semis a été fortement réduit dans les traitements comportant la fumure minérale ou la fumure organique associées à l'inoculum (I et J) (figure 23).

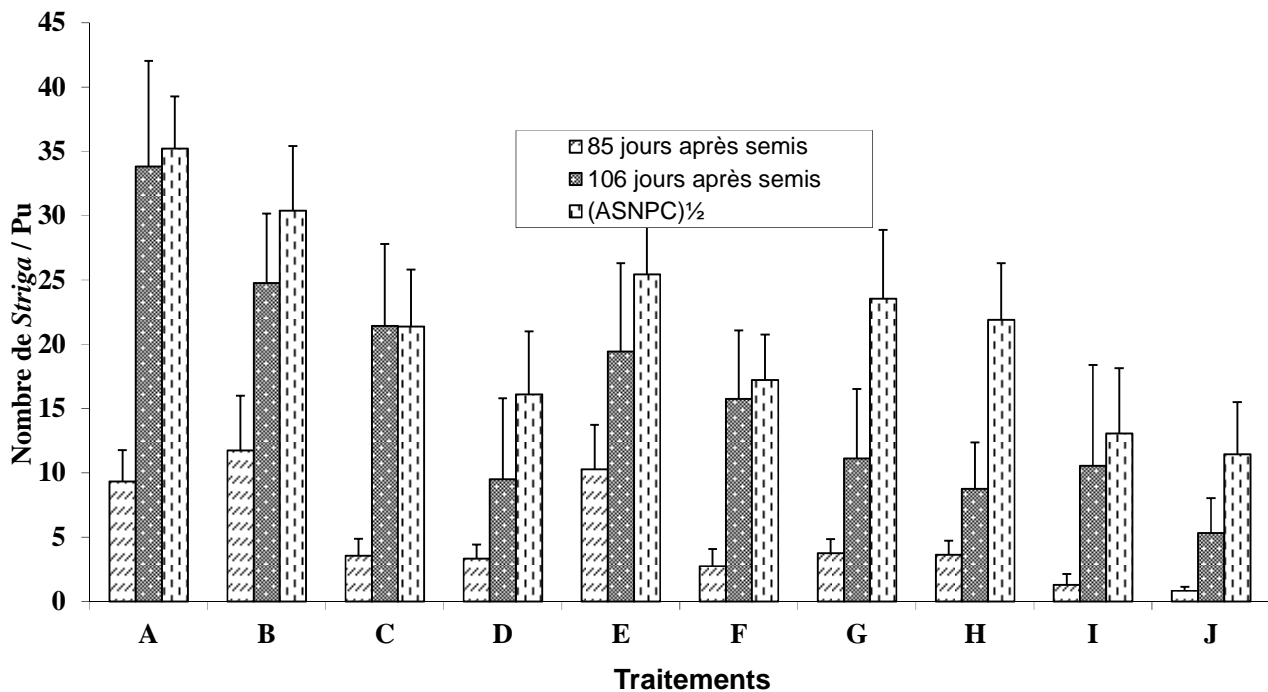


Figure 23: Effet de la variété tolérante de sorgho, des fumures combinées à l'inoculum de *Fusarium* sur la dynamique d'infestation du *S. hermonthica* à Kouaré, 2001-2002. Les lignes verticales représentent les erreurs standards des moyennes

A: Sorgho S29, B: Sorgho F2-20, C: F2-20+Compost stérilisé, D: F2-20+Inoculum, E: F2-20+Fumure Organique, F: F2-20+Fumure Minérale ; G: F2-20+FO+Compost stérilisé, H: F2-20+FM+Compost stérilisé, I: F2-20+FO+Inoculum, J: F2-20+FM+Inoculum

Ces deux traitements ont permis respectivement une réduction dans les parcelles de 9 plants et 8 plants du taux d'infestation de *S. hermonthica* par rapport au témoin. Le nombre de *S. hermonthica* le plus élevé a été enregistré dans le témoin (33,83 plants) à 106 jours après le semis et les autres traitements ont été subdivisés en deux groupes homogènes. Le premier groupe, composé de cinq traitements D, I, J, G, et H a été significativement différent du témoin S29 avec un faible nombre de *S. hermonthica*. Ces traitements ont engendré une réduction du nombre de *S. hermonthica* comprise entre 23 plants (67%) et 29 plants (84%) à 106 jours après le semis. Le nombre de *S. hermonthica* enregistré dans les quatre traitements restants a été similaire à celui du témoin à 106 jours après le semis (figure 23). Quant à l'ASNPC, quatre traitements: D, F, J et I ont entraîné une réduction significative de l'infestation cumulée (figure 23). Le traitement le plus efficace a été la fumure minérale associée à l'inoculum notamment le traitement H avec une réduction de 1110 (84%) de l'ASNPC dans la parcelle par rapport au témoin S29.

2.2. Effet de l'inoculum de *Fusarium* et de la fumure sur le développement végétatif de *S. hermonthica*

La vigueur et la biomasse sèche de *S. hermonthica* obtenues dans les différents traitements sont regroupés dans le tableau 22. A l'exception du traitement J, l'indice de vigueur des plants de *S. hermonthica* dans les autres traitements a été supérieur à 2. La biomasse sèche de *S. hermonthica* obtenue dans les traitements n'a été inférieure à 20 kg/ha que dans les traitements F, I et J (tableau 22). Une différence significative est révélée entre les traitements en raison de leur effet à inhiber le développement des plants de *S. hermonthica* (tableau 22). Tous les traitements ont été différents du témoin S29 avec une faible vigueur des plants de *S. hermonthica* à 85 et 106 jours après le semis. La plus faible vigueur a été relevée à 85 jours après le semis dans le traitement J qui n'a été différent que de trois traitements D, E, F. La vigueur des plants de *S. hermonthica* a été fortement réduite dans les traitements constitués de la fumure organique et minérale associées à l'inoculum à 106 jours après le semis. Parmi les sept autres traitements, les plants de *S. hermonthica* sont mieux développés dans les trois traitements D, E, F que dans les traitements G, H, G, J (tableau 22).

En ce qui concerne la biomasse sèche de *S. hermonthica*, elle a été significativement réduite dans les traitements D, F, I, J, G et H (tableau 22). Ces six traitements ont permis une réduction de 68,94% à 95,5% de la biomasse sèche de *S. hermonthica* par rapport au témoin.

2.3. Effet de la tolérance variétale du sorgho, de la fumure et de l'inoculum de *Fusarium* sur le rendement du sorgho

La biomasse sèche totale et le rendement des grains du sorgho obtenus dans les traitements comportant la variété F2-20 de sorgho sont consignés dans le tableau 23. La biomasse sèche totale de sorgho varie de 2 t/ha à 3 t/ha et le rendement grains de 0,6 t/ha à 0,9 t/ha avec tous les traitements hormis le témoin F2-20 où ils sont respectivement 1,7 t/ha et 0,5 t/ha. L'analyse de variance révèle une différence significative uniquement entre le traitement constitué de la fumure minérale associée à l'inoculum (J) et le témoin F2-20 pour la biomasse sèche aérienne du sorgho. Toutefois, un gain supplémentaire d'au moins 23% de la biomasse sèche aérienne du sorgho a été obtenu avec les autres traitements par rapport au témoin F2-20. En revanche, le rendement grains du sorgho a été significativement ($P < 0,0006$) amélioré dans les traitements constitués de la fumure minérale seule, de la fumure organique et minérale associées à l'inoculum ou au compost (tableau 23). Ces traitements ont engendré un gain supplémentaire de 277 kg grains / ha (52%) à 388 kg grains / ha (72%) par rapport au traitement B (F2-20).

2.4. Analyse économique des coûts des traitements contre l'infestation de *Striga hermonthica* en culture du sorgho

La valeur monétaire du rendement grains de sorgho, la différence de coût de production par rapport au témoin et la marge bénéficiaire de production sont regroupés dans le tableau 24. Les traitements de lutte contre *S. hermonthica* peuvent être répartis en trois groupes en fonction de la valeur monétaire du rendement grains de sorgho obtenu. Le premier groupe a été constitué des traitements C, D et E dont la valeur de production de sorgho a été comprise entre 62 000 et 69 000 F CFA. La valeur de production du deuxième groupe (F, G et H) a varié entre 81 000-87 000 F CFA et celle du troisième groupe (I, J) entre 92 000-94 000 F CFA.

Tableau 23: Biomasse sèche totale et poids sec des grains de sorgho en fonction de la tolérance du sorgho, de la fumure et de l'inoculum de *Fusarium* sur *S. hermonthica* (Kouaré, 2001-2002).

Traitements	Biomasse sèche totale (kg / ha)	Différence de biomasse par rapport au témoin (%)	Poids sec des grains (kg / ha)
B	1759,90	-	536,5 e
C	2105,70	23,25	619,1 de
D	2323,40	34,43	660,8 cde
E	2072,00	22,19	686,8 bcde
F	2487,90	40,10	843,1 abc
G	2391,70	44,79	813,8 abcd
H	2562,20	55,46	869,1 ab
I	2776,60	67,35	937,5 a
J	3241,10	97,95 *	924,5 a
Moyenne	2413,39		765,7
ppds	1205,40		201,2
Erreur Std.	142,38		27,5

A l'intérieur d'une même colonne, les moyennes suivies de la lettre ne sont pas significativement différentes selon le test de Fisher au seul 1%.

B: Sorgho F2-20 C: F2-20+Compost stérilisé D: F2-20+Inoculum

E: F2-20+Fumure Organique (FO) F: F2-20+Fumure Minérale (FM) G: F2-20+FO+Compost stérilisé

H: F2-20+FM+Compost stérilisé I: F2-20+FO+Inoculum J: F2-20+FM+Inoculum

Parmi ces traitements, ceux comprenant du fumier d'étable (E, G, I) ont été les plus coûteux. La différence de coût de production par rapport au témoin a été estimée à 75 000 F CFA avec le traitement E et à 76 524,6 F CFA avec les traitements G et I. Une perte économique a été enregistrée avec le traitement E. La marge bénéficiaire obtenue avec le traitement associant du fumier d'étable à l'inoculum (I) a été le double de celle enregistrée avec le traitement associant du fumier d'étable au compost stérilisé (G). Le traitement constitué uniquement d'inoculum (D) a engendré la plus grande marge bénéficiaire (64 555,4 F CFA) qui a été comparable à celle des traitements constitués du compost stérilisé seul (C) ou associé à la fumure minérale (H) (tableau 24).

Tableau 24: Valeur monétaire du rendement en grains de sorgho et marge bénéficiaire des traitements dans la lutte contre *S. hermonthica* (Kouaré, 2001-2002).

Traitements	Valeur monétaire du rendement grains de sorgho F CFA / ha	Différence de coût de production par rapport au témoin F CFA / ha	Marge bénéficiaire F CFA / ha
B	53650	-	53650
C	61910	1524,6	60385,4
D	66080	1524,6	64555,4
E	68680	75 000	-6320
F	84310	30 000	54310
G	81380	76 524,6	4855,4
H	86910	31 524,6	55385,4
I	93750	76 524,6	17225,4
J	92450	31 524,6	60925,4

B: Sorgho F2-20

C: F2-20+Compost stérilisé

D: F2-20+Inoculum

E: F2-20+Fumure Organique (FO)

F: F2-20+Fumure Minérale (FM)

G: F2-20+FO+Compost stérilisé

H: F2-20+FM+Compost stérilisé

I: F2-20+FO+Inoculum

J: F2-20+FM+Inoculum

3. Discussion

L'effet des trois traitements F, I et J contribue à retarder significativement l'émergence de *S. hermonthica* dans les parcelles. L'application de la seule fumure organique semble favoriser l'émergence de *S. hermonthica*. Cette situation pourrait s'expliquer par le fait que la fumure organique utilisée dans notre étude peut être infestée de graines de *S. hermonthica* provenant du broutage de plants de cette espèce par les animaux comme l'ont signalé Berner *et al.* (1994). Ainsi, l'application de fumier de parc, sans aucune stérilisation préalable, peut favoriser une émergence précoce de *S. hermonthica* (en raison d'une ré-infestation).

Contrairement à la fumure minérale, l'application seule de la fumure organique ne permet pas une réduction de l'infestation du *Striga* à 85 jours après le semis. La quantité de fertilisants dans la fumure organique, notamment le carbone, l'azote, le potassium et le phosphore, s'avère insuffisante pour influencer l'infestation potentielle de *S. hermonthica* dans la parcelle. Dembélé et Kayentao (2002)

observent aussi au Mali que le nombre de *S. hermonthica* a été plus important dans les parcelles amendées avec de la fumure organique ou du compost que dans les parcelles amendées avec de la fumure minérale. Mgema et Mbwaga (2002) rapportent qu'en Tanzanie, une faible dose de fumure azotée (< 50 kgN/ha) favorise une forte infestation de *S. hermonthica* dans la culture de maïs. A dose élevée, la fumure minérale inhibe soit la germination de *S. hermonthica* (Pesch et Pieterse, 1982) soit l'élongation de la racine de *S. hermonthica* (Pieterse, 1991) tandis que Cechin et Press (1993) rapportent que la fumure minérale affecte l'exsudation de l'hôte. L'infestation de *S. hermonthica* dans la parcelle traitée uniquement avec de la fumure minérale a été similaire à celle du témoin, 106 jours après le semis. Cette augmentation de la densité de *S. hermonthica* dans la parcelle fertilisée avec la fumure minérale peut s'expliquer par le fait que l'azote libre dans le sol peut être soit lessivé au cours du temps, soit utilisé par la culture de sorgho. Toutefois, l'application de la fumure minérale ou de la fumure organique associée à l'inoculum permet de maintenir l'infestation de *S. hermonthica* à un niveau plus faible durant tout le cycle cultural.

La biomasse sèche de *S. hermonthica* est fortement réduite dans les parcelles ayant reçu soit l'inoculum, soit la fumure minérale ou la fumure organique associées à l'inoculum. Ce résultat révèle que la lutte biologique au moyen de l'isolat 34-Fo de *F. oxysporum* et l'application de la fumure minérale à la dose 200 kg/ha constituent chacune une méthode de lutte contre *S. hermonthica* et que leur synergie est plus efficace à réduire l'infestation par le parasite. Par contre, l'application de la fumure organique seule n'entraîne pas une réduction significative de la biomasse sèche de *S. hermonthica*. L'effet synergique de la fumure organique associée à l'inoculum réduit la biomasse sèche de *S. hermonthica* autant que celui de la fumure minérale associée à l'inoculum. De ce fait, la fumure organique contribue plus à l'efficacité de l'isolat 34-Fo de *F. oxysporum* sur *S. hermonthica* que la fumure minérale. En effet, la fumure minérale favorise le développement des *Fusarium* mais à dose élevée, elle réduit sévèrement l'efficacité potentielle de l'inoculum en entraînant la lyse des tubes germinatifs des spores et chlamydospores (Ciotola *et al.*, 2000). Une destruction des hyphes peut être observée en cas de forte concentration de la fumure minérale dans le milieu (Cook et Snyder, 1965 cités par Ciotola *et al.*, 2000).

Seul l'effet du traitement combinant la variété de sorgho F2-20, la fumure minérale et l'inoculum permet une amélioration significative de la biomasse sèche aérienne du sorgho. L'application de la fumure minérale seule, de la fumure minérale ou de la fumure organique associées à l'inoculum ou au compost stérilisé permettent une augmentation du rendement grains de sorgho allant de 51,69% à 72,32%.

Toutefois parmi ces traitements, seul le traitement constitué de la fumure minérale associée à l'inoculum engendre un bénéfice monétaire de 7275,4 F CFA par rapport au témoin. L'analyse des coûts de production et des marges bénéficiaires des traitements révèle que l'utilisation de la fumure contre l'infestation par *S. hermonthica* nécessite un investissement qui doit se faire sans prétendre dans l'immédiat à une marge bénéficiaire importante voire à une compensation économique.

4. Conclusion partielle

Contrairement à la fumure organique, l'application de la fumure minérale contribue à réduire l'infestation du *S. hermonthica* avant 106 jours après le semis et à inhiber le développement végétatif des plants émergés. L'effet de la fumure minérale ou de la fumure organique associées à l'inoculum réduit plus efficacement l'infestation et le développement végétatif du *S. hermonthica*. Ainsi, il existerait une compatibilité voire une complémentarité entre l'application de la fumure minérale ou de la fumure organique et l'incorporation de l'inoculum. Les fumures minérale ou organique respectivement appliquées à la dose de 200 kg/ha et à la dose de 5 tonnes/ha permettent d'améliorer le rendement de la culture hôte en compensant les pertes de production dues à l'effet du *S. hermonthica*. En dépit du coût élevé des traitements incluant la fumure, son utilisation mériterait d'être encouragée du fait que la fumure organique améliore les propriétés physico-chimiques des sols dégradés qui abritent généralement les fortes infestations de *S. hermonthica*. Quant à la fumure minérale, elle procure en quantité les éléments nutritifs nécessaires à la culture de l'hôte. Une intégration agriculture – élevage contribuera à la durabilité de l'application de la fumure organique pour réduire l'infestation de *S. hermonthica* dans les exploitations.

Quatrième partie:

**Recherche des mycotoxines produites par
Fusarium et inhibitrices de la germination des
graines de *Striga hermonthica* (Del.) Benth.**

Chapitre I: Recherche des principes actifs de *Fusarium* sur la germination des graines de *Striga hermonthica* (Del.) Benth.

L'étude a porté sur trois isolats de *Fusarium* notamment *Fusarium* sp 6-Fa, *F. equiseti* 5-Kou et *F. oxysporum* 34-Fo, retenus du fait de leur potentiel d'efficacité contre *Striga hermonthica*. En effet, lors des tests de pathogénicité conduits en milieu contrôlé, ils ont inhibé la germination des graines et le développement végétatif des plants de *S. hermonthica*. L'objectif de la présente étude est d'isoler les composés organiques excrétés par *Fusarium* et d'en évaluer la toxicité par rapport à la germination des graines de *S. hermonthica*.

