

Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso

Institut du Développement Rural

Burkina Faso

Unité-Progrès-Justice



N° d'ordre : -----

THESE

Présentée devant

L'UNIVERSITE POLYTECHNIQUE DE BOBO-DIOULASSO

Pour obtenir le titre de

Docteur en Développement Rural

Option : Système de Production Végétale

Spécialité : Phytopathologie

Par

BONZI Schémaëza

Evaluation de la mycoflore des semences de sorgho et de *Poaceae* sauvages : Analyse de la variabilité des isolats de *Phoma sorghina* (Sacc.) Boerema Dorenbosch et Van Kest. et recherche de méthodes de lutte alternatives

Soutenue le 20 Juin 2013 devant le jury

Président : Jeanne MILLOGO RASOLODIMBY, Professeur Titulaire, Université de Ouagadougou, Burkina Faso

Membres :

- Paco SEREME, Directeur de Recherches, Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles, Ouagadougou, Burkina Faso (**Examineur**)
- Toudou ADAM, Professeur Titulaire, Université Abdou Moumouni, Niamey, Niger (**Rapporteur**)
- Daouda KONE, Maître de Conférences, Université Félix Houphouët-Boigny, Abidjan, Côte d'Ivoire (**Rapporteur**)
- Irénee SOMDA, Maître de Conférences, Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso (**Directeur de thèse**)

Remerciements

Le présent travail a été réalisé au laboratoire de phytopathologie de l'Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso (UPB) et au laboratoire de phytopathologie de Centre Régional de Recherches Environnementale et Agricole (CRREA) de la station de Farako-bâ.

Nous sommes particulièrement heureux d'exprimer notre sincère gratitude au Professeur Irénée SOMDA, phytopathologiste, Directeur de l'Institut du Développement Rural (IDR), Directeur de thèse et responsable du laboratoire de phytopathologie où nous avons effectué nos travaux. Nous lui sommes reconnaissant pour la confiance qu'il a placée en nous et pour nous avoir permis de nous inscrire en thèse. Il nous a fait bénéficier de sa haute compétence et nous a inculqué la rigueur scientifique. Merci pour toutes vos qualités humaines.

Nous voudrions exprimer notre grande reconnaissance au Dr Paco SEREME, phytopathologiste, Directeur de Recherches pour avoir accepté de suivre ce travail. En dépit de vos multiples occupations au sein du Conseil Ouest et Centre Africain pour la Recherche et le Développement Agricoles (CORAF) dont vous aviez la charge, vous avez accordé une attention particulière au bon déroulement de ce travail en nous prodiguant des conseils et des suggestions qui ont permis l'aboutissement de cette thèse. Nous vous remercions sincèrement pour toutes vos qualités humaines.

Nos remerciements vont au Pr Jeanne MILLOGO RASOLODIMBY, Professeur Titulaire à l'Université de Ouagadougou qui, malgré ses occupations a accepté de présider le jury de soutenance.

Qu'il nous soit permis de dire merci au Pr Toudou ADAM, Professeur Titulaire de l'Université Abdou Moumouni de Niamey, au Pr Adrien BELEM de l'Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso et au Pr Daouda KONE de l'Université Felix Houphouët-Boigny pour avoir accepté d'être rapporteurs de cette thèse.

Nous disons grand merci au Dr Jacob SANOU, Directeur Régional du Centre Régional de Recherches Environnementale et Agricole de la station de Farako-bâ (CRREA/ouest) qui a permis que nous tenions nos expérimentations sur les parcelles de la station de recherche de Farako-bâ. Nous sommes reconnaissants au Dr Sansan Da, sélectionneur sorgho du programme Céréales traditionnelles pour ses conseils et ses encouragements.

Nous voulons dire merci au Dr Dakuyo P. Zéphirin Phytothérapeute et au Dr Nébié C. H. Roger, Directeur de recherches pour nous avoir fourni gracieusement de la poudre de citronnelle et l'extrait du neem respectivement.

Nos remerciements vont au Dr Mipro HIEN, Directeur de la Coopération Universitaire à l'Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso pour ses conseils, encouragements et pour sa franche collaboration qui a rendu possible l'identification des *Poaceae* sauvages collectées dans les champs de sorgho.

J'exprime toute ma gratitude au Dr Dona DAKOUO, Directeur de Recherches à CRREA, Station de Farako-bâ qui, malgré ses multiples occupations, a accepté d'apprécier le manuscrit de ce mémoire. Vos remarques et suggestions ont contribué à l'amélioration de la qualité scientifique de ce document.

A MM. Francis COULIBALY, Moïse KOHOUN, Désiré SANFO et Jonas DAO nous disons merci pour avoir corrigé le manuscrit.

Mes vifs remerciements vont aux techniciens Ollo PALE et Sibiri COMPAORE pour leur appui technique dans la conduite des essais en station et au laboratoire.

Je garde un bon souvenir de tous les stagiaires du laboratoire de phytopathologie notamment Hilaire K. KABORE, Benjamin PURYILE MEDAH, Kadidia DAO, Adèle R. OUEDRAOGO, Assita TIENDREBEOGO pour leurs contributions à la réalisation de ce travail.

Que toutes les personnes (Parents et amis) qui nous ont soutenu et encouragé trouvent ici le témoignage de notre gratitude.

Nous disons merci à notre épouse Bernadette et à notre fille Elisabeth pour leur compréhension qui nous a permis de finaliser ce travail.

Enfin, un grand merci à DANIDA (Coopération danoise) qui, à travers l'appui financier du projet SHIP-UPB (Seed Health Improvement Projet) a permis l'aboutissement de ce travail.

Table des matières

	Pages
Remerciements	i
Table des matières	iii
Liste des tableaux	ix
Liste des figures	xi
Liste des photos	xii
Sigles et abréviations	xiii
Résumé	xiv
Abstract	xv
Introduction générale et justification du thème	1
PREMIERE PARTIE: GENERALITES SUR LE <i>SORGHUM BICOLOR</i> ET <i>PHOMA SORGHINA</i>	6
Chapitre 1 : Généralités sur <i>Sorghum bicolor</i> (L.) Moench.	7
1.2. Classification intra-spécifique et morphologie du sorgho	7
1.3. Ecologie du sorgho	8
1.4. Production et utilisations	9
1.4.1. Production	9
1.4.2. Utilisations	9
1.5. Contraintes à la production du sorgho	10
1.5.1. Contraintes abiotiques	10
1.5.2. Contraintes biotiques	10
1.5.2.1. Insectes	10
1.5.2.2. Moisissures des grains	11
1.5.2.3. Maladies foliaires	11
1.5.2.3.1. Anthracnose	11
1.5.2.3.2. Maladie des taches zonées	12
1.5.2.4. Maladies paniculaires	12
1.5.2.4.1. Charbon allongé	13
1.5.2.4.2. Charbon couvert	13
1.5.2.4.3. Charbon nu	13
1.5.2.4.4. Charbon de la panicule	13
1.5.2.4.5. Méthodes de lutte contre les charbons	14
1.5.2.5. Phanérogames parasites	14
Chapitre 2 : Généralités sur le genre <i>Phoma</i>	16
2.1. Classification	16
2.2. Importance économique du genre <i>Phoma</i>	17
2.3. Cycle biologique du genre <i>Phoma</i>	17
2.4. <i>Phoma sorghina</i> , agent de moisissures des grains de sorgho au Burkina Faso	18
2.4.1. Classification	18

2.4.2. Répartition, plantes hôtes et symptômes de <i>Phoma sorghina</i>	18
2.4.3. Incidence économique.....	19
2.4.4. Conservation et dissémination	20
2.4.5. Diversité biologique	20
2.4.6. Méthodes de lutte	21
DEUXIEME PARTIE: ÉVALUATION DE LA MYCOFLORE DES ECHANTILLONS DE SEMENCES DE SORGHO ET DE <i>POACEAE</i> SAUVAGES ET ANALYSE DE LA VARIABILITE MORPHOLOGIQUE ET CULTURALE DES ISOLATS DE <i>PHOMA SORGHINA</i>	23
Chapitre 3 : Etude de la prévalence de <i>Phoma sorghina</i> dans les semences de sorgho et de <i>Poaceae</i> sauvages au Burkina Faso.....	24
Résumé.....	24
Abstract	24
3.1. Introduction	25
3.2. Matériel et méthodes	26
3.2.1. Matériel	26
3.2.2. Méthodes	29
3.2.2.1. Collecte des échantillons.....	29
3.2.2.2. Echantillonnage et incubation des semences.	29
3.2.2.3. Evaluation de la mycoflore des semences de sorgho de variétés et d'écotypes locaux et des grains de <i>Poaceae</i> sauvages.	29
3.2.2.4. Analyse des données et présentation des résultats	29
3.3. Résultats et discussion.....	30
3.3.1. Résultats	30
3.3.1.1. Evaluation de la mycoflore des semences de sorgho.	30
3.3.1.2. Evaluation de la mycoflore des échantillons de <i>Poaceae</i> sauvages.....	33
3.3.2. Discussion	36
3.4. Conclusion partielle.....	37
Chapitre 4: Caractérisation morphologique des isolats de <i>Phoma sorghina</i>.....	38
Résumé.....	38
Abstract	38
4.1. Introduction	39
4.2. Matériel et méthodes	39
4.2.1. Matériel biologique	39
4.2.2. Méthodes	40
4.2.2.1. Obtention des isolats de <i>Phoma sorghina</i>	40
4.2.2.1.1. Isolement de <i>Phoma sorghina</i> à partir des grains.	40
4.2.2.1.2. Isolement à partir des organes végétatifs.	40
4.2.2.2. Culture <i>in vitro</i> des isolats de <i>Phoma sorghina</i>	45
4.2.2.3. Dispositif expérimental	46
4.2.2.4. Evaluation des caractères morphologiques des isolats de <i>Phoma sorghina</i>	46
4.2.2.5. Analyse des données.	47
4.3. Résultats et discussion.....	48

4.3.1. Résultats	48
3.1.1.1. Caractérisation morphologique des isolats de <i>Phoma sorghina</i> obtenus à partir de diverses espèces végétales.....	48
4.3.1.2. Caractérisation morphologiques des isolats de <i>Phoma sorghina</i> obtenus à partir d'échantillons de sorgho.....	53
4.3.2. Discussion	57
4.4. Conclusion partielle.....	58
Chapitre 5 : Analyse de la variabilité culturelle de <i>P. sorghina</i> en fonction des conditions de pH du milieu de culture et des températures d'incubation	59
Résumé	59
Abstract	59
5.1. Introduction	60
5.2. Matériel et méthodes	61
5.2.1. Matériel	61
5.2.2. Méthodes	61
5.2.2.1. Préparation du milieu de culture	61
5.2.2.2. Dispositif expérimental	62
5.2.2.3. Ensemencement.....	62
5.2.2.4. Évaluation, analyse des données et présentation des résultats	62
5.3. Résultats et discussion.....	63
5.3.1. Résultats	63
5.3.1.1. Effet de la température d'incubation sur la croissance mycélienne de 11 isolats de <i>Phoma sorghina</i>	63
5.3.1.2. Analyse comparée de la croissance mycélienne des isolats de <i>Phoma sorghina</i> à différentes températures d'incubation.....	64
5.3.1.3. Effet du pH et de la température sur la croissance mycélienne des isolats de <i>P. sorghina</i>	65
5.3.2. Discussion	68
5.4. Conclusion partielle.....	68
TROISIEME PARTIE: ETUDE DE LA VARIABILITE DU POUVOIR PATHOGENE DES ISOLATS DE <i>PHOMA SORGHINA</i>.....	71
Chapitre 6: Analyse comparée des effets de différents types d'inoculum (Mycélium et suspensions conidiennes) sur la sensibilité des plantes de sorgho cultivées sur substrats gélosé et sableux.....	72
Résumé.....	72
Abstract	72
6.1. Introduction	73
6.2. Matériel et méthodes	73
6.2.1. Matériel	73
6.2.2. Méthodes	74
6.2.2.1. Test dans les tubes à essai	74
6.2.2.1.1. Préparation du milieu de culture	74
6.2.2.1.2. Désinfection des grains	74

6.2.2.1.3. Technique de production des pycnides de <i>Phoma sorghina</i>	75
6.2.2.1.4. Inoculation.....	75
a) Technique d'inoculation à partir d'explantats mycéliens et dispositif expérimental....	75
b) Technique d'inoculation à partir de suspensions conidiennes et dispositif expérimental	75
6.2.2.1.5. Evaluation, analyse des données et présentation des résultats	76
6.2.2.2. Test en vase de végétation sur substrat sableux	77
6.2.2.2.1. Préparation du substrat	77
6.2.2.2.2. Préparation de l'inoculum et désinfection des grains.....	77
6.2.2.2.3. Dispositif expérimental	77
6.2.2.2.4. Ensemencement, inoculation et incubation.....	77
6.2.2.2.5. Évaluation, analyse des données et présentation des résultats	78
6.3. Résultats et discussion.....	78
6.3.1. Résultats	78
6.3.1.1. Effet de <i>Phoma sorghina</i> sur la levée des plantes de sorgho	78
6.3.1.1.1. Effet des explantats mycéliens de <i>Phoma sorghina</i> sur la germination des grains de sorgho sur substrat gélosé.....	78
6.3.1.1.2. Effet des suspensions conidiennes de <i>Phoma sorghina</i> sur la levée ou la germination des grains de sorgho.....	79
a) Effet des suspensions conidiennes de <i>Phoma sorghina</i> sur la germination des grains de sorgho sur substrat gélosé	79
b) Effet des suspensions conidiennes de <i>Phoma sorghina</i> sur la levée des plantes de sorgho sur substrat sableux	79
6.3.1.1.3. Effet des suspensions conidiennes de <i>Phoma sorghina</i> sur le développement de la plante de sorgho.....	81
a) Effet des suspensions conidiennes de <i>Phoma sorghina</i> sur les organes végétatifs de la plante de sorgho sur substrat gélosé.....	81
b) Effet des suspensions conidiennes de <i>Phoma sorghina</i> sur développement de la plante de sorgho sur substrat sableux.....	83
6.3.1.1.4. Evaluation de la transmission de <i>Phoma sorghina</i> aux plantes issues des grains inoculés.....	84
a) Transmission de <i>Phoma sorghina</i> aux plantes élevées sur substrat gélosé.....	84
b) Transmission de <i>Phoma sorghina</i> aux plantes élevées sur substrat sableux	84
6.3.2. Discussion	85
6.4. Conclusion partielle.....	86
Chapitre 7: Analyse de la variabilité du pouvoir pathogène de <i>Phoma sorghina</i> sur le sorgho	87
Résumé.....	87
Abstract	87
7.1. Introduction	88
7.2. Matériel et méthodes	88
7.2.1. Matériel	88
7.2.1.1. Matériel fongique	88
7.2.1.2. Variété de sorgho utilisée	88
7.2.2. Méthodes	89
7.2.2.1. Désinfection des grains de sorgho.....	89