1. Matériel et méthodes

1.1. Matériel

1.1.1. Matériel végétal

Les graines de *S. hermonthica* utilisées ont été récoltées en 2000 dans des champs de sorgho de la station de recherches agricoles de Kouaré (11°95'03'' de longitude Nord et 0°30'58'' de latitude Est). Leur pouvoir germinatif est d'environ 87%. L'extraction des composés organiques a porté sur trois isolats: *Fusarium* sp 6-Fa, *F. equiseti* 5-Kou et *F. oxysporum* 34-Fo.

1.1.2. Matériel de laboratoire

L'acétate d'éthyle avec une pureté minimale de 99,8% (VWR Prolabo), a été utilisé pour l'extraction des composés organiques à partir des filtrats de culture des trois isolats de *Fusarium*. Le sulfate de sodium anhydre (Na_2SO_4) pur (VWR Prolabo) a été additionné aux extraits organiques pour absorber les molécules d'eau. Pour concentrer les extraits organiques, nous avons utilisé un évaporateur rotatif (Rotavapor-R Büchi, Kika, HB4 Basic) et le gel de silice pour leur filtration. D'autres solvants organiques notamment l'hexane (99,8%) (VWR Prolabo), l'acétone (99,8%) (VWR Prolabo) et l'acétate d'éthyle (99,8%) (VWR Prolabo) ont été utilisés pour la chromatographie sur couche mince (CCM) des composés organiques. Les plaques de silice (Merck, Silica gel 60F254, 20x20 cm) ont servi de support aux extraits organiques lors de la CCM et l'élution des phases organiques des filtrats de culture de *Fusarium* a été effectuée dans une cuve de développement. Le méthanol (99,8%) (VWR Prolabo) a été utilisé pour dissoudre les composés organiques. Une lampe à Ultra-Violet a servi à

visionner les bandes des composés organiques sur les plaques de silice après la migration des extraits organiques.

Pour la révélation des mycotoxines, nous avons utilisé l'acide sulfurique (H_2SO_4): 48% H_2SO_4 et l'ANIS (0,5% p-anisaldehyde dans un mélange de solvants méthanol/acide acétique/acide sulfurique).

1.2. Méthodes

1.2.1. Production de milieu de culture aqueux contenant des composés organiques excrétés par les isolats de *Fusarium*

Fusarium sp 6-Fa, *F. equiseti* 5-Kou et *F. oxysporum* 34-Fo ont été cultivés dans un milieu aqueux selon la technique retenue pour la production des lyophilisats décrite au chapitre I de la deuxième partie de ce document. Le milieu de culture obtenu après l'incubation a été filtré deux fois respectivement sur le papier «essuie-tout ouate de cellulose» et ensuite sur papier filtre Whatman®. Le pH du filtrat du milieu de culture des trois isolats: *F. equiseti* 5-Kou, *Fusarium* sp 6-Fa et *F. oxysporum* 34-Fo a été respectivement de 7,20; 7,10 et 6,20. Les filtrats des milieux aqueux de culture des trois isolats de *Fusarium* ont été immédiatement soumis à l'extraction liquide-liquide.

1.2.2. Extraction des composés organiques du milieu de culture

Les extractions des composés organiques ont été faites de Décembre 2003 – Janvier 2004 correspondant à une période froide et de Mars – Juin 2004 correspondant à une période chaude.

Le filtrat (150 ml environ) a été transféré dans une ampoule à décanter (250 ml) et a été additionné d'un volume d'acétate d'éthyle pur égal au 1/3 de celui du filtrat. L'ensemble a été agité avec évacuations occasionnelles de gaz. Il a ensuite été maintenu sur un portoir jusqu'à la séparation totale des phases aqueuse et organique. La phase aqueuse constituant la couche inférieure de la solution a été récupérée dans un Erlenmeyer pour deux autres extractions similaires. Les phases organiques ont été recueillies dans un bécher. Cette solution organique a été séchée sur sulfate de sodium anhydre (Na_2SO_4) et concentrée au 1/3 de son volume sur l'évaporateur rotatif à une température comprise entre 37°C et 40°C (Sugimoto *et al.*, 2002). La phase organique ainsi concentrée a été filtrée sur une colonne de gel de silice et le filtrat obtenu constitue l'extrait organique concentré.

1.2.3. Séparation des composés organiques par chromatographie sur couche mince (CCM)

L'extrait organique concentré a été déposé sur la plaque de silice à l'aide d'une seringue. Pour l'extrait organique concentré de chaque isolat de *Fusarium*, 3 ml pour la CCM préparative et 5 gouttes pour la CCM analytique ont été respectivement déposés sur des plaques de silice de 20 cm x 20 cm et de 10 cm x 3,5 cm. L'élution a été faite dans une cuve de migration avec pour éluant un mélange hexane/acétone (7:3, v/v). Après la migration des composés organiques, les plaques ont ensuite été séchées à la température ambiante.

Pour chaque extrait organique, les bandes observées par CCM préparative ont été subdivisées en trois zones en fonction de leur référence frontale (Rf). La zone correspondant aux composés organiques à Rf faible a été dénommée la zone A. La zone correspondant aux composés organiques à Rf moyenne a été dénommée la zone B. La zone correspondant aux composés organiques à Rf élevée a été dénommée la zone C. La silice de chaque zone a été récupérée par grattage manuel de la plaque sous forme de poudre. Cette technique a été préalablement utilisée avec succès par Sankara (1997) pour l'extraction des phytoalexines des feuilles d'arachides (*Arachis hypogaea* L) infectées par la cercosporiose, ayant une activité fongitoxique. La désorption des composés organiques de la poudre de silice a été faite par lavage au méthanol. La solution obtenue a été filtrée sur papier filtre Whatman® et conservée au réfrigérateur à 4°C, à couvercle légèrement ouvert afin de permettre l'évaporation du méthanol.

Pour la révélation des mycotoxines, les plaques de CCM analytiques ont été plongées dans l'acide sulfurique puis séchées et chauffées durant 5 minutes à 100°C ou dans l'ANIS et observées après 8 minutes de chauffage à 130°C.

1.2.4. Evaluation de la toxicité des fractions obtenues par CCM préparative sur la germination des graines de *S. hermonthica*

Les extraits organiques des différents isolats de *Fusarium* ont été appliqués sur les graines de *S. hermonthica* stérilisées à l'éthanol 70% et à l'hypochlorite de sodium (NaOCl) 3% amendé de Tween 80 (chapitre I, deuxième partie du document). Environ 30-40 graines de *S. hermonthica* stérilisées ont été déposées sur un disque de papier filtre en microfibre de verre (Whatman GF/A) dans une boîte de Pétri stérile (7 cm de diamètre) tapissée de 2 papiers filtres ordinaires (Whatman n°1). La boîte de Pétri contient quatre disques de papier filtre Whatman GF/A.

Trois (3) ml de la solution d'extraits organiques de chaque isolat obtenue par zone ont été utilisés par boîte de Pétri pour servir de milieu de conditionnement aux graines de *S. hermonthica*. La boîte de Pétri a été scellée à l'aide de parafilm. Elle a ensuite été enveloppée successivement avec du

papier aluminium, du plastique noir puis mise à incuber à 28°C durant 14 jours. Chaque traitement a été répété trois fois.

Pour chacun des trois isolats de *Fusarium*, les traitements ont été les suivants:

1. graines de *S. hermonthica* conditionnées avec 3 ml de solution d'extraits organiques de la zone A, $0 < R_f < 0,2$, correspondant aux composés organiques les plus polaires;
2. graines de *S. hermonthica* conditionnées avec 3 ml de solution d'extraits organiques de la zone B, $0,2 < R_f < 0,8$, correspondant aux composés organiques à polarité intermédiaire;
3. graines de *S. hermonthica* conditionnées avec 3 ml de solution d'extraits organiques de la zone C, $0,8 < R_f < 1,0$, correspondant aux composés organiques les moins polaires.

Les témoins ont été constitués par les traitements suivants:

1. graines de *S. hermonthica* conditionnées avec 3 ml d'eau distillée stérile (témoin standard);
2. graines de *S. hermonthica* conditionnées avec 3 ml de méthanol à 16,7% ;
3. graines de *S. hermonthica* conditionnées avec 3 ml de méthanol à 33,3% ;
4. graines de *S. hermonthica* conditionnées avec 3 ml de méthanol à 50% ;
5. graines de *S. hermonthica* conditionnées avec 3 ml de méthanol pur 100%.

Le pourcentage de germination des graines de *S. hermonthica* conditionnées avec les différents extraits organiques de chacun des 3 isolats de *Fusarium* ou avec les différentes concentrations de méthanol a été comparé à celui des graines de *S. hermonthica* conditionnées avec de l'eau distillée stérile.

1.2.5. Analyse statistique et expression des résultats

Les pourcentages de germination des graines de *Striga hermonthica* sont analysés à l'aide du logiciel statistique SAS (Statistical Analysis System). Le calcul et la comparaison des pourcentages moyens de germination des graines de *S. hermonthica* sont effectués selon le test de Fisher. La germination des graines de *S. hermonthica* obtenue par traitement est exprimée en pourcentage des graines germées sur le nombre total de graines traitées.

2. Résultats

2.1. Extraits organiques obtenus à partir des filtrats de culture de *Fusarium*

Les filtrats bruts de culture de *Fusarium oxysporum* 34-Fo, *F. equiseti* 5-Kou et *Fusarium* sp 6-Fa ont été respectivement de couleur violette, jaune et rougeâtre (planche IX). Après l'extraction par l'acétate d'éthyle, le séchage de la phase organique sur le sulfate de sodium anhydre suivi de la concentration sur l'évaporateur rotatif, les couleurs des extraits organiques de culture ont été renforcées.



Planche IX: Filtrats bruts du milieu de culture des différents isolats de *Fusarium*

Les extraits organiques utilisés ont été ceux des incubations de la période chaude (mars - juin) du fait que ceux réalisés en période froide (décembre - février) ont donné de faibles concentrations en composés organiques.

2.2. Séparation des composés organiques par chromatographie sur couche mince

La chromatographie sur silice en couche mince des extraits organiques concentrés a permis de révéler certains composés organiques illustrés par des spots qui ont été observés sur les plaques de silice après la migration (Planche X).

- A l'œil nu, les spots sur les plaques de silice ont été de diverses couleurs avec les extraits de *F. oxysporum* 34-Fo (photo 1, planche X), de *F. equiseti* 5-Kou et de *Fusarium* sp 6-Fa.
- Sous la lampe UV à 254 nm et à 365 nm, en plus de ceux visibles à l'œil nu, d'autres spots ont été observés avec les extraits organiques (photo 3, planche X).

Après la révélation à l'acide sulfurique, aucun nouveau spot n'a été observé avant ou après le chauffage. En revanche, avec le révélateur ANIS, de nouveaux spots ont pu être observés avec les extraits organiques des trois (3) isolats de *Fusarium*.

Les références frontales (Rf) des spots observés sur les plaques de silice à la suite de l'élution de l'extrait organique de chaque isolat ont été calculées (figure 24).

L'observation de ces multiples spots a révélé l'existence de nombreux composés organiques dans les extraits. Les trois isolats se sont distingués par le nombre de composés organiques excrétés et l'extrait de *F. oxysporum* 34-Fo s'est avéré le plus riche en composés.

2.3. Effet des extraits organiques de *Fusarium* sur la germination des graines de *S. hermonthica*

Les pourcentages moyens de germination des graines de *S. hermonthica* enregistrés après l'application des extraits organiques et du méthanol sont présentés dans le tableau 25. Pour chaque isolat de *Fusarium*, le pourcentage moyen de germination des graines de *S. hermonthica* obtenu avec l'extrait organique collecté dans la zone B a été plus faible que celui enregistré avec l'extrait organique collecté dans la zone A. De la même façon, l'extrait organique collecté dans la zone A a plus réduit la germination des graines de *S. hermonthica* que l'extrait organique collecté dans la zone C. L'application du méthanol sur les graines de *Striga* a révélé l'effet inhibiteur de ce solvant organique sur la germination de *S. hermonthica* à partir de la concentration 33,3%.



Photo 1: Spots observés à l'oeil nu

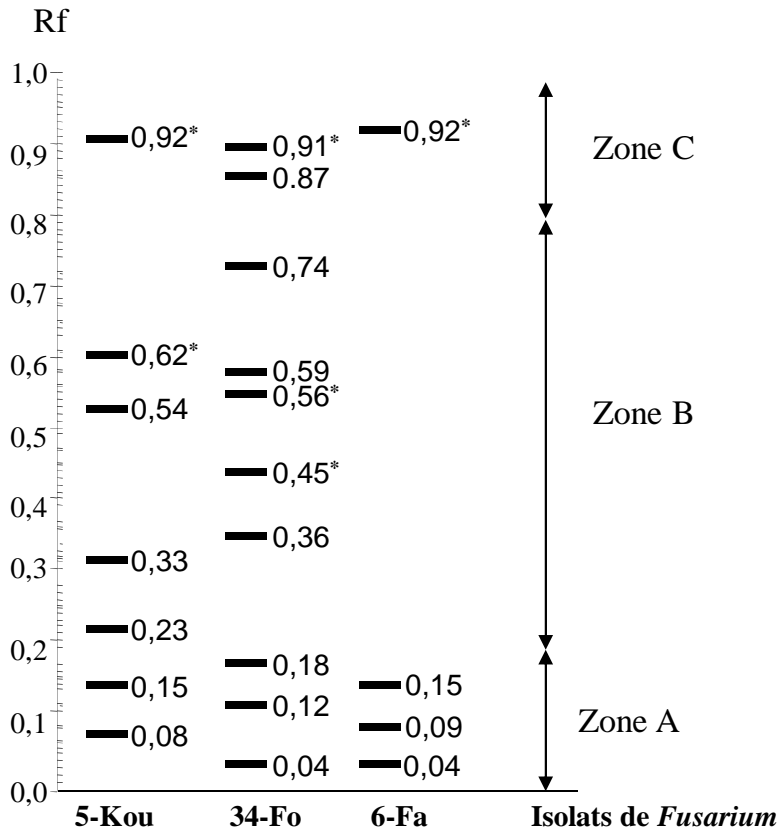


Photo 2: Spots observés sous UV à 254 nm



Photo 3: Spots observés sous UV à 365 nm

Planche X: Spots observés sur les plaques de silice après chromatographie sur couche mince (CCM) des extraits organiques des isolats de *Fusarium*



* : Spots visibles après la révélation à l'ANIS

Figure 24: Références frontales des spots observés par chromatographie sur couche mince des extraits organiques de trois isolats de *Fusarium*. Les spots ont été observés sous une lampe UV à 366 nm

L'analyse de variance montre une différence hautement significative ($P < 0,0001$) entre les pourcentages de germination des graines de *S. hermonthica* obtenus avec les extraits organiques et celui du témoin (tableau 25). Les extraits organiques ont en effet entraîné une réduction de 14,6% à 98% du pourcentage de germination par rapport au témoin. Pour chaque isolat de *Fusarium*, les extraits organiques collectées dans la zone B ont été plus efficaces contre la germination des graines de *S. hermonthica* suivies de ceux de la zone A. Le pourcentage de germination obtenu avec les extraits organiques de la zone C de *Fusarium* sp 6-Fa a été significativement le plus élevé par rapport aux pourcentages de germination enregistrés avec les extraits organiques des zones A et B du même isolat ou avec ceux de *F. oxysporum* 34-Fo et *F. equiseti* 5-Kou (tableau 25).

Tableau 25: Les pourcentages de germination des graines de *S. hermonthica* à la suite de l'application des extraits organiques des isolats de *Fusarium* sur ces graines

Traitements	Pourcentages de germination des graines de <i>S. hermonthica</i> (%)
Méthanol à 16,7%	87,19 a
Eau distillée stérile (témoin)	87,18 a
Méthanol à 33,3%	86,33 a
Méthanol à 50%	77,55 b
Extrait organique Zone C de <i>Fusarium</i> sp 6-Fa	74,46 b
Extrait organique Zone C de <i>F. oxysporum</i> 34-Fo	33,07 c
Extrait organique Zone C de <i>F. equiseti</i> 5-Kou	32,50 c
Extrait organique Zone A de <i>F. equiseti</i> 5-Kou	14,08 d
Extrait organique Zone A de <i>Fusarium</i> sp 6-Fa	11,63 de
Extrait organique Zone A de <i>F. oxysporum</i> 34-Fo	7,48 def
Extrait organique Zone B de <i>Fusarium</i> sp 6-Fa	3,74 ef
Extrait organique Zone B de <i>F. equiseti</i> 5-Kou	2,84 f
Extrait organique Zone B de <i>F. oxysporum</i> 34-Fo	1,72 f
Méthanol à 100%	0,00 f
Moyenne	37,13
ppds	8,15
Erreur standard	5,54

NB: Les traitements sont classés par ordre d'efficacité croissante contre la germination du *S. hermonthica*.

3. Discussion

Afin d'éviter dans le filtrat de culture l'usage de solutions acides pouvant être toxiques pour les graines de *S. hermonthica*, l'extraction de la phase organique est réalisée sans acidification du milieu. Par contre, des extractions similaires ont été effectuées après une acidification à pH allant de 2 à 3,8 (HCO_2H , 1 M hydroxyde d'ammonium, 0,1 M NaH_2PO_4) du filtrat de culture de *Fusarium* ayant abouti à l'identification des trichothecènes, des fumonisines, de l'acide fusarique et ses dérivés (Capasso *et al.*, 1996 ; Savard *et al.*, 1997 ; Plattner, 1999 ; Idris *et al.*, 2003). Dans notre étude, l'extraction des composés organiques est faite à partir des filtrats bruts du milieu de culture des isolats de *Fusarium* sans acidification pour éviter aussi les réactions chimiques secondaires.

La réalisation de la chromatographie sur couche mince (CCM) permet de constater que les spots observés sur les plaques de silice avec les extraits organiques des filtrats incubés en période chaude (mars - juin) ont été plus renforcés que ceux obtenus avec les extraits organiques des même filtrats incubés en période froide (décembre-février). Notre observation est en accord avec les résultats de Castellá *et al.* (2000) qui soulignent que la température d'incubation de la culture de *Fusarium subglutinans* ITEM 2404 influence quantitativement la production de la mycotoxine fusaproliferine.

La ressemblance de couleur, de position et du nombre de spots dans les zones A et C des chromatogrammes des extraits organiques de *F. oxysporum* 34-Fo et *Fusarium* sp 6-Fa suggère que ces deux isolats semblent excréter des composés organiques ayant une structure chimique similaire.

Le solvant organique, le méthanol, utilisé pour dissoudre les composés organiques observés sous forme de bandes sur les plaques de silice s'est montré toxique dans cette étude à la concentration d'au moins 50% pour la germination des graines de *S. hermonthica*. La toxicité du méthanol pur avait déjà été soulignée mais la germination des graines de *S. hermonthica* était aussi observée après une dilution de 10^{-1} à 10^{-11} avec des extraits racinaires de *Cassia obtusifolia* et *Crotalaria retusa* (Ouédraogo, 1995). En revanche, Ahmed *et al.* (2001) rapportent qu'un pourcentage de germination des graines de *S. hermonthica* supérieur à 75 % a été obtenu après le conditionnement des graines dans du méthanol.

L'application sur les graines de *S. hermonthica* des composés organiques collectés par zone sur les plaques CCM révèle une meilleure efficacité des composés organiques de la zone B ($0,2 \leq R_f \leq 0,7$) suivie de celle des composés de la zone A ($0,04 \leq R_f \leq 0,18$) sur la germination des graines de *S. hermonthica*. La méthode de CCM a été utilisée par Bumeister *et al.* (1979) pour identifier la mycotoxine moniliformine de *Fusarium moniliforme* NRRL 6322. Ces auteurs indiquent qu'après l'élution de l'extrait organique dans un éluant composé de toluène/acétone/méthanol (5:3:2), la R_f sur CCM de moniliformine est comprise entre 0,25 et 0,3. L'éluant utilisé par Bumeister *et al.* (1979) (toluène/acétone/méthanol) est plus polaire que celui (hexane/acétone) utilisé dans notre étude. La

technique TLC (Thin Layer Chromatography) a été utilisée par Capasso *et al.* (1996) pour identifier la mycotoxine acide fusarique de *Fusarium nygamai*. Deux fractions de Rf 0,33 avec l'éluant H₂O-MeCN et 0,40 avec l'éluant EtOAc-MeOH-H₂O sont obtenues sur CCM après la migration d'extrait organique de *Fusarium nygamai*. Ces deux fractions sont identifiées comme étant l'acide fusarique (Capasso *et al.*, 1996). A la suite de l'élution des extraits organiques de *Fusarium solani* sur CCM, Sugimoto *et al.* (2002) rapportent que 4 fractions ont inhibé la germination des graines de *S. hermonthica*. Les Rf des quatre fractions sont de 0,27 ; 0,33 ; 0,53 ; 0,75 et ont respectivement été identifiées à l'analyse LC-ESI-MS comme étant l'acuminatine, le neosolaniol, le 8-acétylneosolaniol et le tetraacétoxy T-2 tetraol (Sugimoto *et al.*, 2002). Dans notre étude, l'efficacité des composés organiques de la zone C ($0,87 \leq Rf \leq 0,92$) (non polaires, petites molécules) entraîne une réduction d'au moins 15% de la germination des graines de *S. hermonthica*. Cette efficacité est faible par rapport à celle des composés collectés dans les zones A et B pour l'extrait organique d'un même isolat de *Fusarium*. Les composés migrant dans la zone C ne présentent pas de toxicité ou ont une toxicité très limitée.

4. Conclusion partielle

La chromatographie sur couche mince analytique a permis de mettre en évidence l'existence de composés organiques excrétés par les trois isolats de *Fusarium* dans leur milieu de culture. Ces composés organiques sont visualisés par des spots sur les plaques de silice pour la chromatographie sur couche mince. La chromatographie sur couche mince préparative a permis de réaliser des fractions de composés organiques utilisées pour les tests de germination du *Striga* au laboratoire. Les composés organiques dont la référence frontale (Rf) est comprise entre 0,04 et 0,74 (zones A et B) semblent être des molécules actives (mycotoxines) dans l'inhibition de la germination des graines de *S. hermonthica*. Ces composés organiques entraînent en effet une réduction allant de 84% à 98% du pourcentage de germination des graines de *S. hermonthica* par rapport au témoin.

Chapitre II: Identification des mycotoxines produites par *Fusarium* et inhibitrices de la germination des graines de *Striga hermonthica* (Del.) Benth.

Introduction

Des espèces de *Fusarium* excrètent des mycotoxines telles que la fumonisine, l'eniantine, la moniliformine, l'acide fusarique (Zonno *et al.*, 1996, Idris *et al.*, 2003) et des trichothécènes (Sugimoto *et al.*, 2002 ; Wilbert et Kimmelmeier, 2003) qui sont chimiquement différents et possèdent une large gamme d'activités biologiques et d'effets physiologiques. Les possibilités d'utilisation des mycotoxines contre les espèces de *Striga* constituent une alternative à l'utilisation des herbicides chimiques ou des microorganismes vivants. Ainsi, il s'avère nécessaire d'identifier les composés organiques de *Fusarium* toxiques pour *S. hermonthica*.

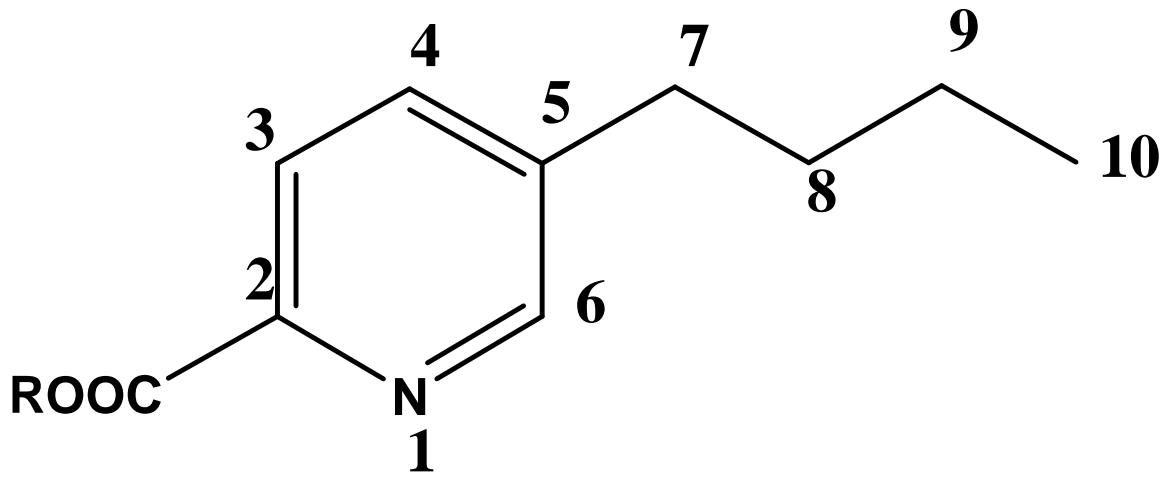
1. Matériel et méthodes

1.1. Matériel

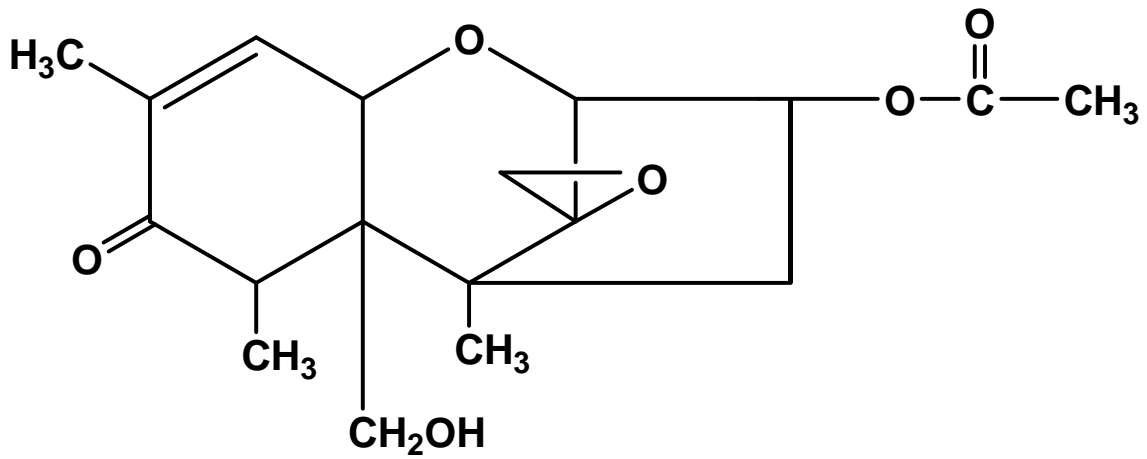
Deux mycotoxines standards, l'acide fusarique (acide 5-butylpyridine-2-carboxylique, acide 5-butylpicolinique; C₁₀H₁₃NO₂) (Sigma, R:22, S:22-24/25) et le 3-acétyldeoxynivalenol (3 α -Acétoxy-7 α , 15-dihydroxy-12, 13-epoxytrichothec-9-en-8-one ; 3 α -acetyl-vomitoxin ; C₁₇H₂₂O₇) (Sigma, R: 26/27/28-36/37/38, S: 22-36/37/39-45) dont nous avons pu disposer ont été utilisées (figure 25).

La composition du dispositif utilisé pour l'analyse des extraits organiques concentrés des isolats de *Fusarium* par la chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC/MS) a été la suivante :

- un spectromètre de masse 5973 Network, Agilent ;
- un échantillonneur automatique couplé à un injecteur split/splitless, 7683 Series Agilent ;
- un appareil de chromatographie en phase gazeuse, GC system, 6890 Series, Agilent ;
- une pompe à vide à diffusion, 230 V, Edwards 1.5 ; à la pression de 5×10^{-5} Torr ;
- une colonne capillaire en silice fondue HP-5MS 5% phényle méthyle siloxane (30 m x 0,25 mm x 0,25 μ m) ;
- l'hélium (He) a été utilisé comme gaz vecteur ;
- un ordinateur HP 91 muni d'un logiciel dénommé masse selective detector (MSD)-chemstation qui permet la programmation et le traitement des résultats des analyses GC/MS.



Structure de l'acide fusarique R=H



Structure de 3-acétyldeoxynivalenol

Figure 25: Structure chimique des standards de l'acide fusarique et de 3-acétyldeoxynivalenol

1.2. Méthodes

1.2.1. Production de milieu de culture de *Fusarium* et extraction de la phase organique

La production de milieu de culture de *Fusarium* et l'extraction de la phase organique ont été effectuées selon les techniques décrites dans le chapitre I de cette même partie. La phase organique concentrée à sec sur l'évaporateur rotatif à une température comprise entre 37°C et 40°C (Sugimoto *et al.*, 2002) a ensuite été dissoute dans du méthanol pur. La solution organique ainsi obtenue a été filtrée sur une colonne de gel de silice avant l'analyse en chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC/MS).

1.2.2. Analyse des extraits organiques par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC/MS)

La chromatographie en phase gazeuse permettant une séparation des composés avant l'analyse en spectrométrie de masse, seuls les extraits organiques des filtrats de culture des isolats ont été analysés par cette technique. Le fonctionnement de la source d'ions du spectromètre est la suivante: les molécules sont bombardées par un faisceau électronique qui provoque leur ionisation. Les fragments chargés positifs sont séparés selon leur masse et détectés en proportion de leur nombre. Ils fournissent des informations sur la nature et la structure de la molécule qui les a produits.

L'analyse des extraits organiques par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse a été effectuée au Laboratoire National de Santé Publique (LNSP) du Burkina Faso.

A. Méthode 1

Pour la recherche de l'acide fusarique, ses dérivés à savoir les méthyl esters de l'acide fusarique, les extraits organiques concentrés des trois isolats de *Fusarium* ont été analysés selon la méthode de Savard *et al.* (1997) modifiée. Elle a consisté à programmer la température du four de 120°C à 280°C à raison de 15°C/minute. La pression du gaz vecteur a été de 10,27 psi et le débit du gaz constant a été de 0,9 ml/minute. Pour passer de l'injection d'un extrait organique à un autre, la colonne a été nettoyée deux fois par l'acétate d'éthyl pur. L'acide fusarique standard a été dissout dans l'acétate d'éthyle pur à la concentration de 2 µg/µl. L'acide fusarique standard et l'extrait organique concentré ont été injectés respectivement aux quantités de 2 µl et 1 µl. Le temps d'analyse a été de 15 minutes.

B. Méthode 2

Pour la recherche des trichothecènes, les extraits organiques concentrés des trois isolats de *Fusarium* ont été analysés selon la méthode de Wilbert et Kimmelmeier (2003) modifiée. La pression du gaz vecteur a été de 8,75 psi et le débit du gaz constant de 0,9 ml/minute. Un (1) μ l du standard ou de l'extrait organique concentré a été injecté. Le standard, le 3-acétyldeoxynivalenol dissout dans l'acétate d'éthyl pur à la concentration de $1\mu\text{g}/\mu\text{l}$ et les extraits organiques concentrés ont été vaporisés à la température de 250°C. La température initiale du four était de 150°C, maintenue pendant 5 minutes. Cette température du four a été programmée de 150°C à 280°C à raison de 5°C/minute. De l'injection d'un extrait organique à un autre, la colonne a été nettoyée comme précédemment décrit. Chaque analyse a duré 34 minutes environ.

C. Critères d'exploitation des données

Trois (3) critères d'analyse ont été considérés dans cette étude pour l'identification des deux standards que sont l'acide fusarique et le 3-acétyldeoxynivalenol dans les extraits organiques des isolats de *Fusarium*:

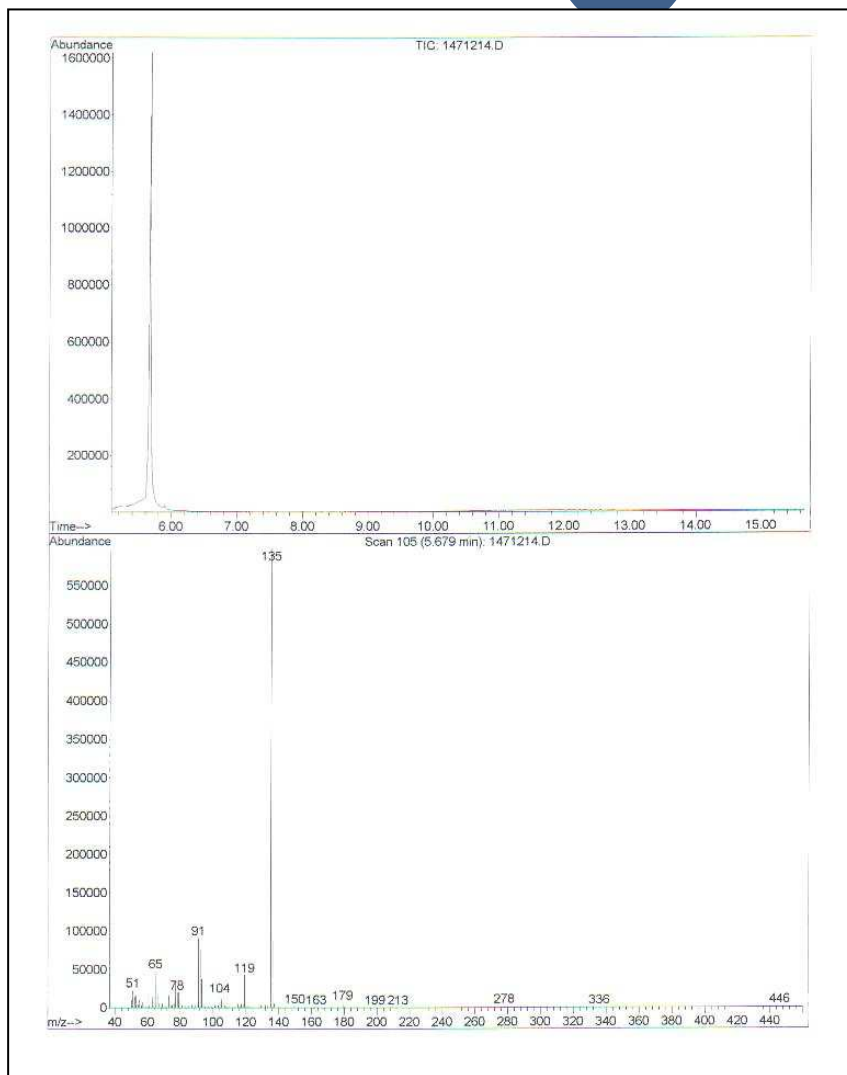
- le temps de rétention des pics par rapport à ceux des standards de l'acide fusarique et du 3-acétyldeoxynivalenol ;
- la comparaison des spectres de masse des pics des chromatogrammes des extraits organiques avec ceux des standards ;
- et le pourcentage de similitude, estimé par l'appareil, entre le spectre de chaque composé organique des extraits organiques des isolats de *Fusarium* et celui de référence notamment le standard.