7.2.2.2. Préparation de l'inoculum	89
7.2.2.3. Préparation du substrat sableux	90
7.2.2.4. Dispositif expérimental	90
7.2.2.5. Ensemencement et inoculation	90
7.2.2.6. Evaluation	91
7.2.2.7. Analyse des données et présentation des résultats	91
7.3. Résultats et discussion	91
7.3.1. Résultats	91
7.3.1.1. Effets de <i>Phoma sorghina</i> sur la levée des plantes de sorgho	91
7.3.1.2. Effet de <i>Phoma sorghina</i> sur la mortalité des plantes de sorgho issues de grains inoculés	92
7.3.1.3. Effet des isolats de <i>Phoma sorghina</i> sur le poids des plantes issues de grains infectés	92
7.3.1.4. Effets de <i>P. sorghina</i> sur la hauteur des plantes de sorgho obtenues à partir des grains inoculés	93
7.3.2. Discussion	94
7.4. Conclusion partielle	95
QUATRIEME PARTIE: RECHERCHE DE METHODES DE LUTTE ALTERNATIVES A LA LUTTE CHIMIQUE CONTRE <i>PHOMA SORGHINA</i>	96
Chapitre 8: Efficacité des extraits aqueux de plantes en traitement de semences en fonction des taux d'infection par <i>Phoma sorghina</i> et de sa localisation dans les grains de sorgho.	98
Résumé	98
Abstract	98
8.1. Introduction	99
8.2. Matériel et Méthodes	99
8.2.1. Matériel	99
8.2.1.1. Echantillons de semences de sorgho	99
8.2.1.2. Espèces végétales testées	100
8.2.1.2.1. Citronnelle	100
8.2.1.2.2. Neem	100
8.2.1.3. Fongicide chimique	101
8.2.2. Méthodes	101
8.2.2.1. Traitement des semences	101
8.2.2.1.1 Cas du témoin eau	101
8.2.2.1.2. Cas du fongicide	101
8.2.2.1.3. Cas des extraits aqueux	101
8.2.2.2. Dissection des grains de sorgho et incubation des différentes parties	102
8.2.2.3. Evaluation, analyse des données et expression des résultats	102
8.3. Résultats et discussion	102
8.3.1. Résultats	102
8.3.1.1 Effet des extraits aqueux sur l'incidence de <i>Phoma sorghina</i> dans les différentes parties des grains de sorgho naturellement infectés.	102
8.3.1.2. Corrélations entre les taux d'infection par <i>Phoma sorghina</i> des différentes parties du grain de sorgho	105

8.3.2. Discussion	106
8.4. Conclusion partielle.....	107
Chapitre 9: Efficacité de l'extrait aqueux de citronnelle sur le développement des plantes de sorgho et la protection des grains en conditions naturelles au champ contre <i>Phoma sorghina</i>.	108
Résumé	108
Abstract	108
9.1. Introduction	109
9.2. Matériel et méthodes	110
9.2.1. Matériel et site d'étude	110
9.2.2. Méthodes	111
9.2.2.1. Préparation des extraits de citronnelle et traitement des semences	111
9.2.2.2. Dispositif expérimental	111
9.2.2.3. Préparation du sol, semis et entretien des plantes	112
9.2.2.4. Evaluation.....	112
9.2.2.4.1. Evaluation de l'effet des extraits sur la levée et la transmission de <i>Phoma sorghina</i> aux organes végétatifs	112
9.2.2.4.2. Effet des extraits sur la transmission de <i>P. sorghina</i> aux grains.....	112
9.2.2.5. Analyse des données et présentation des résultats.	113
9.3. Résultats et discussion.....	113
9.3.1. Résultats	113
9.3.1.1. Effet de l'extrait aqueux de <i>Cymbopogon citratus</i> sur la levée des grains de sorgho	113
9.3.1.3. Effet de l'extrait aqueux de <i>Cymbopogon citratus</i> sur la transmission de <i>Phoma sorghina</i> aux grains de sorgho.	114
9.3.2. Discussion	116
9.4. Conclusion partielle.....	117
Conclusion générale et perspectives.....	120
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	125
ANNEXES.....	137

Liste des tableaux

	Pages
Tableau 1 : Sections, espèces types et téléomorphes de <i>Phoma</i>	16
Tableau 2: Taux d'infection des espèces de champignons dans les échantillons de semences de sorgho collectés dans dix régions du Burkina Faso.....	31
Tableau 3 : Fréquence des espèces de champignons dans les échantillons de sorgho collectés dans dix régions du Burkina Faso.	32
Tableau 4: Mycoflore des grains de <i>Poaceae</i> sauvages collectés dans les parcelles de sorgho sur les stations de recherche du CRREA de Farako-bâ et de Kamboinsé.....	34
Tableau 5 : Fréquences des espèces de champignons dans les échantillons de grains d'espèces de <i>Poaceae</i> sauvages.	35
Tableau 6: Les caractéristiques des différents isolats <i>Phoma sorghina</i> testés.	41
Tableau 7 : Liste des isolats de <i>Phoma sorgho</i> obtenus à partir du sorgho.	45
Tableau 8: Paramètres d'appréciation des caractères cultureux des colonies de <i>Phoma sorghina</i>	47
Tableau 9: Liste des isolats de la première classe	50
Tableau 10: Liste des isolats de la deuxième classe.....	50
Tableau 11: Liste des isolats de la troisième classe	51
Tableau 12: Liste des isolats de la quatrième classe.	52
Tableau 13: Comparaison de la croissance mycélienne (en cm) de 10 isolats de <i>Phoma sorghina</i> isolés de 19 échantillons de sorgho sur milieu malt agar à 7 jours après incubation	54
Tableau 14: Répartition en classe des isolats de <i>P. sorghina</i>	57
Tableau 15 : Caractéristiques des isolats de <i>Phoma sorghina</i> testés	61
Tableau 16: Comparaison de la croissance mycélienne des isolats de <i>P. sorghina</i> à différentes températures à 7 JAI.....	65
Tableau 17 : Caractéristiques des isolats de <i>Phoma sorghina</i> testés	74
Tableau 18: Effet des explantats mycéliens de <i>Phoma sorghina</i> sur la germination des grains de sorgho sur substrat gélosé.....	79

Tableau 19: Effet des suspensions conidiennes de <i>Phoma sorghina</i> sur la germination des grains et sur la levée des plantes de sorgho sur substrat gélosé et sableux.	80
Tableau 20 : Effet de diverses concentrations de <i>P. sorghina</i> sur les organes végétatifs de la plante de sorgho sur gélose.	82
Tableau 21 : Effet de diverses concentrations de suspensions conidiennes de <i>Phoma sorghina</i> sur les organes végétatifs de la plante de sorgho en vase de végétation.	83
Tableau 22: Transmission de <i>P. sorghina</i> aux organes végétatifs en fonction de la concentration en conidie, sur gélose	84
Tableau 23: Effets des suspensions conidiennes sur la transmission de <i>Phoma sorghina</i> aux plantes élevées sur substrat sableux.	85
Tableau 24: Caractéristiques des isolats de <i>P. sorghina</i> testés	89
Tableau 25 : Efficacité des extraits aqueux de plantes en traitement de semences de sorgho naturellement infectées par <i>Phoma sorghina</i>	104
Tableau 26: Effet des extraits aqueux sur l'incidence de <i>Phoma sorghina</i> dans les différentes parties du grain de la variété locale 1341 So07, des variétés ICSV1001 et Sarioso 02.	105
Tableau 27: Effet des extraits aqueux de <i>Cymbopogon citratus</i> sur la levée des plantes de sorgho à 10 jours après semis.....	113
Tableau 28: Effet de l'extrait aqueux de <i>Cymbopogon citratus</i> sur la transmission de <i>Phoma sorghina</i> aux organes végétatifs du sorgho.	114
Tableau 29: Effet des extraits aqueux sur la transmission de <i>Phoma sorghina</i> aux grains. ..	115
Tableau 30: Effet de l'extrait aqueux de <i>Cymbopogon citratus</i> et de la protection des panicules sur la transmission de <i>Phoma sorghina</i> aux grains.	116