2. Résultats

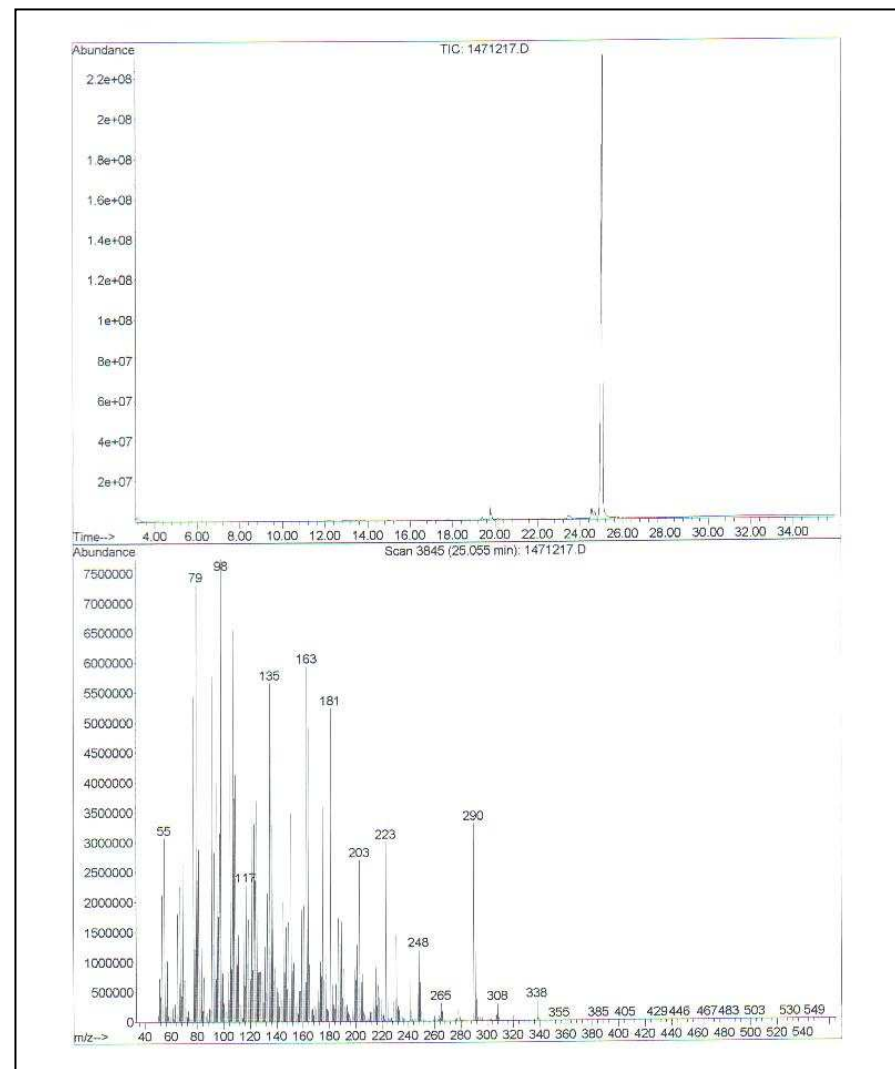
L'analyse des standards de l'acide fusarique (méthode 1) et du 3-acétyldeoxynivalenol (méthode 2) par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC/MS) a donné les chromatogrammes et les spectres de masses des standards de la figure 26.

Le temps de rétention (Tr) de l'acide fusarique a été égal à 5,71 minutes selon la méthode 1 et celui du 3-acétyldeoxynivalenol a été égal à 25,05 minutes selon la méthode 2. Les spectres de masse ont montré que les ions majeurs de l'acide fusarique ont été m/z 135, 119, 91 et 65 (figure 26, I) et ceux de 3-acétyldeoxynivalenol ont été m/z 290, 181, 163, 135, 98 et 79 (figure 26, II).

L'analyse de l'extrait organique de *F. oxysporum* 34-Fo par GC/MS selon les méthodes 1 et 2 a donné les chromatogrammes de la figure 27. Les chromatogrammes d'élution des extraits organiques de *F. equiseti* 5-Kou et *Fusarium* sp. 6-Fa ont été présentés dans l'annexe 1. Une similitude a été observée entre les chromatogrammes des extraits organiques. Sur chaque chromatogramme, nous avons distingué une zone des composés organiques «légers» comme l'acide fusarique (179,2 g) dont le Tr=8,50 minutes suivant l'analyse à l'HPLC (Idris *et al.*, 2003) suivie d'une seconde zone des mycotoxines «lourdes» comme le 3-acétyldeoxynivalenol (338,4 g) dont le Tr=35,65 minutes à la GC/MS (Wilbert et Kimmelmeier, 2003). Au-delà des deux zones, les chromatogrammes ont été difficilement exploitables du fait de la présence de polymères. Malgré la multitude de pics sur chaque chromatogramme, l'utilisation des trois critères d'appréciation cités dans la partie méthodes a permis la recherche des mycotoxines utilisées.

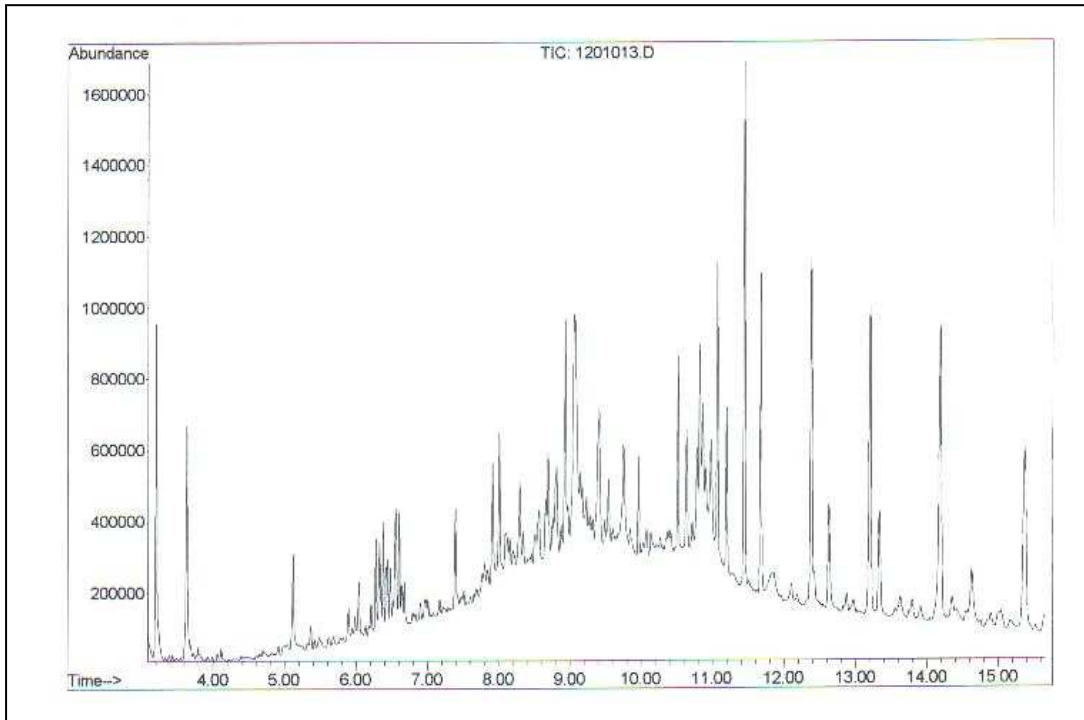


I

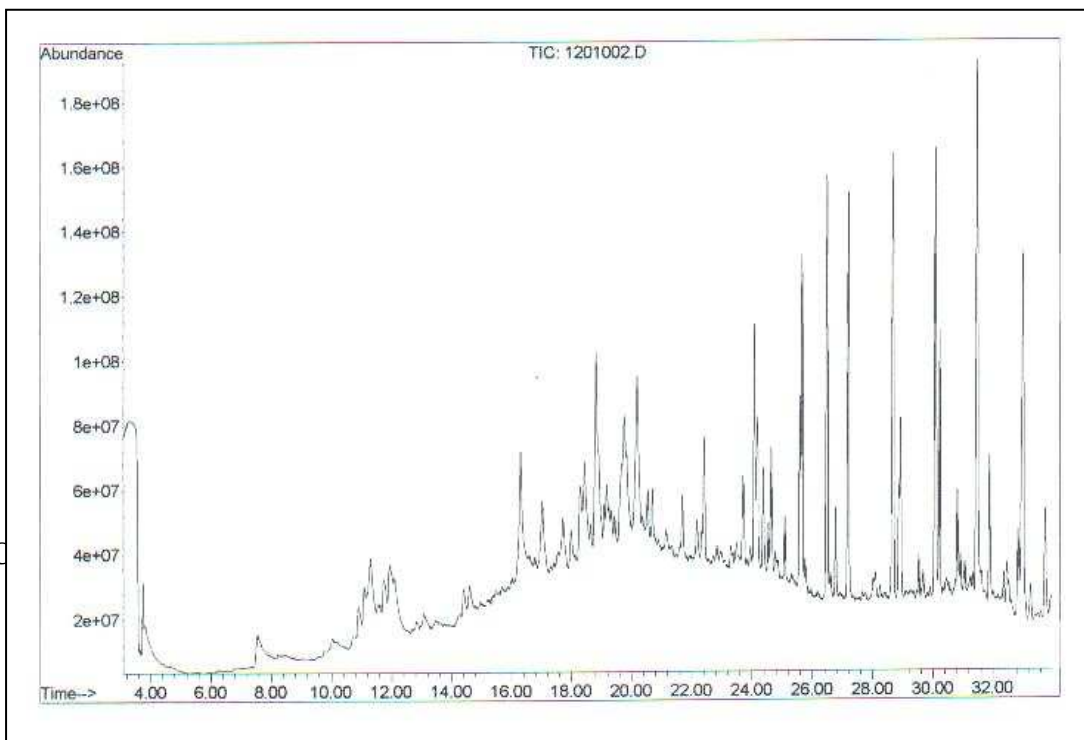


II

Figure 26 : Chromatogramme et spectre de masse des standards de l'acide fusarique (I) et de 3-acétyldeoxynivalenol (II)



Chromatogramme d'élution pour la recherche de l'acide fusarique selon la méthode de Savard et al. (1997)



Chromatogramme d'élution pour la recherche de 3-acétyldeoxynivalenol selon la méthode de Wilbert et Kimmelmeier (2003)

Figure 27 : Chromatogrammes d'élution (GC/MS) de l'extrait organique du filtrat de culture de *Fusarium oxysporum* 34-Fo

2.1. Recherche des mycotoxines utilisées

2.1.1. L'acide fusarique

Se référant uniquement à son temps de rétention 5,71 minutes, l'acide fusarique n'a pas été mis en évidence dans les extraits organiques de *F. oxysporum* 34-Fo, *Fusarium* sp. 6-Fa et *F. equiseti* 5-Kou.

Pour comparer les spectres de masse, les composés du chromatogramme des extraits dont les spectres de masse présentaient le pic de base m/z 135 de l'acide fusarique ont été sélectionnés. Quatre composés A (Tr=6,60 minutes), B (Tr=6,274 minutes), C (Tr=6,377 minutes) et D (Tr=6,480 minutes) de l'extrait organique de *F. oxysporum* 34-Fo contenaient chacun l'ion m/z 135 en tant qu'ion de base de leur spectre (annexes 2, 3). Le pic du composé E (Tr=8,93 minutes) a présenté sur son spectre de masse les quatre ions m/z 135, 119, 91 et 65 de l'acide fusarique.

Selon les normes d'appréciation des résultats d'analyse de GC/MS, un pourcentage de similitude égal au moins à 30% mérite une attention particulière. L'estimation de ce pourcentage de similitude du spectre des composés organiques des extraits par rapport à celui de l'acide fusarique (méthode 1) a révélé qu'un composé de *F. equiseti* 5-Kou (32%, Tr=6,90 minutes), qu'un composé de *Fusarium* sp. 6-Fa (46%, Tr=5,95 minutes) et deux composés de *F. oxysporum* 34-Fo (35%, Tr=6,64 minutes et 46%, Tr=5,95 minutes) sont comparables à l'acide fusarique. Ainsi, ces quatre composés s'avèreraient appartenir à la même famille chimique que le standard acide fusarique.

2.1.2. Le 3-acétyldeoxynivalenol

Sur les chromatogrammes d'élution des extraits organiques des isolats, l'utilisation du temps de rétention du standard n'a pas révélé de composé comparable au 3-acétyldeoxynivalenol.

En ce qui concerne les spectres de masse, les ions m/z 338 et 290 caractéristiques du 3-acétyldeoxynivalenol ont été sélectionnés pour la recherche (annexes 2). Le spectre de masse de plusieurs pics des chromatogrammes des extraits de *F. oxysporum* 34-Fo et *Fusarium* sp. 6-Fa semblaient être des polymères. Par contre, le pic contenant l'ion m/z 338 correspond à un composé de *F. oxysporum* 34-Fo dont le Tr=28,92 minutes et les trois ions ont été m/z 256, 141 et 56 (annexe 4). Le spectre de masse du pic des chromatogrammes des extraits organiques de *F. oxysporum* 34-Fo contenant l'ion m/z 290 montre que le composé a un Tr=25,59 minutes et les ions de base ont été m/z 287, 105 et 209.

La comparaison du spectre des composés des extraits organiques avec celui du standard de 3-acétyldeoxynivalenol n'a pas révélé un pourcentage de similitude supérieur à 30%. Ainsi, aucun composé des extraits organiques n'a une structure chimique similaire à celle de 3-acétyldeoxynivalenol.

3. Discussion

Le nombre de spots sur plaque en chromatographie sur couche mince (CCM) des extraits organiques de *Fusarium* sp. 6-Fa, *Fusarium equiseti* 5-Kou et *Fusarium oxysporum* 34-Fo avant et après la révélation avec ANIS est inférieur à celui des pics observés sur les chromatogrammes d'élution en chromatographie en phase gazeuse des mêmes extraits. Cela dénote les limites de la CCM à dénombrer les différents composés chimiques d'une substance et/ou les limites du pouvoir séparateur de l'éluant hexane/acétone (7:3 v/v) à les faire migrer.

Dans la perspective de rechercher l'acide fusarique dans les extraits organiques des trois isolats de *Fusarium*, les spectres de masse des pics des chromatogrammes d'élution des extraits contenant l'ion m/z 135 n'ont pas été identiques dans leur présentation, comparés à celui de l'acide fusarique standard. Toutefois, l'ion 135 m/z de l'acide fusarique standard constitue le pic de base des spectres de masse de ces composés. Ainsi, en tenant compte de l'ion 135 m/z et du temps de rétention proche de celui du standard, nous supposons pour une tentative de classification chimique, que les quatre composés organiques A (Tr=6,60 minutes), B (Tr=6,27 minutes), C (Tr=6,38 minutes) et D (Tr=6,48 minutes) de *F. oxysporum* 34-Fo sont de la même famille que l'acide fusarique.

En ce qui concerne le standard 3-acétyldeoxynivalenol, il n'a pas été mis en évidence dans les extraits organiques de *F. oxysporum* 34-Fo et *Fusarium* sp. 6-Fa. Les deux composés (Tr=28,924 minutes) et (Tr=25,592 minutes) semblent de par leur temps de rétention des composés lourds à l'instar du 3-acétyldeoxynivalenol.

4. Conclusion partielle

La technique d'analyse de la chromatographie gazeuse couplée à la spectrométrie de masse devrait permettre d'identifier la structure chimique de certaines des mycotoxines des isolats de *Fusarium* étudiés. Les deux standards: l'acide fusarique et le 3-acétyldeoxynivalenol n'existent pas dans les extraits organiques de trois isolats de *Fusarium*. Néanmoins, quatre composés organiques excrétés par *F. oxysporum* 34-Fo semblent appartenir à la même famille que l'acide fusarique dans la classification chimique des composés du fait qu'ils contiennent tous l'ion m/z 135 qui est le pic de base du spectre de masse de ce standard. Deux autres composés contenus dans l'extrait de *F. oxysporum* 34-Fo, un troisième dans l'extrait de *F. equiseti* 5-Kou et un quatrième dans l'extrait de *Fusarium* sp. 6-Fa ont été affectés d'un coefficient significatif de similitude avec l'acide fusarique standard.

En plus de l'acide fusarique et de 3-acétyldeoxynivalenol, il faudrait que nous associions plus tard d'autres mycotoxines de molécules légères et lourdes pour identifier certaines de ces mycotoxines dans nos extraits à la vue de leur activité.

Cinquieme Partie:

Conclusion générale et perspectives

CONCLUSION GENERALE

La contrainte agronomique de l'infestation des champs de céréales par *Striga hermonthica* coïncide généralement avec la fin des sarclages dans les champs. Cette situation explique pourquoi les paysans déjà fatigués par le désherbage des autres adventices sont incapables de maîtriser l'infestation par *S. hermonthica* à une période où elle sera sans incidence dépressive sur la production des cultures hôtes. Afin de réduire les pertes de rendement dues au *S. hermonthica*, la présente étude avait pour objectifs d'identifier des champignons endogènes, qui dans les conditions naturelles, sont pathogènes de la plante parasite, et des possibilités d'utilisation du potentiel pathogénique de ces champignons contre *S. hermonthica* dans une approche de lutte biologique. Cette approche combinée avec les pratiques culturales déjà existantes (variété tolérante, association sorgho-niébé, fumure) pourrait déboucher sur une stratégie de lutte intégrée contre *S. hermonthica*.

Le criblage de 51 isolats de *Fusarium* contre *S. hermonthica* effectué dans les conditions de laboratoire a révélé que ces isolats inhibent la germination des graines de *S. hermonthica* suivant deux mécanismes: l'action des spores et celle des métabolites. Suivant l'action des spores, les spores de 14 isolats de *Fusarium* entraînent une réduction de plus de 50% du taux de germination potentiel de *S. hermonthica* comparées à celles des 37 autres isolats. Par rapport au témoin, une forte réduction de germination de *S. hermonthica* a été enregistrée avec ces 14 isolats. Les spores de *Fusarium* spp. (6-Fa, 125b-Za), *Fusarium equiseti* (5-Kou) et *Fusarium oxysporum* (34-Fo) ont été les plus efficaces. Toutefois, l'action des spores semble être couplée avec une action chimique. L'effet des métabolites exsudés dans le milieu de culture par les isolats de *Fusarium* sur la germination des graines de *S. hermonthica* n'est perceptible qu'à la dose de 10 mg/ml du lyophilisat du filtrat de culture des isolats. Une inhibition totale de la germination des graines de *S. hermonthica* a été obtenue avec les métabolites de *Fusarium* spp. (6-Fa, 125b-Za), *Fusarium equiseti* (5-Kou), *F. oxysporum* (34-Fo) à la dose de 33 mg de lyophilisat/ml et avec les métabolites de trois autres isolats: *Fusarium* spp. (141b-O, 150a-M) et *Fusarium equiseti* (32-Or) à la dose de 67 mg de lyophilisat/ml.