Liste des figures

	Pages
Figure 1 : Carte du Burkina Faso indiquant le nombre d'échantillons collectés par région	28
Figure 2: Schéma illustrant la méthode de mesure de la croissance mycélienne des colonies fongiques dans une boîte de Petri à partir de deux droites perpendiculaires qui se coupent au centre de l'explantat.	46
Figure 3 : Répartition spatiale des isolats de <i>P. sorghina</i> obtenus à partir du sorgho et d'autres espèces végétales.....	49
Figure 4 : Répartition spatiale des isolats de <i>Phoma sorghina</i> obtenus à partir des grains de sorgho	56
Figure 5 : Effet de la température d'incubation sur la croissance mycélienne des isolats de <i>Phoma sorghina</i> après 7 jours d'incubation.....	64
Figure 6 : Effet du pH sur la croissance mycélienne des isolats de <i>P. sorghina</i> à 22°C.....	67
Figure 7 : Effet du pH sur la croissance mycélienne des isolats de <i>P. sorghina</i> à 28°C.....	67
Figure 8 : Effet du pH sur la croissance mycélienne des isolats de <i>P. sorghina</i> à 32°C.....	67
Figure 9: Effets des isolats de <i>Phoma sorghina</i> sur l'émergence des plantes de sorgho issues de grains inoculés à 10 jours après semis.....	91
Figure 10: Effets des isolats de <i>Phoma sorghina</i> sur la mortalité post-émergence des plantules de sorgho à 15 jours après semis.....	92
Figure 11: Effets des isolats <i>Phoma sorghina</i> sur la biomasse des plantes de sorgho à 15 jours après semis.	93
Figure 12 : Effets des isolats de <i>P. sorghina</i> sur la hauteur des plantes de sorgho issues de grains inoculés.....	93
Figure 13: Courbe de corrélation entre le taux d'infection du tégument et de l'albumen par <i>P. sorghina</i>	106
Figure 14: Courbe de corrélation entre le taux d'infection du tégument et de l'embryon par <i>P. sorghina</i>	106
Figure 15: Courbe de corrélation entre les taux d'infection de l'embryon et de l'albumen par <i>P. sorghina</i>	106
Figure 16 : Pluviométrie et température moyennes mensuelles à la station de CRREA/Ouest Farako-bâ de 2008 à 2010.	111

Liste des photos

	Pages
Photos 1-9 : Symptômes de quelques maladies du sorgho.....	15
Photos 10-14: Espèces de <i>Poaceae</i> sauvages dont les grains ont été évalués	27
Photo 15: Isolats de <i>Phoma sorghina</i> obtenus à partir des grains de sorgho de l'échantillon 1269 So07.....	55
Photo 16: Effet de la température, sur la croissance mycélienne de l'isolat 14Da10-14(6) de <i>Phoma sorghina</i>	63
Photo 17: Effet du pH sur la croissance mycélienne de l'isolat 14Da10-14(6) de <i>Phoma sorghina</i>	66
Photo 18: Plante de <i>Cymbopogon citratus</i> (Citronnelle)	100
Photo 19: Feuille et fleur de <i>Azadirachta indica</i> (Neem)	100

Sigles et abréviations

ADN: Acide Desoxyribonucléique

BPA : Bonnes Pratiques Agricoles

BPF : Bonnes Pratiques de Fabrication

CRREA : Centre Régional de Recherches Environnementales et Agricoles

DGPER : Direction Générale de la Promotion de l'Economie Rurale

FAO : Food and Agriculture Organisation

FIS : Fédération Internationale du commerce des Semences

HE : Huile Essentielle

INERA : Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles

IRSAT : Institut de Recherche en Science Appliquée et Technologies

ISTA : International Seed Testing Association

JAI: Jour Après incubation

JAS: Jour Après semis

MAHRH : Ministère de l'Agriculture, de l'Hydraulique et des Ressources Halieutiques

SHIP : Seed Health Improvement Programme

UPB : Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso

UV: Ultra Violet

Résumé

Evaluation de la mycoflore des semences de sorgho et de *Poaceae* sauvages : Analyse de la variabilité des isolats de *Phoma sorghina* et recherche de méthodes de lutte alternatives.

Le sorgho, principale céréale cultivée au Burkina Faso, fait l'objet de diverses attaques parasitaires. De nombreux bio-agresseurs affectent les grains et déprécient ainsi la qualité et la productivité du sorgho. Dans le souci de contribuer à l'amélioration de la productivité du sorgho au Burkina Faso, nous avons entrepris (1) d'évaluer la mycoflore des semences, (2) d'analyser la variabilité des isolats de *Phoma sorghina* (Sacc.) Dorenbosh et Van Kesteren et (3) de rechercher des méthodes de lutte efficaces basées sur l'utilisation de pesticides naturels. Ainsi, l'évaluation de la mycoflore de cent vingt cinq (125) échantillons de semences de différentes variétés de sorgho et de dix (10) échantillons de grains de *Poaceae* sauvages a été faite en utilisant la technique du papier buvard humidifié recommandée par ISTA (International Seed Testing Association). Cette analyse montre que tous les échantillons de sorgho sont infectés par *P. sorghina* à des taux pouvant atteindre 99,5%. Cette espèce de champignon est aussi identifiée dans tous les échantillons de semences de *Poaceae* sauvages collectées dans les parcelles de culture du sorgho (taux d'infection 68%).

L'étude de la variabilité culturale et morphologique des isolats de *P. sorghina* a été réalisée *in vitro* sur milieu de culture malt agar. Cent un (101) isolats de *P. sorghina* ont été testés. Les résultats montrent des variations importantes entre les isolats pour la croissance mycélienne et l'aspect des colonies mycéliennes. La variabilité phénotypique des isolats de *P. sorghina* issus d'un même échantillon de sorgho a été appréciée avec 10 isolats provenant de chacun des 19 échantillons de sorgho retenus en fonction des zones agro-écologiques où ils ont été collectés. Il ressort de l'analyse factorielle discriminante que tous les 190 isolats sont repartis dans trois classes et que les isolats issus d'un même échantillon appartiennent à la même classe à l'exception des isolats des échantillons 438So07, 1287So07, 1355So07 et 1493So10. Les effets de la température (22, 28, 32, 36 et 40°C) et du pH (5, 6 et 6,5) sur la croissance mycélienne des isolats de *P. sorghina* ont été également évalués *in vitro*. Il ressort de cette étude que la température à 36°C a un effet fongistatique tandis que la température à 40°C a un effet fongicide.

L'étude du pouvoir pathogène des isolats de *P. sorghina* par inoculation des grains à l'aide de suspensions conidiennes indique que les isolats 474So07-40, 1Dh08-01(3) et l'isolat de référence 181.80 provoquent respectivement 30, 20 et 15% de mortalité en pré émergence comparativement au témoin eau. Les isolats 1Dh08-01(3) et 474 So07-40, en plus de leurs effets sur la mortalité en pré émergence, réduisent la taille et le poids de la plante. Cette étude révèle également que l'infection par *P. sorghina* inhibe la ramification et/ou l'allongement de la racine.

La recherche de méthodes de lutte alternatives a consisté à l'utilisation des extraits aqueux de plantes en traitement de semences de sorgho. Pour ce faire, nous avons procédé au trempage des semences de sorgho dans l'extrait aqueux de citronnelle à 30%. A l'issue de 48 h de traitement les grains sont disséqués et les différentes parties incubées. L'extrait aqueux de *C. citratus* a permis de réduire le taux d'infection par *P. sorghina* sur les différentes parties du grain de sorgho. En effet au niveau des échantillons de semences infectées à 50% par *P. sorghina*, l'extrait aqueux de citronnelle réduit le taux d'infection de 4% au niveau des téguments, 4% au niveau de l'albumen et 2% au niveau de l'embryon comparativement au témoin fongicide. L'efficacité de l'extrait aqueux de citronnelle a été évaluée en conditions naturelles au champ au cours des saisons humides 2008, 2009 et 2010. L'extrait de citronnelle a permis de réduire le taux d'infection par *P. sorghina* (des grains obtenus à partir de plantes issues de grains traités) de 30% en 2008, 27% en 2009 et 25% en 2010 comparativement au témoin fongicide Caltio C.

Les résultats de nos travaux montrent bien que les semences de sorgho sont fréquemment infectées par *P. sorghina* dont les populations sont très variables sur le plan morphologique et pathogénique. Nous avons également montré que l'extrait aqueux de citronnelle possède des propriétés antifongiques, ce qui ouvre de nouvelles perspectives de lutte contre les champignons et en particulier contre *P. sorghina*.

Mots clés : Champignon, *Phoma sorghina* variabilité morphologique, pouvoir pathogène, extraits aqueux, Burkina Faso

Abstract

Evaluation of mycoflora of sorghum and *Poaceae* weed seeds: Analysis of *Phoma sorghina* isolates variability and research of alternate methods of control based on natural pesticide

Sorghum, the main cereal crop in Burkina Faso, is infected by various pathogens. Many pathogens infect sorghum seed decrease its quality and productivity. In order to contribute to the improvement of sorghum productivity in Burkina Faso, we have undertaken (1) to evaluate the mycoflora on sorghum seeds, (2) to analysis the variability of *Phoma sorghina* isolates and (3) to propose efficient methods for fighting it based on the use of natural pesticides. Thus, 125 sorghum samples and 10 samples of *Poaceae* weed were evaluated by blotter method according to ISTA (International Seeds Testing Association). This analysis shows that all the sorghum samples are infected by *P. sorghina* at an infection level that can reach 99.5%. This fungus species is also identified in all the *Poaceae* weed seeds samples (infection level 68%).

The morphological variability of *P. sorghina* isolates was done *in vitro* on malt agar medium. One hundred one (101) isolates of *P. sorghina* were tested. The results show important variation among isolates for mycelium growth and colony mycelium appearance. Phenotypic variation of *P. sorghina* isolates obtained from the same sorghum sample was estimated. Using 10 isolates collecting from each of 19 sorghum samples choose according agro-ecological zone where they are collected. Factorial discriminant analysis belong that all the 190 isolates are divided in three class and the isolates coming from the same sample belong to the same class excepted isolates obtained from samples 438So07, 1287So07, 1355So07 and 1493So10. The effects of temperature (22, 28, 32, 36 and 40°C) and pH (5, 6 and 6.5) on the mycelium growth of *P. sorghina* isolates have been also evaluated. This study reveals that temperature at 36°C inhibit mycelium growth of *P. sorghina* isolates while the temperature at 40°C has fungicidal effects on all *P. sorghina* isolates tested.

Pathogenic study of *P. sorghina* isolates was done by infected sorghum seed with conidia suspension at 10⁶ conidia/ml. This study indicates that isolates 474 So07-40, 1Dh08-01(3) and reference isolate 181.80 prevent germination at 30, 20 and 15% respectively when compared with water treatment. The isolates 1Dh08-01(3) and 474 So07-40 in addition to their effects on prevention of sorghum seeds germination, reduce sorghum plant height and weight. This study allowed us to understand that infection by *P. sorghina* inhibits sorghum root growth.

The search for alternate methods for the use of chemical fungicide is consisted of the use of plant aqueous extracts on seeds treatment. For that, we have proceeded to sorghum seeds soaking in aqueous extracts of *Cymbopogon citratus* at 30%. At the end of soaking time, seeds were dissected and the different parts were incubated. Aqueous extracts of *C. citratus* reduce the infection rate of *P. sorghina* in sorghum seeds parts. As a matter of fact, on sample infected at 50% by *P. sorghina*, aqueous extracts reduce the infection rate at 4% on pericarp, 4% on endosperm and 2% on embryo compare to the fungicide. Efficacy of aqueous extract of *C. citratus* was evaluated in naturally condition in field during the rainy seasons 2008, 2009 and 2010. Aqueous extracts of *C. citratus* reduce the infection rate of *P. sorghina* of 30% in 2008, 27% in 2009 and 25% in 2010 comparatively to the fungicide Calthio C.

Our results clearly show that, sorghum seeds samples are frequently infected by *P. sorghina* whose populations are morphologically and genetically variable. We also have shown that, aqueous extract of *C. citratus* have antifungal properties, this give new prospect to control fungi and particularly *P. sorghina*.

Key words: Fungi, *Phoma sorghina*, morphological variability, pathogenenic power and plants aqueous extracts, Burkina Faso.

Introduction générale et justification du thème

Introduction générale

Le sorgho fait partie des cinq céréales les plus importantes au monde. En 2010, la production mondiale était estimée à 55,65 millions de tonnes pour une superficie totale estimée à 40 millions d'hectares (www.faostat.org). En Afrique, cette production est d'environ 20,95 millions tonnes pour environ 10,48 millions de tonnes en Afrique de l'Ouest (www.faostat.fao.org). Il est cultivé dans les régions tropicales semi-arides caractérisées par une faible pluviométrie et des températures élevées.

Au Burkina Faso, le sorgho est la principale céréale cultivée. Les superficies emblavées atteignent chaque année 1,4 million d'hectares (soit 54% des superficies céréalières) pour une production comprise entre 1,5-1,9 million de tonnes (soit 44% de la production céréalière moyenne du pays) (FAOSTAT, 2010). Il est cultivé dans toutes les zones agro-écologiques, depuis le Nord au climat sahélien jusqu'à l'extrême Sud-ouest au climat Nord-guinéen. Sa zone de prédilection est la zone comprise entre les isohyètes 600 et 900 mm (zone nord-soudanienne) (Traoré, 2012). Le sorgho constitue, avec le mil, la base de l'alimentation des populations rurales qui représentent 80% de la population totale au Burkina Faso. Aussi, La transformation du sorgho en boisson alcoolisée ou non alcoolisée constitue une source de revenus pour la plupart des ménages. Au regard du rôle socio-économique que joue le sorgho au Burkina Faso, les institutions de recherches du pays ont accordé un intérêt particulier à son amélioration par la création de variétés performantes adaptées aux conditions agro-écologiques du pays. Des techniques adéquates de travail du sol ont été élaborées afin de permettre à la plante d'exprimer tout son potentiel. En dépit de tous ces efforts, le rendement du sorgho est de 1003 kg/ha au Burkina Faso ; ce rendement est inférieur à la moyenne au plan mondial (1,36 t/ha) en 2010 (FAOSTAT, 2010). Les faibles rendements du sorgho observés en milieu paysan s'expliqueraient en partie par :

- une faible adoption des variétés améliorées. Conscient du rôle déterminant de la semence dans l'amélioration de la productivité de la plante, le gouvernement s'évertue depuis quelques années à mettre à la disposition des producteurs des semences des variétés améliorées. Cette action de l'Etat Burkinabé a certainement contribué à l'augmentation du rendement du sorgho au Burkina Faso ;
- une faible mécanisation agricole. En effet, malgré les efforts consentis par le gouvernement pour motoriser l'agriculture burkinabé, on constate que peu de paysans peuvent s'offrir les équipements d'une traction animale ;

- un faible niveau d'éducation des populations rurales. La grande majorité des paysans n'arrive pas à suivre les itinéraires techniques proposés par la recherche à cause de leur faible niveau d'alphabétisation;
- une variabilité inter-annuelle et spatiale des précipitations très importantes, notamment en début de saison des pluies.