Le criblage des isolats de *Fusarium* a ensuite été réalisé dans des conditions semi-contrôlées notamment en serre. L'inoculation des spores sur les parties aériennes de *S. hermonthica* a révélé la capacité de certains isolats de *Fusarium* à tuer les plants de *S. hermonthica*. Les isolats: *Fusarium* spp. (150a-M, 6-Fa), *F. equiseti* (5-Kou, 32-Or) et *F. oxysporum* (34-Fo) ont en effet entraîné les pourcentages de mortalité du *S. hermonthica* les plus élevés aux 14^e, 21^e et 28^e jours après l'inoculation. Le nombre de plants de *S. hermonthica* en fleurs et/ou en capsules a été significativement réduit avec sept isolats par rapport au témoin à partir de 21 jours après l'inoculation. Une forte réduction de la biomasse sèche de *S. hermonthica* a été enregistrée respectivement avec *Fusarium* sp (6-Fa) et *F. oxysporum* (34-Fo). L'étude de l'effet du substrat de culture des isolats sur l'efficacité de

Fusarium a montré que la pathogénicité des isolats de *Fusarium* sur la germination de *S. hermonthica* est influencée par le type de substrat de culture. Le compost utilisé comme substrat contribue plus au maintien voire à l'amélioration de l'efficacité des isolats de *Fusarium* utilisés sur *S. hermonthica* en comparaison avec le substrat tiges de sorgho. L'étude de la position des graines de *S. hermonthica* par rapport à l'inoculum dans le sol a montré que la distance d'enfouissement des graines de la plante parasite jusqu'à 10 cm du poquet de semis s'est avérée sans effet significatif sur la performance des isolats de *Fusarium* contrairement à la profondeur d'enfouissement. L'augmentation de la profondeur annule l'efficacité de certains isolats de *Fusarium* si bien que la germination des graines de *S. hermonthica* a été fortement réduite à 5 cm de profondeur qu'à 10 cm de profondeur, 50 jours après l'enfouissement.

L'évaluation des 14 isolats de *Fusarium* dans les conditions du champ a révélé des différences de niveaux d'efficacité contre *S. hermonthica*. Les quatre isolats *Fusarium* spp. (150a-M, 6-Fa), *F. equiseti* (5-Kou) et *F. oxysporum* (34-Fo) semblent posséder un niveau d'efficacité significatif dans la réduction de l'infestation par *S. hermonthica*. De fortes réductions du nombre de plants de *S. hermonthica* émergés à 85 et 105 jours après le semis et de la biomasse sèche de *S. hermonthica* dans les parcelles traitées avec le compost inoculé avec les isolats de *F. equiseti* 5-Kou et *F. oxysporum* 34-Fo ont été enregistrées. *F. oxysporum* 34-Fo s'est révélé l'agent biologique le plus efficace contre *S. hermonthica* en milieu naturel. Le compost inoculé avec *F. oxysporum* 34-Fo a permis de réduire significativement l'infestation cumulée de *S. hermonthica* par rapport au témoin. Les résultats de cette étude suggèrent l'existence probable des agents pathogènes vis-à-vis de *S. hermonthica* déjà présents dans le sol. Cependant, l'effet résultant de l'interaction entre les isolats de *Fusarium* incorporés dans le sol et ces pathogènes telluriques locaux sur *S. hermonthica* semble inférieur à l'effet individuel de chacun d'eux. L'utilisation du compost inoculé d'isolats a engendré un gain supplémentaire du rendement grains de sorgho comparé à celui obtenu dans la parcelle traitée avec du compost stérilisé (témoin). L'utilisation de *Fusarium* n'a pas permis une inhibition totale de l'infestation par *S. hermonthica* dans les parcelles traitées par le compost inoculé. Cependant, la lutte biologique à base de certains des isolats de *Fusarium* peut être considérée comme une composante d'une stratégie de lutte intégrée contre *S. hermonthica*.

Cette approche de lutte intégrée contre *S. hermonthica* associant la lutte biologique à base de *Fusarium* et certaines méthodes culturales a été expérimentée en conditions naturelles dans nos travaux. Ainsi, la combinaison de *F. oxysporum* 34-Fo cultivé sur compost (inoculum) (plein champ) et un faux-hôte (variété de niébé IT-89-KD-245) a eu un effet dépressif sur *S. hermonthica*. L'effet synergique de l'inoculum et du faux-hôte (niébé) sur l'infestation du *S. hermonthica* a été plus perceptible par rapport à la biomasse sèche de *S. hermonthica* récoltée dans la parcelle inoculée de sorgho F2-20 associé au

niébé. En effet, la biomasse sèche de *S. hermonthica* a fortement été réduite dans cette parcelle par rapport au témoin. *F. oxysporum* 34-Fo cultivé sur compost et associé à la fumure minérale (200 kg/ha) ou à la fumure organique (5t/ha) a réduit efficacement l'infestation et le développement végétatif du *S. hermonthica*. Une réduction significative de l'infestation de *S. hermonthica* a été observée à 85 et 106 jours après le semis dans les parcelles traitées avec l'inoculum à base de *Fusarium* associé à l'un des deux types de fumures. L'intégration de la fumure minérale et de l'inoculum s'est révélée efficace et a entraîné une réduction de 84% de l'infestation cumulée de *S. hermonthica*. La réduction de la biomasse sèche du *Striga* a été comparable et plus accentuée dans les parcelles traitées avec l'inoculum à base de *Fusarium* associé à la fumure organique que dans celles traitées avec l'inoculum associé à la fumure minérale. Un gain supplémentaire en rendement grains de sorgho de 72% a été enregistré dans ces parcelles par rapport au témoin. Ces résultats révèlent une compatibilité voire une synergie d'action entre l'application de la fumure minérale ou de la fumure organique et l'incorporation de *F. oxysporum* 34-Fo. Toutefois, la marge bénéficiaire de production de la culture hôte dans ces traitements révèle que les méthodes de lutte contre *S. hermonthica* devraient être appliquées pendant de nombreuses années sans en attendre de résultats immédiats.

La recherche au laboratoire des mycotoxines dans les filtrats de culture des isolats de *Fusarium* sp 6-Fa, *F. equiseti* 5-Kou et *F. oxysporum* 34-Fo a permis de situer la zone de migration des composés organiques inhibiteurs de la germination de *S. hermonthica* sur les plaques de silice. Cette zone a une référence frontale comprise entre 0,04 et 0,74. Aucune structure chimique des mycotoxines de *Fusarium* impliqués n'a pu être identifiée du fait de la pauvreté de la bibliothèque des mycotoxines de référence (2) constituée. Néanmoins, l'utilisation du standard de l'acide fusarique a révélé l'existence dans les filtrats de culture de *F. oxysporum* 34-Fo de composés organiques appartenant à la même famille chimique que l'acide fusarique.

Proposition d'une approche de lutte intégrée contre *Striga hermonthica* au Burkina Faso

Les résultats de la présente étude, en accord avec ceux des études antérieures, indiquent que pour réduire l'infestation de *Striga hermonthica*, une approche de lutte intégrée doit être privilégiée. La lutte intégrée est définie comme une démarche faisant intervenir deux ou plusieurs techniques de lutte à effet synergique ou additionnel pour lutter efficacement et de façon rationnelle et économique contre un ravageur. Quatre composantes, la résistance variétale de sorgho, un isolat de *Fusarium* efficace contre *S. hermonthica*, l'association culturale d'une céréale et d'une légumineuse faux-hôte rampante et la fertilisation organo-minérale, peuvent être ciblées dans le cadre de la mise en œuvre de cette lutte intégrée contre *S. hermonthica*. Cette démarche vise quatre objectifs:

Le premier objectif consistera à amoindrir la dynamique d'augmentation du stock semencier de *S. hermonthica* dans le sol en limitant le nombre de plants émergés de *S. hermonthica* grâce à l'utilisation d'une variété résistante/tolérante de la culture hôte (sorgho).

Le deuxième objectif vise la réduction du stock semencier de *S. hermonthica* existant dans le sol grâce à la germination suicidaire des graines de *S. hermonthica* provoquée par le faux-hôte (niébé) et de la destruction des graines de *S. hermonthica* dans le sol à la suite de l'incorporation dans le sol des spores ou des chlamydospores de *Fusarium oxysporum* 34-Fo. Le niébé à port rampant crée un micro-climat propice à la croissance du *Fusarium*.

Le troisième objectif vise la réduction de la production de nouvelles graines par les plants émergés de *S. hermonthica* liée à la perturbation de leur développement végétatif par la couverture du sol par un faux-hôte rampant (niébé) et à l'inoculation sur les parties aériennes de *S. hermonthica* des spores de *F. oxysporum* 34-Fo pouvant provoquer une forte mortalité des plants du parasite.

Le quatrième objectif vise la restauration de la fertilité des sols par l'utilisation de la fumure organo-minérale et d'une légumineuse faux-hôte fixatrice d'azote atmosphérique (niébé). La matière organique constituée de fumier d'étable stérilisé ou de compost améliorera les propriétés physico-chimiques des sols. La fumure organo-minérale sera de type fumier d'étable stérilisé ou de compost avec adjonction de Burkina phosphate. Elle présente l'avantage d'être économiquement moins onéreuse que les engrais et de plus elle enrichit le sol en éléments nutritifs pouvant compenser les pertes dues au parasitisme de *S. hermonthica*. La démarche de lutte intégrée proposée associant l'inoculum à base de *Fusarium* et certaines pratiques culturales est présentée de façon schématique dans la figure 28.

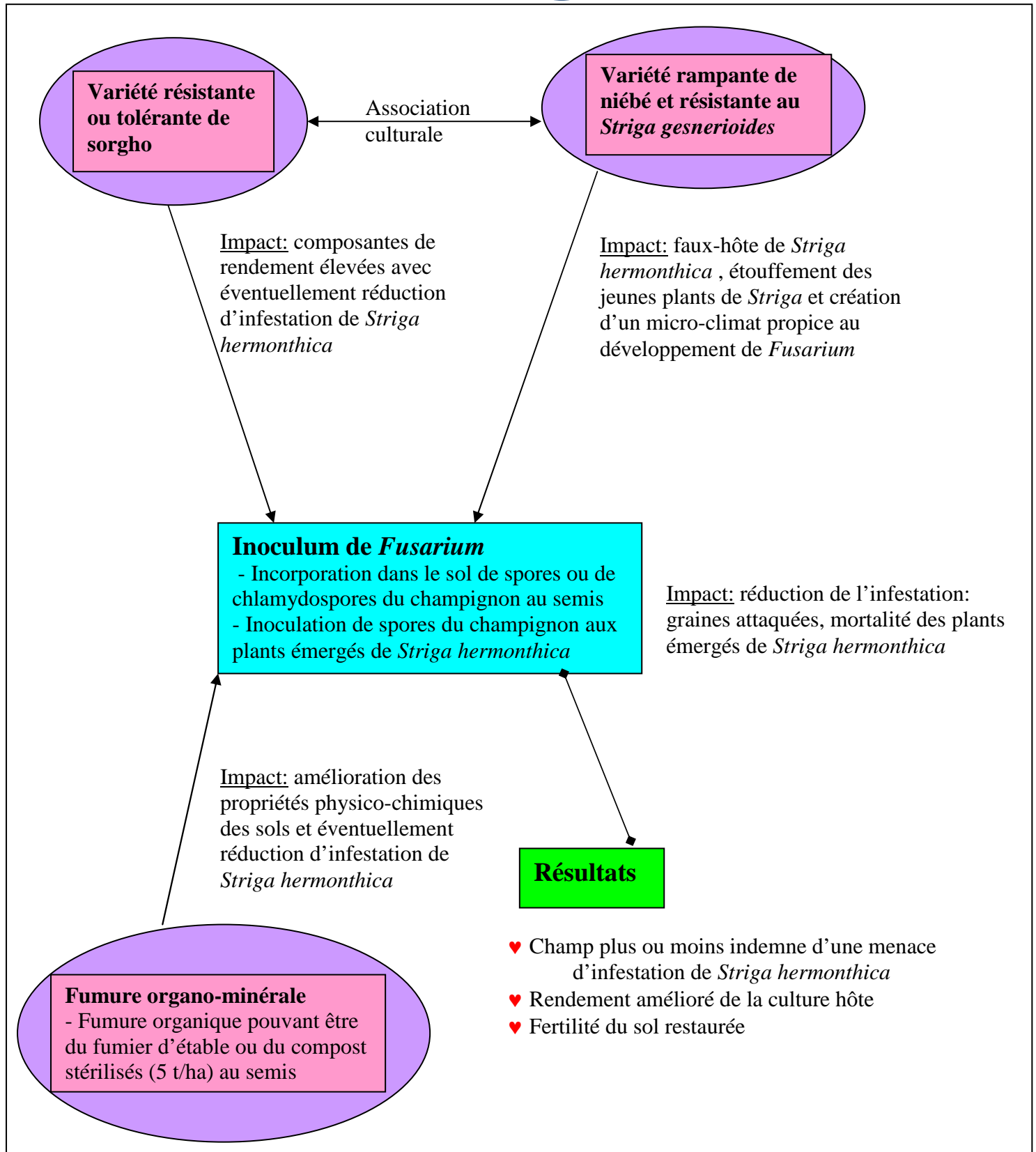


Figure 28: Représentation schématique de la démarche de lutte intégrée associant la résistance ou la tolérance variétale de sorgho, un faux-hôte, la lutte biologique à base de *Fusarium* et la fumure organo-minérale contre *S. hermonthica*

PESPECTIVES

Pour améliorer l'efficacité et la durabilité de la lutte biologique contre *Striga hermonthica*, les investigations ultérieures porteront sur les aspects suivants:

- caractérisation des isolats de *Fusarium* à travers:
 - . l'étude des protéines totales mycéliennes des isolats;
 - . l'étude de l'éco-physiologie des isolats à savoir l'influence qualitative et quantitative de la température et de l'humidité sur la croissance et l'efficacité des isolats de *Fusarium*;
 - . l'étude du pouvoir mycorhizien de certains isolats de *Fusarium*;
- mise au point d'une technique d'enrobage des semences de céréales avec les isolats de *Fusarium* ;
- l'identification chimique des principes actifs de *Fusarium* dans l'inhibition de la germination des graines de *S. hermonthica*;
- l'étude des préférences édaphiques et agroécologiques des isolats de *Fusarium* efficaces contre *S. hermonthica* ;
- l'étude du potentiel fongique et de la capacité d'accueil des sols dans les trois zones agro-écologiques du Burkina Faso;
- la détermination de l'effet des exsudats racinaires des cultures hôtes de *S. hermonthica* sur la microflore fongique de la rhizosphère;

Dans la perspective d'élargir le spectre de la lutte biologique, une investigation sur les substances naturelles végétales ou les huiles essentielles végétales inhibitrices de la germination des graines de *Striga hermonthica* sera entreprise suivie de l'identification des principes actifs. Le potentiel de nuisibilité des champignons macroscopiques sur *S. hermonthica* sera également abordé du fait que des prospections nous ont permis d'observer sur le terrain l'existence d'une espèce de macromycète se développant sur un plant de *S. hermonthica*.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques

- Abbasher A. A., 1994.** Microorganisms associated with *Striga hermonthica* and possibilities of their utilization as biological control agents.
<http://www.eiselen-stiftung.de/Knoll/abbasher.html>
- Abbasher A. A., Kroschel J. & Sauerborn J., 1995.** Microorganisms of *Striga hermonthica* in Northern Ghana with potential as biocontrol agents. *Biocontrol Science & Technology*, **5**: 157-161.
- Abbasher A. A., Hess D. E., Kroschel J. & Sauerborn J., 2002.** Fungal antagonists for biological control of *Striga hermonthica* in West Africa. Pp 90-99 In: Integrated *Striga* management technologies: from Research to farmers, Proceedings of the fourth general workshop of the Pan African *Striga* Control Network (PASCON), 28th October – 1st November 1996, (S.T.O. Lagoke, S.S. M'Boob, Eds), Bamako, Mali.
- Abbasher A. A., Hess D. E. & Sauerborn J., 1998.** Fungal pathogens for biological control of *Striga hermonthica* on sorghum and pearl millet in West Africa. *African Crop Science Journal*, **6**: 179-188.
- Abbasher A. A., Hess D. E., Sauerborn J. & Kroschel J., 1996.** Effect of different *Fusarium* spp on seed germination of: *Striga hermonthica* (sorghum and millet strains); *S. asiatica* and *S. gesnerioides*. Pp 880-887 In : *Advances in Parasitic Plant Research* (Monero, M.T., Cubero, J.I., Berner, D., Musselman, L.J. & Parker, C., Eds.) Dirección General de Investigación Agraria, Seville, Cordoba, Spain.
- Abbasher A. A. & Sauerborn J., 1995.** Pathogens attacking *Striga hermonthica* and their potential as biological control agents. Pp 527-533 In: Biological control of weeds. Proceedings of the 8th International Symposium, , 2-7 February 1992, (Delfosse E. S. & Scott R. R., Eds), Lincoln University, Canterbury, New Zealand.
- Agrios G. N., 1978.** Plant pathology. 2nd edition. Academic press, New York, USA, 687 p.
- Ahmed E. N., Sugimoto Y. Babiker A. G., Mohamed O. E., Ma Y., Inanaga S. & Nakajima H., 2001.** Effects of *Fusarium solani* isolates and metabolites on *Striga* germination. *Weed Science*, **49**: 354 - 358.
- Ahonsi M. O., Berner D. K., Emechebe A. M. & Lagoke S. T., 2002.** Selection of rhizobacterial strains for suppression of germination of *Striga hermonthica* (Del) Benth. seeds. *Biological Control*, **24**: 143-152.

- Barralis M., 1977.** Détermination et utilisation des seuils de nuisibilité. *Phytoma*, pp 11-15.
- Bationo A., Mokwunye U., Vlek P. L. G., Koala S. & Shapiro B. I., 2003.** Soil fertility management for sustainable land use in the West African sudano-sahelian zone. Pp 253-292 In: Soil fertility management in Africa: A regional perspective, (Gichuru M P., Bationo A., Bekunda A. A., Goma H. C., Mafongonya P. L., Mugendi D. N., Murwira H. M., Nandwa S. M., Nyathi P. & Swift M. J., Eds), African Academy of Sciences.
- Bengaly M. & Defoer T., 1996.** On farm studies of *Striga* in South Mali: contribution of a farmer participatory approach. Pp 856-8661 In: Advances in parasitic plant research (Monero M., Cubero J. I., Berner D., Musselman I. J. & Parker C. (éds)), Sixth International Parasitic Weed Symposium, April 16-18, Junta de Andalucia, 923 p.
- Berner D. K., Alabi M. O., Di Umba U. & Ikie F. O., 1996.** Proposed integrated control program for *Striga hermonthica* in Africa. Pp 817-825 In: *Advances in parasitic plant research*, (Monero, M.T., Cubero, J.I., Berner, D., Musselman, L.J. & Parker, C., Eds.) Dirección General de Investigación Agraria, Seville, Cordoba, Spain.
- Berner D. K., Cardwell K. F., Faturoti B. O., Ikie F. O. & Williams O. A., 1994.** Relative roles of wind, crop seeds and cattle in dispersal of *Striga* spp. *Plant Disease*, **78** (4): 402-406.
- Berner D. K., Kling J. G. & Singh B. B., 1995.** *Striga* research and control: a perspective from Africa. *Plant Disease*, **79**: 652-660.
- Bonkougou S., Konaté G. & Trouche G., 1999.** Transmission du virus du clump de l'arachide par les semences de sorgho, *Sorghum bicolor* (L.) Moench. *African Journal of Plant Protection*, **9**: 921-928.
- Bonzi M., 1979.** La cécedomyie du sorgho, *Contarinia sorghicola* Cop. en Haute Volta, possibilités de lutte . compte rendu du congrès sur la lutte contre les insectes en milieu tropical. Marseille 13-16 Mars, France, 531-541 p.
- Booth C., 1971.** The genus *Fusarium*. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England, 237 p.
- Bouillant M. L., Kabir M., Alexandre G., Jacoud C., Miche L., Bally R., Sallé G. & Ouédraogo O., 1996.** Inhibition of *Striga* seed germination by bacteria isolated from soil under sorghum field. In advances in parasitic plant research (Moreno M. T., Cubero J.I., Berner D., Joel D., Musselman I. J. (eds)), April 16-17-18, Dirección General de Investigación Agraria, Seville, pp 898-905.
- Boussim J. I., 2002.** Les phanérogames du Burkina Faso : inventaire, taxonomie, écologie et quelques aspects de leur biologie. Cas particulier des Lonranthaceae parasites du Karité. Doctorat d'Etat ès Sciences naturelles, Univ. de Ouagadougou, Burkina Faso, 306 p.

- Burdon J. J., Groves R.H. & Cullen J.M., 1981.** The impact of biological control on the distribution and abundance of *Chondrilla juncea* in south-eastern Australia. *Journal of applied Ecology*, **18**: 957-966.
- Burmeister H. R., Ciegler A. & Vesonder R. F., 1979.** Moniliformin, a metabolite of *Fusarium moniliforme* NRRL 6322 : purification and toxicity. *Appl. Environ. Microbiol.*, **37**: 11-13.
- Capasso R., Evidente A., Cutignano A., Vurro M., Zonno M. C. & Bottalico A., 1996.** Fusaric and 9,10-dehydrofusaric acids and their methyl esters from *Fusarium nygamai*. *Phytochemistry*, **4**: 1035-1039.
- Castellá G., Munkvold G. P., Imerman P. & Hyde W. G., 2000.** Effects of temperature, incubation period and substrate on production of fusaproliferin by *Fusarium subglutinans* ITEM 2404. *Natural toxins*, **7**(4): 129-132.
- Caussanel J. P., 1989.** Nuisibilité et seuils de nuisibilité des mauvaises herbes dans une culture annuelle : situation de concurrence bispécifique. *Agronomie*, **9**: 219-240.
- Cechin I. & Press M. C., 1993.** Nitrogen relation of the sorghum-*Striga hermonthica* host-parasite association: germination, attachment, and early growth. *New Phytol.*, **124**: 681-687.
- Charudattan R., 1988.** Inundative control of weeds with indigenous fungal pathogens. In : *Fungi in Biological control Systems*, pp. 88-124. M. N. Burge (Ed.) Manchester University Press, Manchester.
- Charudattan R., 1991.** The mycoherbicide approach with plant pathogens; Pp. 24-57 In: DO TeBeest (Ed.), *Microbial control of weeds*. Chapman & Hall, New York, USA.
- Ciotola M., Watson A. K. & Hallett S. G., 1995.** Discovery of an isolate of *Fusarium oxysporum* with potential to control *Striga hermonthica* in Africa. *Weed Research*, **35**: 303-309.
- Ciotola M., Ditommaso A. & Watson A. K., 2000.** Chlamydospores production, inoculation methods and pathogenicity of *Fusarium oxysporum* M12-4A, a biocontrol for *Striga hermonthica*. *Biocontrol Science & Technology*, **10**: 129-145.
- Daniel J. T., Templeton G. E., Smith R. J. & Fox W. T., 1973.** Control of Northern Jointvetch in rice with an endemic fungal disease. *Weed Science*, **21**: 303-307.
- Debrah S. K., 1993.** Sorghum in western Africa. In: Sorghum and millet commodity and research environments (Byth D. E. édit.). International Crop Research Institute for the Semi-Arid Tropics, Patancheru, A. P. India, pp 17-37.
- Dellatus M., 1971.** Méthodes de lutte contre les *Striga*. *Agronomie Tropicale*, COLUMA, 7-8 sept., Antilles, 249-253.
- Dembélé B. & Kayentao M., 2002.** Etude de l'association sorgho/niébé comme moyen de lutte contre le *Striga hermonthica*. Pp 80-85 In : Integrated *Striga* management technologies: From research

to farmers, Lagoke S.T.O., M'Boob S.S. (éds). Proceedings of the 4th general workshop of the pan African control network (PASCON), 28 oct.-1 nov., 1996, Mali.

- Dembélé B., Raynal-Roques A., Tuquet C. & Sallé G., 1994.** Plantes parasites des cultures et des essences forestières au Sahel. Institut du Sahel, CTA, Bamako, Mali, 43 p.
- Des Abbayes H., Chadefaud M., De Frre Y., Feldmann J., Gausсен H., Grasse P. P., Leredde M. C., Ozenda P. & Prevot A. R., 1963.** Anatomie-cycles Evolutifs-Systématiques. Masson et Cie, Paris, pp 871-873.
- Devis D., 1967.** Fusaric acid in selective pathogenicity of *Fusarium oxysporum*. *Phytopathology* (Abstr.), **57**, 808.
- Diarra C., Ciotola M., Hallet S. G., Hess D.E. & Watson A. K., 1996.** Field efficacy of *Fusarium oxysporum* for the control of *Striga hermonthica*. *Nuisibles-Pests*, **4** (1): 257-263.
- Diarra C., 1998.** La combinaison de l'association de cultures sorgho-niébé et de l'inoculation avec *Fusarium oxysporum* pour la lutte intégrée contre *Striga hermonthica* (Del.) Benth. au Mali. In : Actes de l'atelier de restitution du programme conjoint sur le sorgho ICRISAT-CIRAD, 17-20 Mars 1997, Bamako, Mali, p 141-146.
- Diarra C. & Watson A.K., 1999.** La lutte biologique : une opportunité pour neutraliser le *Striga* au Sahel, *Sahel IPM*, **14**: 4-7.
- Diawara B., Kaboré I. Z. & Sawadogo L., 1995.** Essai de stockage en vrac du sorgho rouge et niébé : amélioration des structures de stockage traditionnelles. In : Processing and Industrial Utilization of sorghum and related cereals in Africa; Menyonga J. M., Bezuneh T., Nwasike C. C., Sedogo P. M. and enkoano A. (Eds); OAU/STRC-SAFGRAD Regional Symposium, Agence Internationale de Communication pour le développement ; Ouagadougou, Burkina Faso, pp 207-214.
- Doggett H., 1988.** *Sorghum*. Tropical Agriculture series, seconde édition, 512 p.
- Drenan D. S. H. & El-HHiweris S. O., 1979.** Changes in growth substances in *sorghum vulgare* infected by *Striga hermonthica* . Pp 144-155 In: Proceedings , 2nd International symposium on parasitic weeds; Musselman, I J., Worsham A. D. & Eplee R. E. (Eds); Raleigh, North Carolina State university.
- DSAP, 1996.** Résultats de l'enquête. Ministère de l'agriculture et des ressources animales, 03 BP 7010 Ouagadougou – Burkina Faso.
- DSAP/MARA, 1995.** Enquête nationale de statistiques agricoles (ENSA, 1993). Rapport d'analyse. DSAP/MARA, 128 p.
- Eplee R. E., 1975.** Ethylene: a witchweed seed germination stimulant. *Weed Science*, **23**: 433-436.
- FAO, 2001.** FAOSTAT Agricultural Database.
<http://www.apps.fao.org/cgi-bin/nph-db.pl?subset=agriculture>.

- FAO, 2004.** FAOSTAT Agricultural Database. <http://www.faostat.fao.org/faostat/servlet>
- FAO, 2005.** Système mondial d'information et d'alerte rapide sur l'alimentation et l'agriculture de la FAO: Rapport spécial Burkina Faso, mission FAO d'évaluation des récoltes et des disponibilités alimentaires. <http://www.fao.org/gIEWS/>
- Godwin I. D. & Gray S. J., 2000.** Overcoming productivity and quality constraints in sorghum : the role for genetic engineering. In : Transgenic cereals (O'Brien L., Henry R. J., Eds), American association of cereal chemists, St Paul, MN, pp 153-177.
- Graves J. D., Press M. C. & Stewart G. R., 1989.** A carbon balance model of the sorghum - *Striga hermonthica* host-parasite association. *Plant Cell. Environ.*, **12**: 101-107.
- Greathead D. J., 1984.** The natural enemies of *Striga* spp and their utilization as biological control agents,. In: *Striga* biology and control (Ayensu E. S, Ed), IRL Press Ltd Oxford, UK, pp 133-166.
- Greathead D. J. & Milner J. E. D., 1971.** A survey of *Striga* spp. And their utilization as biological control agents. Pp 133-166 In: *Striga* Biology and Control, Ayensu E. S. *et al.* (Eds), IRL Press Ltd Oxford, UK.
- Gressel, J., Hanafi, A., Head, G., Marasas W., Obilana, A. B., Ochanda, J., Souissi, T., Tzotzos, G., 2004.** Major heretofore intractable biotic constraints to African food security that may be amenable to novel biotechnological solutions. *Crop protection* 23, 661-689.
- Guinko S., 1984.** Végétation de la haute Volta. Thèse de Docteur ès Sciences Naturelles. Université De Bordeaux III, France, UER Aménagement et ressources Naturelles. Département l'homme et son environnement T.I et T.II, 394 p.
- Hausmann B. I. G., Hess D. E., Welz H. G. & Geiger H. H., 2000.** Improved methodologies for breeding striga-resistant sorghums. *Field Crops Research*, **66**:195-211.
- Hess D. E., 1989.** Resistance to *Striga hermonthica* (Del.) Benth. in sorghum. Purdue University, USA, 240 p.
- Idris A. E., Abouzeid M. A., Boari A., Vurro M. & Evidente A., 2003.** Identification of phytotoxic metabolites of a new *Fusarium* sp inhibiting germination of *Striga hermonthica* seeds. *Phytopathologia Mediterranea*, **42**: 65-70.
- Kaboré H., Sawadogo K., Ouali F. & Ido B. D., 1997.** Diagnostic approfondi du secteur agricole et d'élevage pour l'élaboration d'une stratégie de croissance durable du secteur agricole et de l'élevage–MARA Burkina Faso/Cellule de coordination du PASA, 182 p.
- Kamal I. M., Musselman L. J., Aigbokhan E. I. & Berner D. K., 1996.** Evolution and taxonomy of agronomically important *Striga* species. Pp 53-73 In : Advances in parasitic plant research. Monero T., Cubero J. I., Berner D., Joel D., Musselman L. J. & Parker C. Eds. 6th International Parasitic weeds symposium, April 16-18, 1996, Junta de Andalucia, Espagne, 923 p.

- Kambou G., Ouédraogo O., Somé N. & Ouédraogo S., 1999.** Effet de la poudre des cosses de *Parkia biglobosa* sur l'émergence du *Striga hermonthica*, l'activité biologique du sol et le rendement du maïs. *Science et Technique : Sciences Naturelles*, **23** (2): 60-70.
- Kempenaar C., 1995.** Studies on biological control of *Chenopodium album* by *Ascochyta caulina*. Ph. D Thesis; Wageningen Agricultural University, 128 p.
- Kim S. K., 1991.** Breeding maize for *Striga* tolerance and the development of the field infestation technique. Combating *Striga* in Africa, pp 96-108, Proc. Int. Workshop (IITA, ICRISAT and IDRC), S. K. Kim (Ed.), 22-24 Aug. 1988 , Ibadan, Nigeria.
- Kim S. K. & Adetimirin V. O. 1997.** Integrated pest management: Responses of tolerant and susceptible Maize varieties to timing and rate of nitrogen under *Striga hermonthica* infestation. *Agronomy journal*, **89**: 38-44.
- King S. B. & Zummo N., 1977.** Physiology specialization in *Striga hermonthica* West Africa. Plant Dis. Rep, 61, 770 p.
- Kiraly Z., Klemen T. Z., Solymosy F. et Voros J., 1974.** Methods in plant pathology: with special reference to breeding for disease resistance. Akademiai Kiado. Budapest, 442 p.
- Kirk Aa, 1993.** A fungal pathogen potential for biocontrol of *Striga hermonthica* (Scrophulariaceae). *Entomophaga*, **38**: 459-460.
- Koch W. , Beshir M. E. & Unterladstatter, R., 1982.** Crop losses due to weeds. Improving weed management. FAO Plant Production and Protection Paper. Rome 6-10 september, 1982, 44, 153-165.
- Kroschel J., 2001.** A technical manual for parasitic weed research and extension. Kluwer academic Publishers. 256 p.
- Kroschel J., Hundt A., Abbasher A. A. & Sauerborn J., 1996.** Pathogenicity of fungi collected in northern Ghana to *Striga hermonthica*. *Weed Research*, **36**: 515-520.
- Lagoke S. T. O., Parkinson V. & Agunbiade R. M., 1991.** Parasitic weeds and control methods in Africa. Pp 3-14 In: Combating *Striga* in Africa. IITA, Ibadan Nigeria.
- Last F. T., 1960.** Effect of cultural treatments on the incidence of *Striga hermonthica* (Del.) Benth. and yields of sorghum in the Sudan: field experiments 195/8. *Ann. Appl. Biol.*, **48** : 207-229.
- Lenzemo V. W. & Kuyper T. W., 2001.** Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on damage by *Striga hermonthica* on two contrasting cultivars of sorghum, sorghum bicolor. *Agriculture, ecosystems & environment*. **87** (1): 29-35.
- Lonchamp R., 1977.** Seuils de nuisibilité des mauvaises herbes: I. Nuisibilité des mauvaises herbes (généralités). Phytoma, 7-11 pp.

- Maiti R. K., Ramaiah K. V., Shaw A. Taylor A. W. & Wild H J., 1984.** A comparative study of the haustorial function in *Striga asiatica* (L.) Kuntze on sorghum cultivars. *Annal Botany*, **54** : 447-457.
- Makken F., 1993.** Vue d'ensemble du secteur agricole en Afrique Sub-saharienne. In Rôle de la fertilisation pour assurer une production durable des cultures céréalières en Afrique Sub-saharienne, (Van Reuler H. & Prins W. H. (édit.)), pp 29-40.
- Marley P. S., Ahmed S. M., Shebayan J. A. Y. & Lagoke S. T. O., 1999.** Isolation of *Fusarium oxysporum* with potential for biocontrol of the witchweed (*Striga hermonthica*) in the Nigerian savanna. *Biological control and technology*, **9**: 139-163.
- Marley P. S., Aba D. A., Shebayan J. A. Y., Musa R. & Sanni A., 2004.** Integrated management of *Striga hermonthica* in sorghum using a mycoherbicide and host plant resistance in the Nigerian sudano-sahelian savanna. *Weed Research*, **44**: 157-162.
- Marnotte P., 1995.** Utilisation des herbicides : Contraintes et perspectives. *Agriculture et Développement*, **7**: 12-21.
- Mathur S. K., Mathur S. B. & Neergard P., 1975.** Detection of seed borne fungi in *Sorghum* and location of *Fusarium moniliforme* in seed. *Seed science and Technology*, **3**: 683-690.
- M'Boob S. S., 1986.** A regional program for *Striga* control in West and Central Africa. Proc. Of the FAO/OUA All Africa government consultation on *Striga* control (Robson T. O. & Broad H. R. (éds)), Maroua, Camerounn, pp 190-194.
- Meister Cw & Eplee Re, 1971.** Five new fungal pathogens of Witchweed (*Striga lutea*). *Plant Disease Reporter*, **55**: 861-863.
- Mgema W. G. & Mbwaga A. M., 2002.** The use of nitrogen fertilizer for *Striga* control in maize in Tanzania. In : Integrated *Striga* management technologies : from research to farmers, Lagoke S.T.O., M'Boob S.S. (éds). Proceedings of the 4th general workshop of the pan African control network (PASCON), Mali, 28 oct. – 1 nov., 1996, pp 72-74.
- Musselman L. J., 1987.** Parasitic weeds in agriculture. Vol. 1 : *Striga*. Musselman L. J. (éd.), CRC Press, Florida, USA, 317 p.
- Naj Raj Tr, 1966.** Fungi occurring on witchweed in India. Commonwealth Mycological Institute of Biological Control. *Technical Communications* **7**: 75-80.
- Neya A., 1997.** Relations entre *Sorghum bicolor* (L.) Morench et *Colletotrichum granicola* (Ces.) Wilson : Variabilité, résistance variétale et pertes de rendement. Thèse de Doctorat, ENSA de Rennes, 64 p.
- Nwanzé K. F., 1988.** Distribution and seasonal incidence of some major insect pests of sorghum in Burkina Faso. *Insect Science & Its application*, **9** : 313-321.