En plus des contraintes abiotiques et socio-économiques, la culture du sorgho est confrontée aux bio-agresseurs. Ces derniers exercent une pression parasitaire sur la plante et leurs actions néfastes contribuent pour une part importante à la réduction du rendement du sorgho (Thomas *et al.*, 1996 ; Valerio *et al.*, 2004 ; Balole Lagwaila, 2006 ; Somda *et al.*, 2007 ; Zida *et al.*, 2008a). Au nombre des agents pathogènes identifiés sur le sorgho, les champignons sont les plus importants. Ils occasionnent des dégâts considérables sur le sorgho cultivé (Néya, 1997). Selon la nature de la maladie, on distingue plusieurs groupes de champignons dont les agents pathogènes responsables de moisissures des grains. Ces agents pathogènes causent des mortalités en pré et post émergence. Ils provoquent des dommages sur les grains de sorgho pendant la période de conservation. Leur présence réduit la qualité des grains, ce qui engendre des pertes économiques ou la détérioration de la valeur nutritive du grain, et le rend impropre à la consommation (Satish *et al.*, 2007).

Pour réduire les effets néfastes de ces micro-organismes et permettre au sorgho d'exprimer tout son potentiel de productivité, la lutte est menée à divers niveaux. La lutte génétique par la sélection de variétés tolérantes aux agents de moisissures. Au Burkina Faso, Les travaux sont en cours et sont orientés vers les panicules lâches afin de ne pas prédisposer les variétés améliorées à la moisissure (Zida *et al.*, 2010). L'emploi de pesticides chimiques surtout en traitement de semences est le principal moyen de lutte contre les agents de moisissures au Burkina Faso. Cette méthode, en dépit des résultats satisfaisants, est confrontée à de nombreuses difficultés du fait des effets néfastes de ces produits chimiques de synthèse sur l'environnement et la santé humaine. Depuis quelques années, la recherche s'est orientée vers des méthodes alternatives à l'utilisation des pesticides chimiques. Ainsi, les propriétés antifongiques de plusieurs plantes du Burkina Faso ont été testées. L'évaluation des effets antifongiques de ces plantes sur quelques agents pathogènes majeurs des espèces végétales cultivées au Burkina Faso a permis d'obtenir des résultats satisfaisants (Séréme, 1999 ; Bonzi, 2005 ; Bonzi, 2007 ; Somda *et al.*, 2007 ; Zida *et al.*, 2008b ; Zida, 2010 ; Bonzi *et al.*, 2012).

Justification du thème

Dans le cadre des activités de recherche de plantes à propriétés antifongiques entreprises en 2005, les effets de quelques extraits de plantes locales ont été testés contre les champignons portés et transmis par les semences de sorgho. Pour ce travail, une quinzaine d'échantillons de sorgho avaient été collectés. L'évaluation de la mycoflore de ces échantillons a révélé que *Phoma sorghina* (Sacc.) Boerema Dorenbosch and Van Kesteren était identifié fréquemment sur les grains incubés et le taux d'infection par ce champignon était au dessus de 50% pour chacun des échantillons. La fréquence et l'abondance de ce champignon sur la principale culture céréalière du Burkina Faso ont retenu notre attention. Il était important de savoir davantage sur ce champignon, son incidence en conservation et en végétation.

Au Burkina Faso, très peu d'informations sont disponibles sur le pathosystème de *P. sorghina*-Sorgho. Ce champignon était classé parmi les champignons mineurs sur le sorgho dont le rôle est très peu documenté par la recherche locale.

Dans certains pays, les instants qui ont suivi l'identification de *Phoma sorghina* en 1880 par Saccardo, les chercheurs considéraient ce champignon comme un saprophyte ou un faible agent pathogène responsable de maladies foliaires sur le sorgho et d'autres plantes (Zainun et Parbery, 1974). Tout en gardant cette conception, d'autres travaux de recherche présentent *P. sorghina* comme un champignon ubiquiste qui attaque la plupart des cultures d'importance économique comme le coton, le riz, le blé, le sorgho, le maïs, l'ananas, l'oranger, le manguier, le caféier, etc. (Zainun et Parbery, 1974 ; Porello et Moreno, 2005). Punithalingam (1985) déclare dans ses notes que *P. sorghina* peut être à l'origine de pertes importantes en pré et post-émergence des genres *Sorghum*, *Macroptilium* et *Stylosanthes*.

En Afrique du Sud, les travaux de Rabie *et al.* (1975) présentent *P. sorghina* comme un champignon mycotoxinogène dont les toxines sont néfastes à la santé humaine et animale. En effet, l'acide ténuazonique, une des mycotoxines produites par *P. sorghina*, bloque la synthèse protéique et peut provoquer une croissance anormale des cellules de certains organes, ce qui pourrait être à l'origine d'une tumeur cancérigène. De plus, *P. sorghina* sécréterait une autre mycotoxine non encore déterminée qui provoquerait une maladie appelée «Onyalai». Ce champignon serait également impliqué dans les maladies dermatologiques chez l'homme (Rabie *et al.*, 1975 ; www.fabrinet.up.ac.za/cthb/kiaat_proteaceae).

Les travaux de recherches menés dans d'autres pays mettent en exergue *P. sorghina* comme un champignon capable d'occasionner des pertes importantes sur le genre *Sorghum* et bien d'autres céréales de grande consommation comme le maïs et le riz. Sa présence sur les grains

de sorgho, céréale de base de l'alimentation au Burkina Faso, constitue une menace sérieuse pour la culture du sorgho et la santé des populations au Burkina Faso.

Afin de mieux comprendre le rôle de *Phoma sorghina* sur les semences de sorgho au Burkina Faso, des activités de recherche sur le thème « **Evaluation de la mycoflore des semences de sorgho et de *Poaceae* sauvages : Analyse de la variabilité des isolats de *P. sorghina* et recherche de méthodes de lutte alternatives à l'utilisation des pesticides chimiques de synthèse** » ont été entreprises.

L'objectif global de l'étude est de contribuer à l'amélioration de la qualité sanitaire des semences paysannes de sorgho. Elle va consister en une caractérisation de la variabilité des populations de *P. sorghina* au Burkina Faso et la recherche de méthodes de lutte alternatives à l'utilisation des produits chimiques de synthèse contre *P. sorghina*.

Les objectifs spécifiques sont :

- 1.) Evaluer la prévalence de *P. sorghina* dans les échantillons de semences de variétés et écotypes locaux de sorgho et les grains de *Poaceae* sauvage collectés dans diverses régions agro-écologiques du Burkina Faso;
- 2.) Etudier la variabilité des caractères cultureux et du pouvoir pathogène des isolats de *P. sorghina* obtenus à partir de diverses espèces végétales provenant des zones agro-écologiques du Burkina Faso;
- 3.) Rechercher des méthodes de lutte alternatives à la lutte chimique basées sur l'utilisation des produits dérivés de plantes dans la lutte contre *P. sorghina*.