- Obilana A. T., 1983.** *Striga* studies and control in Nigeria. Pp 87-98 In : Proceedings of the Second International Workshop on *Striga*, Ouagadougou, upper Volta, 5-8 October 1991, ICRISAT, Patancheru, Inda.
- Olivier A., 1995.** Le *Striga*, mauvaise herbe parasite des céréales africaines : biologie et méthodes de lutte. *Agronomie*, **15** : 517-525.
- Olivier A., 1996.** La relation entre le *Striga hermonthica* et ses hôtes: une synthèse. *Can. J. Bot.*, **74** : 1119-1137.
- Olivier A., Ramaiah K. V. & Leroux G. D., 1992.** Evaluation de lignées de sorgho (*Sorghum bicolor*) pour leur résistance à la mauvaise herbe parasite *Striga hermonthica* au Burkina Faso. *Phytoprotection*, **73** (1): 13-23.
- Ouédraogo L., 1995.** Le charbon couvert du sorgho. Guide de gestion phytosanitaire des cultures du Burkina Faso. 107-108 pp.
- Ouédraogo O., 1995.** Contribution à l'étude de quelques phanérogames parasites des cultures au Burkina Faso : incidence, biologie et méthodes de lutte. Thèse de doctorat, Université Pierre et Marie Curie (Paris 6), 95 p.
- Ouédraogo O., Sallé G., Tuquet C., Bouillant M. L. & Bally R., 2000.** Spécification de plantes faux-hôtes pour *Striga hermonthica* (Del.) Benth. (Scrophulariaceae). *Etudes et Recherches Sahéliennes*. **4-5**: 81-86.
- Ozenda P. & Capdepon M., 1979.** L'appareil haustorial des phanérogames parasites; *Rev. Gen. Bot.* **86**:235-343.
- Pandey R. N., Pawar S. E. & Bhatia C. R., 1995.** Effect of culture filtrate of *Fusarium udum* and fusaric acid on wilt susceptible and resistant pigeonpea cultivars. *Indian Phytopathology*, **48** (4): 90-95.
- Parker C., 1984.** Influence of *Striga* species on *Sorghum* under varying nitrogen fertilization. Pp 90-98 In: Third International Symposium on Parasitic weeds, Aleppo, Syria.
- Parker C. & Riches C. R., 1993.** Parasitic weeds of the world: biology and control. CAB International. Caslefield Press, Kettering, Northands, UK, 332 p.
- Parkinson V., Efron Y., Bello L. & Dashiell K., 1987.** Trap crops as a cultural measure in *Striga* control in Africa. *FAO Plant protection Bulletin*, **35** : 51-54.
- Patil S. S. & Dimond A. E., 1967.** Effect of sugar alcohols on production of polygalacturonase by *Fusarium oxysporum* f. sp *Lycopersici*. *Phytopathology* (Abstr.) **57**, 825.
- Patterson D. T., 1987.** Environment factors affecting witchweed growth and development. pp 27-44 In: Parasitic weeds in agriculture vol. I: *Striga* (Musselman L.J. & Parker C. (éds)), CRC Press, Florida, USA, 317 p.

- Penden D, 1992.** Biocontrol of *Striga* (McGill/West Africa).
http://web.idrc.ca/fr/ev-39576-201-1-DO_TOPIC.html
- Pesch, C. & Pieterse, A. H., 1982.** Inhibition of germination in *Striga* by means of urea Parasitic weeds.
Experientia **38**: 559-560.
- Phatak S. C., Callaway M. B. & Vavrina C. S., 1987.** Biological control and its integration in weed management systems for purple and yellow nutsedge (*Cyperus rotundus* and *C. esculentus*). *Weed Technology*, **1** : 84-91.
- Pieterse A. H., 1991.** The effect of nitrogen on *Orobanche* and *Striga*- State of the art. Advances in parasitic plant Research, collection 36, 274-282 (Monero T., Cubero J. I., Berner D., Joel D., Musselman L. J. & Parker C. Eds). 6th International Parasitic Weeds Symposium, April 16-18, 1996, Junta de Andalucia, Espagne, 929 p.
- Pieterse A. H. & Pesch C., 1983.** The witchweeds (*Striga* spp), a review.
Tropical Agriculture, **9** (8) : 9-37.
- Plattner R. D., 1999.** HPLC/MC analysis of *Fusarium* mycotoxins Fumonisin and deoxynivalenol.
Natural Toxins, **7**: 365-370.
- Press M. C., Nour J. J., Bebawi F. F. & Stewart G. R., 1987.** Antitranspirant-induced heat stress in the parasitic plant *Striga hermonthica* – a novel method of control. *Journal of Experimental Botany*, **40**: 585-591.
- Press M. C. & Stewart G. R., 1987.** Growth and photosynthesis in sorghum bicolor infested with *Striga hermonthica*. *Annal of Botany*, **60**: 657-662.
- Pronier I., Paré J., Traoré D. & Stewart R. K., 1998.** A histological study of the effect of feeding by spp (Coleoptera : Curculionidae) larvae on seed production by *Striga hermonthica* (Scrophulariaceae). *Biological control*, **13**: 152-157.
- Ramaiah K. V., 1984.** Physiological specialization of *Striga hermonthica* and crop specificity. Pp 58-65
 In: Third International Symposium on Parasitic Weeds, Aleppo, Syria.
- Ramaiah K. V., 1987.** Breeding cereals grains for resistance to witchweed. Pp 227-242 In: Parasitic weeds in agriculture, vol. 1: *Striga*, Musselman L. J. (Ed), CRC Press, Florida, USA, 317 p.
- Ramaiah K. V., Parker C. & Vasudeva Rao M. J., 1983.** *Striga* identification and control handbook. Information Bulletin n°15, ICRISAT Patancheru, Inde, 52 p.
- Ransom J. K. & Odhiambo G. D., 1995.** Effect of corn (*Zea mays*) genotypes which vary in maturity length on *Striga hermonthica* parasitism. *Weed Techniques*, **9** : 63-67.
- Raynal-Roques A., 1993.** Contribution à la connaissance de la biologie des *Striga* (Scrophulariaceae) : types biologiques et phénologie. Bulletin Museum National Histoire Naturelle, Paris, 4^e série, 15, section B, *Adansonia*, n°1-4: 3-31.

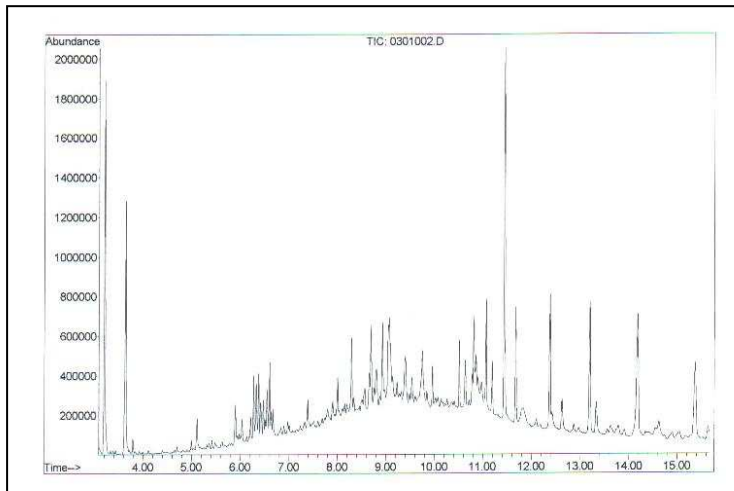
- Remande V., 1991.** Influence des dates de semis sur la qualité technologique des grains de sorgho. Rapport DCV/ Techno 90/3, E.N.S.A. Toulouse, 43 p.
- Robinson E. L. et Doweler C. C., 1990.** Cultural and edaphic aspects of witchweed control. Witchweed research and control in the United States, Sand P. F. et *al.*, Eds, Monogr. Ser. n°5, WSSA, Champaign, IL.
- Sankara P., 1997.** Evaluation des performances agronomiques et de la résistance à la rouille (*Puccinia arachidis* Speg.) de génotypes d'arachide (*Arachis hypogaea* L.) pour la création d'un idéotype au Burkina Faso. Thèse de Doctorat d'Etat ès Sciences Naturelles, Université de Ouagadougou, Burkina Faso, 222 p.
- Sankaran T. & Rao V. P., 1966.** Insects attacking witchweed (*Striga*) in India. Commonwealth *Institute of Biological Control Technical Bulletin*, **7**: 63-73.
- Sapin P., 1983.** Le sorgho et son amélioration—Synthèse, Haute-Volta, 1961-1981, IRAT Montpellier, France.
- Sauerborn J., 1991.** The economic importance of the phytoparasites *Orobanche* and *Striga*. Fifth international symposium on parasitic weeds, Nairobi, Kenya, June 24th–30th, pp 137-143.
- Sauerborn J., Dörr I., Abbasher A. A., Thomas H. & Kroschel J., 1996.** Electron microscopic analysis of the penetration process of *Fusarium nygamai* a hyperparasite of *Striga hermonthica*. *Biological control*, **7**: 53-59.
- Savard M. E., Miller J. D., Ciotola M. & Watson A. K., 1997.** Secondary metabolites produced by a strain of *Fusarium oxysporum* used for *Striga* control in West Africa. *Biocontrol Science & Technology*, **7**: 61-64.
- Sedogo P. M., Lompo F., Bonzi M., Bado B. V. & Segda Z., 1999.** Compostage en fosse des résidus de récoltes (sorgho, mil, maïs). Fiche technique réalisée en milieu paysan et adaptée aux conditions des producteurs Burkinabé, 4 p.
- Smith M. C., Holt J. & Webb M., 1993.** Population model of the parasitic weed *Striga hermonthica* (Scrophulariaceae) to investigate the potential of *Smicronyx umbrinus* (Coleoptera: Curculionidae) for biological control in Mali. *Crop Protection*, **12**: 470-476.
- Somé L., 1989.** Diagnostic agropédoclimatique du risque de sécheresse au Burkina Faso. Etude de quelques techniques agronomiques améliorant la résistance pour les cultures de sorgho, de mil et de maïs. Doctorat, Université de Montpellier II, Science et Technique du Languedoc, France, 312 p.
- Stewart G. R., 1987.** Physiological biochemistry of *Striga*. Pp 77-90 In: Parasitic weeds in agriculture vol. I: *Striga* (Musselman L.J. & Parker C. (Eds)), CRC Press, Florida, USA, 317 p.

- Stewart G. R., Nour J., Macqueen M. & Shah N., 1984.** Aspects of the biochemistry of *Striga*. *Striga* biology and control, pp 161-177 (Moreno T., Cubero J. L., Berner D., Joel D., Musselman L. J. & Parker C. (éd.)). ICSU, Paris, 216 p.
- Sugimoto Y., Ahmed E. N., Yasuda N. & Inanaga S., 2002.** Trichothecene inhibitors of *Striga hermonthica* germination produced by *Fusarium solani*. *Weed Science*, **50**: 658-661.
- Thakre S. K., 1994.** Effect of Nitrogen fertilization on *Striga* (*Striga asiatica*) infestation and yield of sorghum. *Punjabrao Krishi Vidyapeeth Research Journal*, **18**: 178-180.
- Templeton Ge, 1982.** Status of weed control with plant pathogens. In : R Charudattan & HI Walker (eds.) Biological control of weeds with plant pathogens. Wiley, New York, USA, pp. 29-44.
- Templeton Ge, Tebest Do & Smith Rjjr, 1979.** Biological weed control with mycoherbicides. *Annual review of Phytopathology*, **17**: 301-310.
- Thalouarn P. & Fer A., 1993.** Le *Striga*, un ravageur des cultures vivrières: le point sur les connaissances récentes et sur les méthodes de lutte. *Cahiers Agriculture*, **2**: 167-182.
- Thouvenel J. C. & Fauquet C., 1981.** Further properties of peanut clump virus and studies on its natural transmission. *Ann Appl. Biol*, **97**: 99-107.
- Traoré D., 1994.** Life history of *Smicronyx guineans* Voss and *S. umbrinus* Hustache (coleoptera: Curculionidea) on *Striga hermonthica* (Del.) Benth. (Scrophulariaceae), PhD. Thesis, Department of Natural Ressources Sciences, McGill University, 205 p.
- Traoré D., Vincent C., & Séré A., 1991.** Prospects for biological control of *Striga* (Witchweed) in Burkina Faso. Proc. V Int. Symp. Par. Weeds. Nairobi, Kenya, 328.
- Traoré D., Vincent C., & Stewart R. K., 1996.** Association and synchrony of *Smicronys guineanus* and *Smicronys umbrinus* (Coleoptera : Curculionidea) and the parasitic weed *Striga hermonthica* (Del.) Benth. (Scrophulariaceae). *Biological Control*, **3**: 307-315.
- Traoré H., 1991.** Influence des facteurs agro-écologiques sur la constitution des communautés adventices des principales cultures céréalières (sorgho, mil, Maïs) du Burkina Faso. Thèse de Doctorat, Université Montpellier II, France, 250 p.
- Traoré H. & Maillet J., 1992.** Flore adventice des cultures céréalières annuelles du Burkina Faso. *Weed Research*, **32**: 279-293.
- Traoré H., Ouédraogo O. & Sallé G., 2000.** Contrôle du *Striga hermonthica* (Del.) Benth. par la combinaison du 2,4-D ou de l'arrachage à la variété. *Etudes et Recherches Sahéliennes*. **4-5**: 87-94.

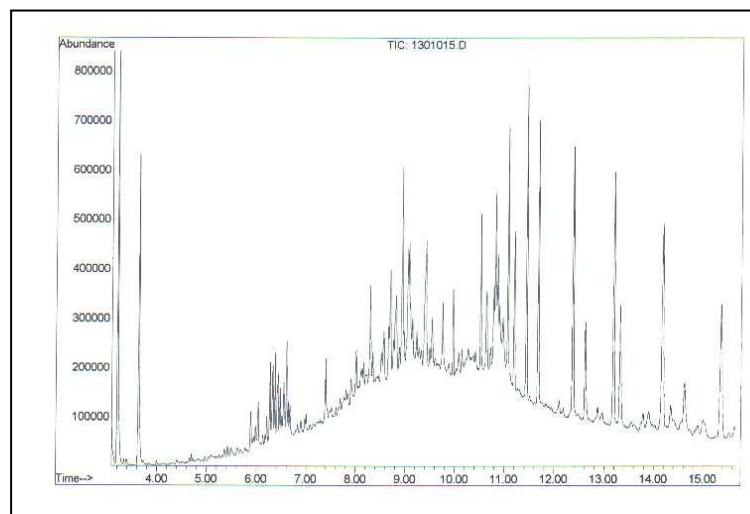
- Traoré H., Hess D. E., Hoffmann G., Son G. A. & Sallé G., 2001.** Use of hand-weeding and herbicides to control *Striga hermonthica* in Burkina Faso. *African Crop Science Journal*, **9** (4): 645-653.
- Traoré H. & Yonli D., 1999.** Study of farmers' perception of the *Striga* problem and inventory of indigenous *Striga* control methods in Burkina Faso. In : "Advances in parasitic weed control at On-farm level, Vol. I. Joint Action to control *Striga* in Africa", Kroschel J., Mercier-Quarshie H., Sauerborn J, Margra Verlag W. (éds), Germany, pp 197-205.
- Traoré H. & Yonli D., 2001a.** Concurrence des adventices en riziculture pluviale : détermination de la période optimale de désherbage dans l'Est du Burkina Faso. *Science et technique, Sciences naturelles et agronomie*, **25** (1): 16-29.
- Traoré H. & Yonli D., 2001b.** *Striga* et autres adventices : perception paysanne et inventaire des méthodes endogènes de lutte dans l'Est du Burkina Faso. *Science et technique, Sciences naturelles et agronomie*, **25** (1): 46-59.
- Vallance K. B., 1951.** Studies on the germination of the seeds of *Striga hermonthica*: III. On the nature of pretreatment and after-ripening. *Annals of Botany N. S.*, **15** (57): 109-128.
- Vasudeva Rao M. J., 1985.** Techniques for screening Sorghums for resistance to *Striga*. ICRISAT, Information bulletin n°20, 18 p.
- Wager V. A. 1931.** Disease of plants in South Africa due to members of Pythiaceae. *South Africa department Agricultural Science Bulletin* **10**, 43.
- Watson A. K., 1991.** The classical approach with plant pathogens. In : Microbial control of weeds, pp. 3-23. Do Tebeest (ed.) Rouledge, Chapman & Hall, New York.
- Wilbert F. M. & Kimmelmeier C., 2003.** Identification of deoxynivalenol, 3-acetyldeoxynivalenol, and zearalenone in galactose oxidase-producing isolates of *Fusarium graminearum*. *J. Basic Microbiol.*, **43** (2): 148-157.
- Williams C. N. & Caswell G. H., 1959.** An insect attacking *Striga*. *Nature*, **184**, 168.
- Yonli D., 1997.** Détermination de la période critique de concurrence entre le riz pluvial, le sorgho et les adventices et étude de la résistance variétale du sorgho au *Striga hermonthica* (Del.) Benth.; Perception paysanne du problème des adventices, dans la zone soudanienne-est du Burkina Faso. Mémoire d'ingénieur IDR, Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, 135 p.
- Yonli D., Traoré H., Hess D. E., Abbasher A. A., & Boussim I. J., 2004.** Effect of growth medium and method of application of *Fusarium oxysporum* on infestation of *Sorghum* by *Striga hermonthica* in Burkina Faso. *Biocontrol Science and Technology*, **14** (4): 417-421.

- Yonli D., Traoré H., Hess D. E., Abbasher A. A., Sérémé P. & Sankara P., 2005.** Biological control of witchweed in fields of Burkina Faso using isolates of *Fusarium oxysporum*. *African Crop Science Journal*, **13** (1): 41-47.
- Zombré P. N. & Nikiéma S., 1992.** Importance et effet de *Striga hermonthica* (Del.) Benth. sur la production du sorgho en zone Nord soudanienne du Burkina Faso : Cas de Linonghin. *Revue du Réseau pour l'Amélioration de la Productivité Agricole en Milieu Aride*, 4 : 103-112.
- Zongo J. D., 1977.** L'amélioration génétique du sorgho-grain. Mémoire de D.A.A., Ecole Nationale d'Agronomie de Rennes, France, 116 p.
- Zonno M. C., Vurro R., Evidente A., Cutignano A., Sauerborn J. & Thomas H., 1996.** Phytotoxin metabolites produced by *Fusarium nygamai* from *Striga hermonthica*. Pp 223-226 In: proceedings of the IX International Symposium on Biological control of weeds (Moran V.C. & Hoffmann J.H. (eds)), 19-26 January, Stellenbosch, South Africa, University of cape Town..
- Zummo N., 1977.** Disease of giant witchweed, *Striga hermonthica*, in West Africa. *Plant Disease Reporter*, **61**: 428-430.