Le présent document est organisé en quatre parties comportant chacune des chapitres. La première partie aborde les généralités en deux chapitres qui sont :

- Généralités sur le sorgho ;
- Généralités sur *P. sorghina*.

La deuxième partie traite de l'évaluation de la mycoflore des échantillons de semences de sorgho et de graines de *Poaceae* sauvages et l'analyse de la variabilité morphologique et culturelle de *P. sorghina*.

La troisième partie porte sur l'étude de la variabilité du pouvoir pathogène des isolats de *P. sorghina*.

La quatrième partie est consacrée à la recherche de méthodes alternatives à la lutte chimique contre *P. sorghina*.

Première partie :

Généralités sur *Sorghum bicolor* et *Phoma sorghina*

Chapitre 1 : Généralités sur *Sorghum bicolor* (L.) Moench.

1.1. Origine et dispersion du sorgho

L'origine du sorgho (*Sorghum bicolor* (L.) Moench) a fait l'objet de plusieurs études qui ont conduit à l'émission d'un certain nombre d'hypothèses relatives à l'origine de la plante. Parmi ces hypothèses, la plus probante semble être celle qui stipule que le sorgho serait domestiqué en l'an 1000 avant Jésus Christ (J-C). La domestication du sorgho se serait produite au Nord-Est de l'Afrique et plus précisément en Ethiopie. Cette hypothèse acquiert l'assentiment de nombreux chercheurs car la plus grande diversité du sorgho, aussi bien chez les types cultivés que chez les types sauvages, est rencontrée dans cette région de l'Afrique. A partir de cette région, la diffusion du sorgho s'est faite d'abord en Afrique, puis le long des voies maritimes et commerciales en Asie Orientale et en Inde. Le sorgho a été par la suite introduit en Amérique de l'Ouest par le biais du commerce des esclaves. La dispersion du sorgho va se poursuivre en Amérique du Sud puis en Australie. De nos jours, le sorgho est cultivé dans les régions semi-arides d'Afrique, d'Asie, d'Amérique, d'Europe et d'Australie (Frederiksen, 1986 ; Balole et Legwaila, 2006).

1.2. Classification intra-spécifique et morphologie du sorgho

Le sorgho cultivé est de l'embranchement des Angiospermes, de la classe des Monocotylédones, de l'ordre des Glumales, de la famille des *Poaceae* sauvage, de la sous famille des *Panicoideae*, de la tribu des Andropogonées et du genre *Sorghum*. Pline l'Ancien est le premier qui a donné une description écrite nettement identifiable du sorgho (Neya, 1997). Après lui, plusieurs auteurs ont proposé des descriptions dont celles de Linné en 1753 qui ont été reprises dans la classification moderne du sorgho. La classification du sorgho est l'œuvre de Snowden (1936-1955). Sa classification prend en compte les formes cultivées et sauvages de sorgho. Snowden a identifié 31 espèces, 158 variétés et 523 formes. Cette classification bien que complète est très peu utilisée du fait de sa complexité. La classification simplifiée du sorgho cultivé qui est employée de nos jours est celle De Harlan et de Wet (1972). Elle divise les sorghos cultivés en cinq races : bicolor, caudatum, durra, guinea et kafir. Ces races du sorgho sont caractérisées par la forme du grain, des pièces de l'épillet fertile et de l'inflorescence. Ces caractères utilisés par Harlan et De Wet (1972) sont d'expression stable, peu soumis aux effets du milieu (Neya, 1997, Balole et Legwaila, 2006).

Le sorgho cultivé, est une graminée annuelle de taille comprise entre 0,5 - 5 m dont l'appareil végétatif est composé de feuilles, de tiges, d'inflorescence et de racines. La description de la plante de sorgho ci-dessous est faite selon Balole et Legwaila (2006).

- La tige (chaume) : elle peut être de talle unique ou multiple, grêle et robuste. Elle est constituée de nœuds alternant avec les entre-nœuds. Les dimensions de la tige de sorgho sont 0,5 – 5 cm x 0,4 - 4 m ;
- La feuille : la distribution des feuilles est variable le long de la tige. Les feuilles peuvent être concentrées à la base chez certains types. Elles peuvent être uniformément réparties le long de la tige chez d'autres. Les feuilles sont alternes, simples, de gaines de longueurs comprises entre 15 et 35 cm, d'une ligule courte d'environ 2 mm, d'un limbe lancéolé mesurant entre 30 et 135 cm de long sur 1,5 à 13 cm de large ;
- La racine : le système racinaire est très développé. Il est concentré dans les 90 premiers centimètres du sol. La racine s'étale latéralement jusqu'à 1,5 m. A la germination, apparait la racine primaire. Les racines secondaires se forment à partir du premier nœud de la racine primaire qui par la suite meurt. Les racines adventives apparaissent sur les nœuds inférieurs de la tige et s'enfoncent jusqu'à 2 m dans le sol. Les ramifications qu'elles émettent donnent les racines latérales qui explorent le sol dans toutes les directions. Le sorgho cultivé est une plante annuelle mais, ses racines peuvent demeurer dans le sol et permettre le développement des rejetons à partir de bourgeons adventives situés à la base de la tige mère ;
- L'inflorescence : c'est une panicule qui peut être courte et compacte ou lâche et recouverte dont les dimensions sont environ 4–25 cm x 2–20 cm. Elle est constituée d'un axe central appelé rachis, d'où partent des branches primaires. Celles-ci produisent des branches secondaires et même tertiaires. La ramification ultime est un racème. Il porte les épillets par paire. L'un est sessile et fertile, l'autre est pédicellé et stérile. L'épillet sessile comporte deux fleurs mais, seule la fleur supérieure est complète. Il ne produit normalement qu'un grain ;
- Le grain : c'est un caryopse sphérique à un peu aplati. La couleur du péricarpe du grain de sorgho est fortement variable (rouge, brun, jaune ou crème). La coloration jaune de l'endosperme est due à des pigments caroténoïdes peu riches en vitamine A (Balole et Legwaila, 2006).

1.3. Ecologie du sorgho

Le sorgho est une plante des régions chaudes et semi-arides trop sèches pour la culture du maïs. C'est une plante particulièrement adaptée à la sécheresse en raison de ces

caractéristiques morphologiques et physiologiques notamment un système racinaire très étendu, la pruine des feuilles qui limite la transpiration, une aptitude à interrompre sa croissance pendant les périodes de sécheresse et à la reprendre une fois les conditions redevenues favorables. Les précipitations de 500-800 mm d'eau bien réparties suffisent au sorgho pour boucler son cycle. Le sorgho est tolérant à la température et à l'asphyxie racinaire (Balole et Legwaila, 2006). Pour ce faire, sa culture est possible dans les zones à fortes précipitations, dans les régions tempérées et sous les tropiques jusqu'à 2300 m d'altitude. Le sorgho se développe mieux sur les sols sableux légers ayant un pH compris entre 5,0 et 8,5 (Balole et Legwaila, 2006).

1.4. Production et utilisations

1.4.1. Production

Le sorgho grain occupe le cinquième rang mondial des céréales après le blé (*Triticum* spp.), le riz (*Oryza sativa* L.), le maïs (*Zea mays* L.) et l'orge (*Hordeum vulgare* L.). En Afrique, il se place au deuxième rang après le maïs. Selon la FAO (1996), la production mondiale pendant la période 1999-2003 est estimée à 57,7 millions de t/an. Elle est évaluée à 19 millions de t/an en Afrique Subsaharienne. Les principaux pays producteurs sont les Etats Unis avec 12 millions de t/an, l'Inde et le Nigéria ont chacun une production estimée à 7,6 millions de t/an ; le Mexique quant à lui, a une production de 6 millions de t/an, le Soudan avec 3,4 millions de t/an et enfin l'Argentine et la Chine produisent chacun 3 millions de t/an (Balole et Legwaila, 2006).