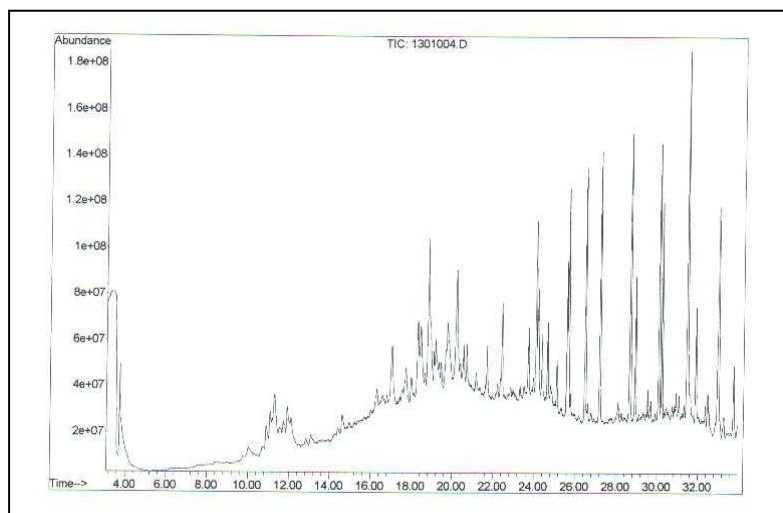
ANNEXES



Chromatogramme d'élution (GC/MS) de l'extrait organique du filtrat de culture de *F. equiseti* 5-Kou pour rechercher l'acide fusarique selon la méthode de Savard *et al.* (1997)

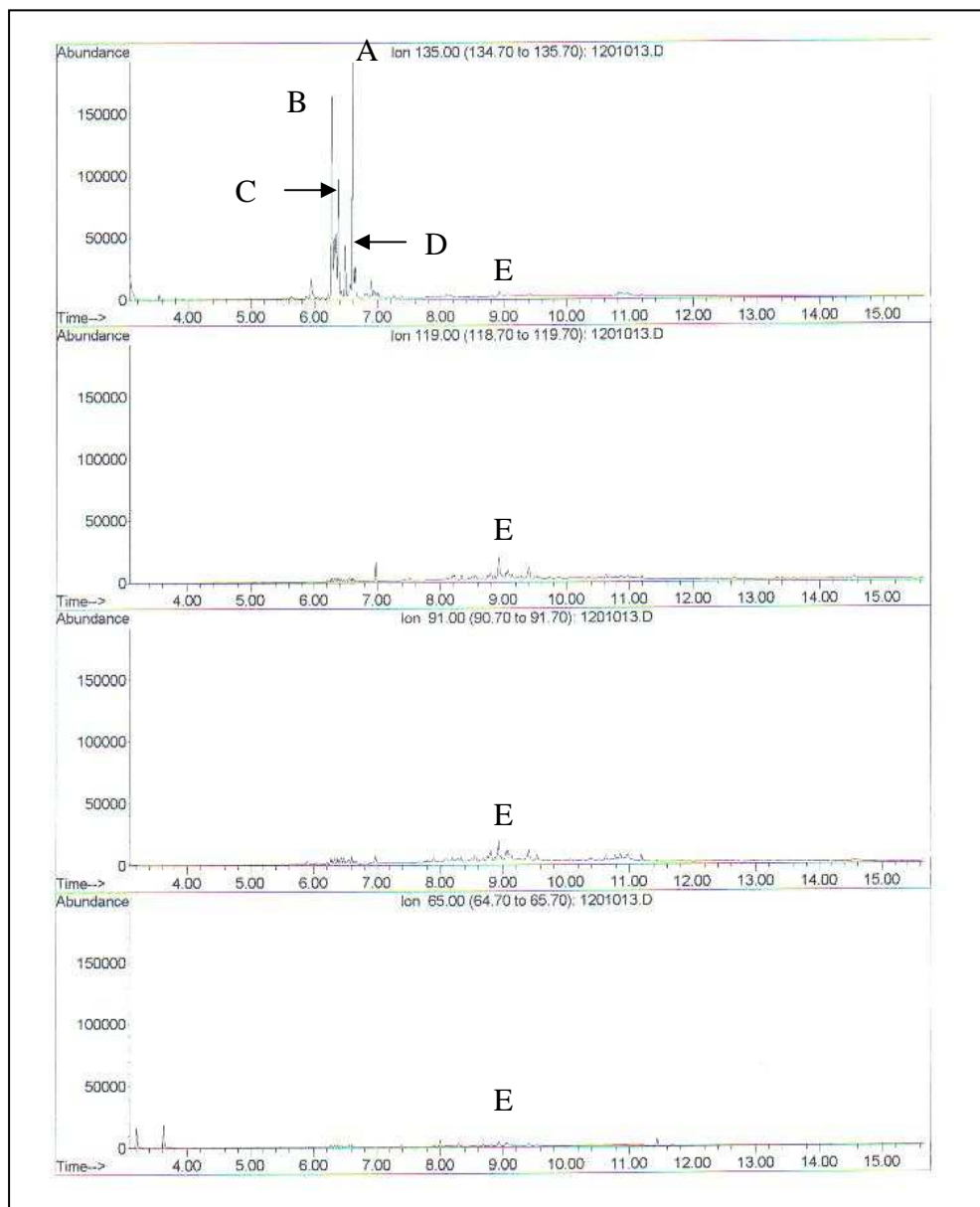


Chromatogramme d'élution (GC/MS) de l'extrait organique du filtrat de culture de *Fusarium* sp 6-Fa pour rechercher l'acide fusarique selon la méthode de Savard *et al.* (1997)

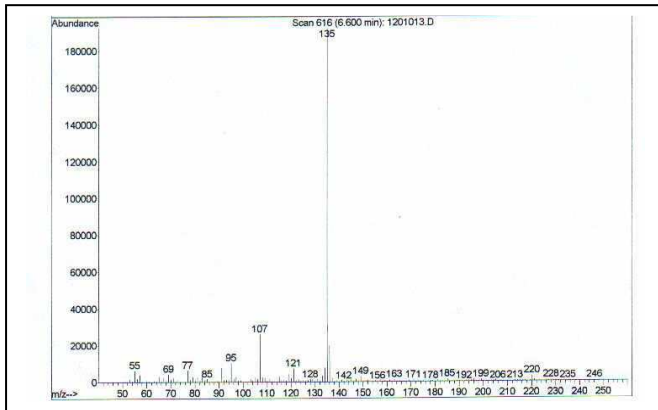


Chromatogramme d'élution (GC/MS) de l'extrait organique du filtrat de culture de *Fusarium* sp 6-Fa pour rechercher le 3-acétyldeoxynivalenol selon la méthode de Wilbert et Kimmelmeier (2003)

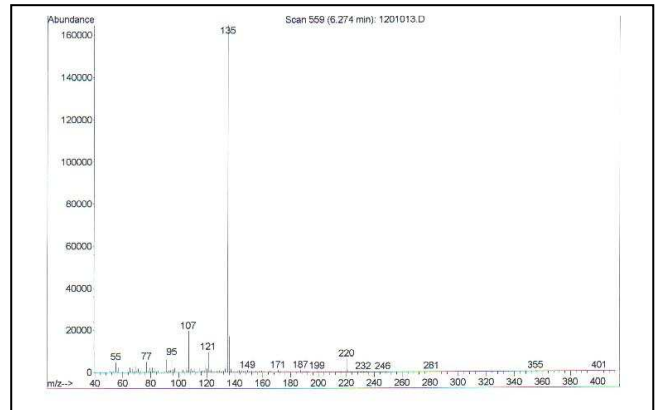
Annexe 1: Chromatogrammes d'élution (GC/MS) des extraits organiques des filtres de culture de *Fusarium* sp 6-Fa et *F. equiseti* 5-Kou



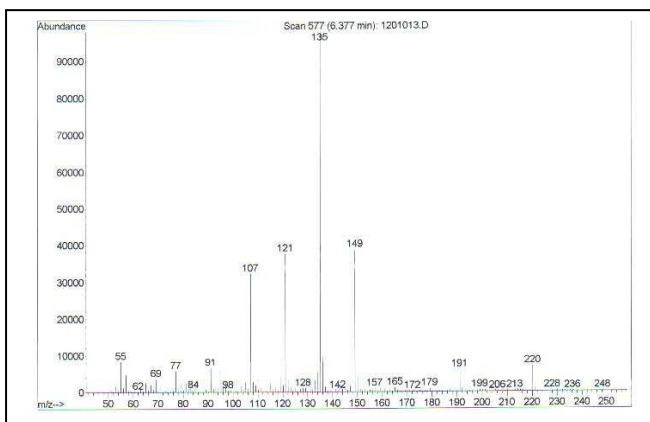
Annexe 2: Chromatogrammes d'élution des composés organiques (A, B, C, D et E) de *F. oxysporum* 34-Fo dont le spectre de masse contient les ions 135, 119, 91 et 65 m/z de l'acide fusarique



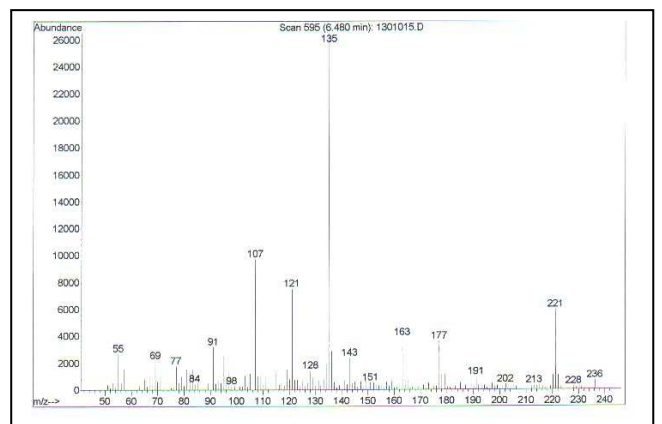
Spectre de masse du composé A de l'isolat 34-Fo
F. oxysporum 34-Fo



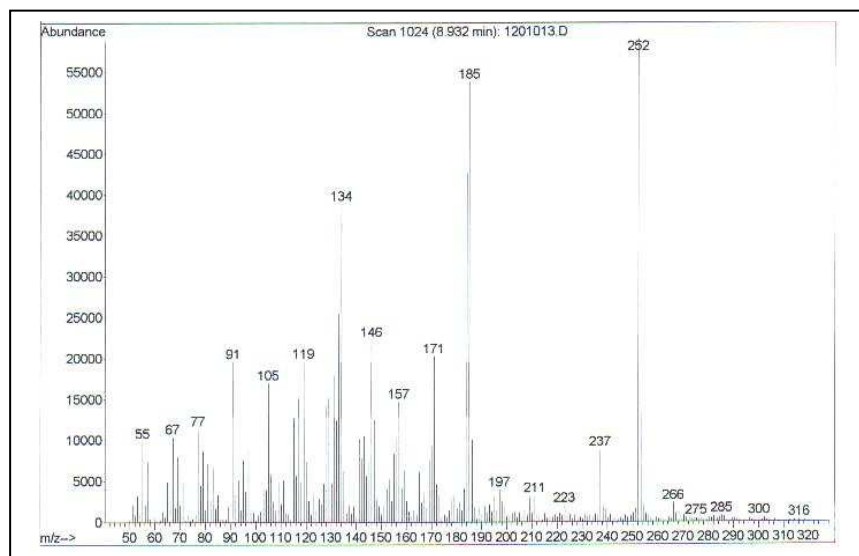
Spectre de masse du composé B de
F. oxysporum 34-Fo



Spectre de masse du composé C de
F. oxysporum 34-Fo

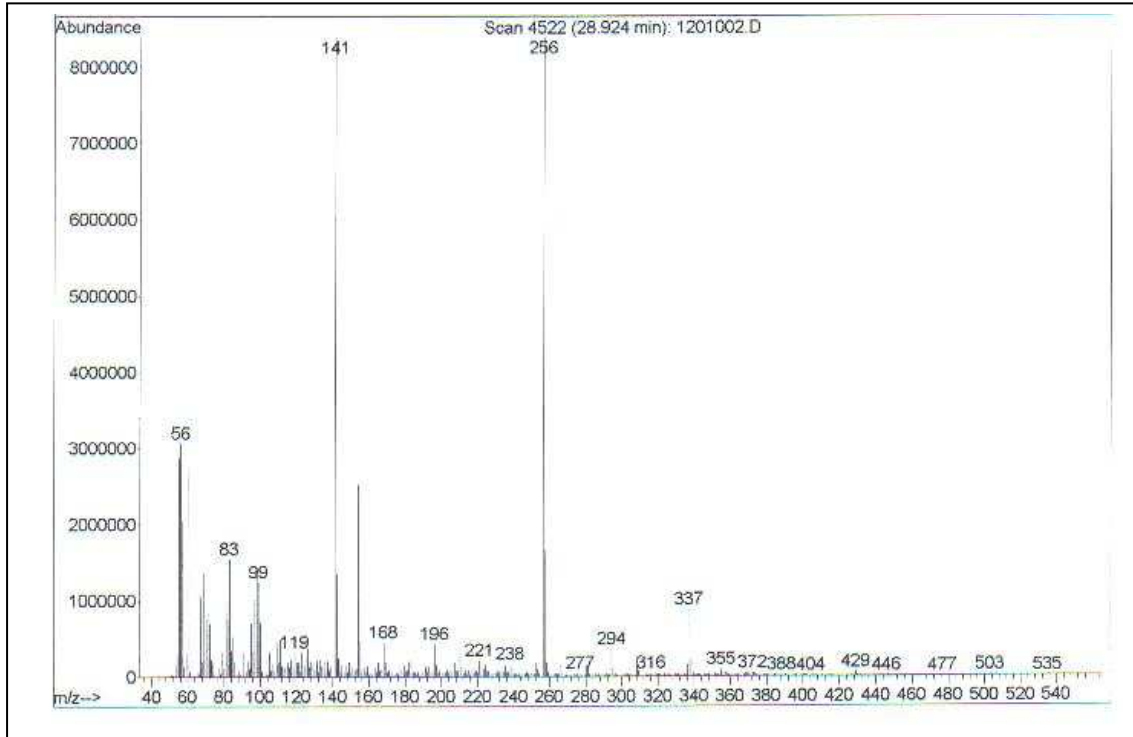


Spectre de masse du composé D de
F. oxysporum 34-Fo

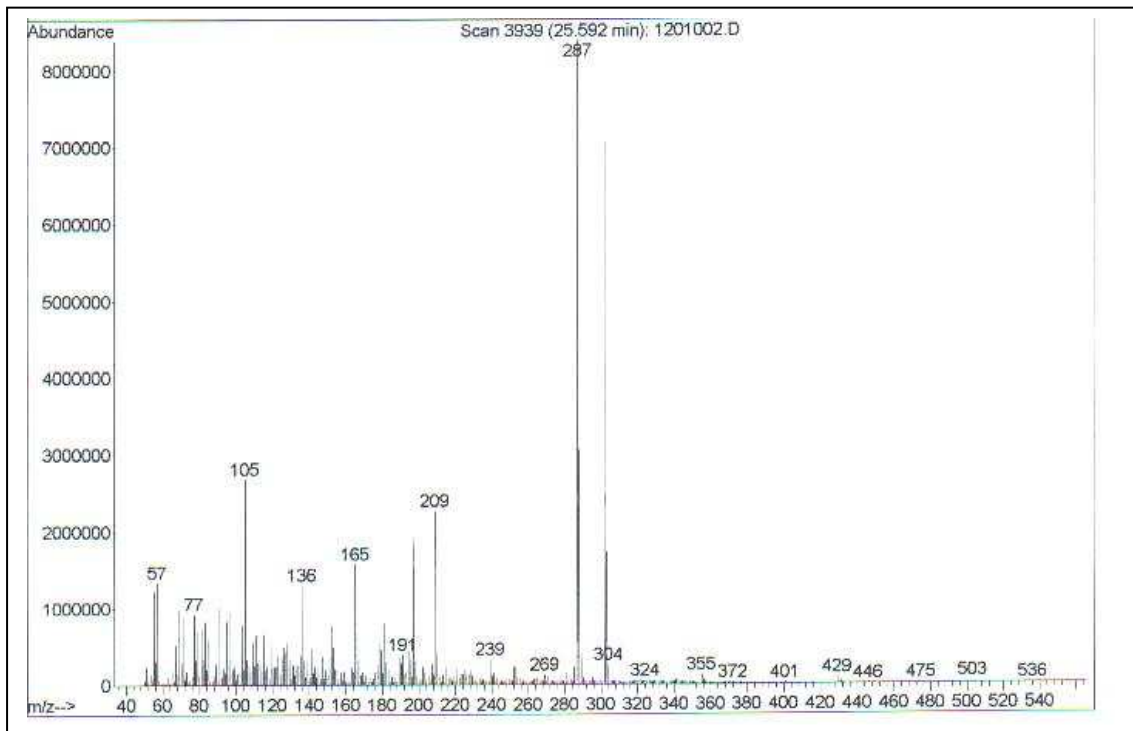


Spectre de masse du composé E de *F. oxysporum* 34-Fo

Annexe 3: Spectres de masse des composés organiques A, B, C et D de *F. oxysporum* 34-Fo dont le spectre contient l'ion 135 m/z et du composé organique E dont le spectre contient les 3 ions de base de l'acide fusarique



Spectre de masse du composé organique (I) de *F. oxysporum* 34-Fo



Spectre de masse du composé organique (II) de *F. oxysporum* 34-Fo

Annexe 4: Spectres de masse des composés organiques (I et II) de *F. oxysporum* 34-Fo dont le spectre contient respectivement les ions m/z 338 et 290 de 3-acétyldeoxynivalenol