1.4.2. Utilisations

En fonction des différentes régions du monde, le sorgho n'a pas la même utilisation. En Afrique Subsaharienne et en Asie, il est l'aliment de base et les tiges sont utilisées pour produire de l'énergie. Par contre, en Amérique et en Australie, le grain et le fourrage des tiges et feuilles de sorgho sont employés pour l'alimentation du bétail. Les sorghos non comestibles sont utilisés pour leur colorant. En effet, les sorghos à tanin sont beaucoup utilisés pour la teinture en Chine, en Côte d'Ivoire et au Nigéria. Aux Etats Unis, les tiges de sorgho doux se mâchent comme la canne à sucre. Le sorgho à inflorescences allongées, fibreuses et à grains peu nombreux est employé comme balai en Amérique du Nord et en Europe de l'Est (Balole et Legwaila, 2006).

Le grain de sorgho est utilisé dans l'alimentation humaine pour la préparation de différents mets (tô, bouillie, couscous, galettes...). Il est consommé sous forme grillée ou cuite comme le riz. Les grains peuvent être consommés à l'état frais au stade laiteux ou transformés en boissons locales alcoolisées ou non. Les résidus de récolte (feuilles, tiges et panicules égrainées) sont utilisés pour l'alimentation du bétail. La plante entière est souvent ensilée pour l'engraissement des ruminants (Balole et Legwaila, 2006).

Le sorgho connaît un usage industriel. En Afrique du Sud et aux Etats-Unis, des variétés de sorgho ont été sélectionnées pour la production de sucre, d'huile végétale et d'amidon. Au Nigéria, le sorgho entre dans la production de boissons, de biscuits, de confiseries, d'aliments pour enfants et d'aliments de bétail. En Chine, les grains distillés de sorgho servent pour la fabrication de l'eau de vie et d'un vinaigre très prisé par la population (Balole et Legwaila, 2006).

1.5. Contraintes à la production du sorgho

La culture du sorgho fait face à de nombreuses contraintes abiotiques (le climat et le sol) et les contraintes biotiques (les phanérogames parasites, les insectes, les virus, bactéries et les champignons).

1.5.1. Contraintes abiotiques

Les contraintes pédo-climatiques : les sols au Burkina Faso sont en majorité de type ferrugineux tropicaux pauvres en matière organique et souvent très compacts. Ces sols ont généralement un pH acide dont la valeur varie entre 6 et 6,5 (Dabin, 1958). Même si le sorgho est une plante très peu exigeante en fertilisation et tolérante en pH, les caractéristiques des sols énumérées pourraient handicaper sa productivité.

Au Burkina Faso, les pluies sont insuffisantes dans la majorité des cas. Quand elles sont suffisantes, il se pose le problème de la mauvaise répartition dans l'espace et dans le temps. Une installation tardive des pluies couplée à un arrêt précoce de celles-ci ne permettent pas dans certains cas à la plante de sorgho de boucler son cycle.

1.5.2. Contraintes biotiques

1.5.2.1. Insectes

Ils peuvent être classés selon l'organe attaqué. Ainsi, au niveau de la tige, on distingue la mouche des pousses du sorgho, *Atherigona soccata* Rondani. Les larves de la mouche

s'attaquent aux jeunes pousses et provoquent les « cœurs morts » (Balole et Legwaila, 2006). Les foreurs de tiges *Busseola fusca* Fuller, *Chilo partellus* Swinhoe et *Sesamia calamistis* Hampson entraînent les dégâts à tous les stades de la plante. Les insectes ravageurs des grains sont la cécidomyie (*Stenodiplosis sorghicola* Coquillett) qui se nourrit des grains en formation et les punaises (*Eurystylus* et *Calocoris* spp.) qui piquent les grains au cours de leur développement, ce qui engendre des pertes de rendement et expose les grains à une infection par les agents de moisissures. La défoliation des feuilles est due aux chenilles légionnaires (*Spodoptera* et *Mythimna* spp.) (Frederiksen, 1986 ; Zongo *et al.*, 1993 ; Balole et Legwaila, 2006).

1.5.2.2. Moisissures des grains

Les moisissures des grains constituent une contrainte dans les régions où les conditions d'humidités prévalent pendant la période d'épiaison du sorgho. Il y a plus de 40 genres de champignons impliqués dans les moisissures des grains de sorgho (Zida *et al.*, 2010). Les genres les plus souvent rencontrés sont *Aspergillus*, *Fusarium*, *Curvularia*, *Phoma*, *Penicillium* et *Cladosporium*. Cette maladie se manifeste par le développement de mycélium rose, orange, blanc ou noir à la surface des grains. Les grains moisissés ont un aspect duveteux (Photo 1). La propagation de ces champignons se fait par la semence, le vent, et les éclaboussures d'eau de pluie. Les agents de moisissures se conservent sur les débris végétaux et les feuilles mortes du sorgho (Zida *et al.*, 2010 ; Somda *et al.*, 2012).

La lutte contre les agents de moisissures consiste d'abord à une bonne planification des dates de semis afin d'éviter que la période d'épiaison ne coïncide avec une forte prévalence d'humidité. Les produits chimiques de synthèse permettent de contrôler efficacement les agents de moisissures en traitement de semences. Enfin, l'emploi de variétés résistantes constitue un moyen efficace de lutte contre les agents de moisissures. Les travaux de recherche sont en cours et ils sont orientés sur la sélection des variétés à panicules lâches pour éviter d'exposer les grains aux conditions d'humidité favorables au développement des agents de moisissures (Zida *et al.*, 2010 ; Somda *et al.*, 2012).

1.5.2.3. Maladies foliaires

1.5.2.3.1. Anthracnose

Elle est causée par *Colletotrichum sublineolum* P. Henn (syn. *Colletotrichum graminicola* (Ces.) Wilson). L'agent pathogène s'attaque aux grains, tiges et feuilles. L'anthracnose des grains se manifeste par la présence de petits points noirs sur les grains (Photo 2). Le

symptôme de la maladie sur les tiges est un brunissement qui devient rouge (Photo 3). Sur les feuilles, il occasionne des taches circulaires à elliptiques de 5 cm de diamètre dont le centre est de couleur paille et le pourtour de couleur pourpre, rouge ou tannée selon la variété (Williams *et al.*, 1978 ; Williams et Frederiksen, 1986) (Photo 4). Selon Néya et Kaboré (1987), une infection combinée de l'antracnose foliaire et de la pourriture rouge des tiges peut entraîner une perte de 7-46% en condition expérimentale au champ. L'agent pathogène se conserve sur les résidus de cultures et les sorghos sauvages sous forme de mycélium ou de conidies (Naylor et Leonard, 1977). Sa propagation est faite par la semence, par le vent et l'eau de pluie (Ovdvody et Hepperly, 1992). Le contrôle de l'agent pathogène peut se faire par l'application de diverses méthodes telles que la rotation des cultures, la destruction des résidus de culture infectés. L'emploi de produits chimiques comme le bénomyl sur les panicules contribue à la réduction du taux d'infection des grains par *C. graminicola* et permettre en outre de favoriser la germination des grains (Hepperly *et al.*, 1987). Selon Waren (1986), la résistance variétale constitue la voie par excellence de lutte contre l'antracnose parce qu'elle est plus pratique et plus économique.

1.5.2.3.2. Maladie des taches zonées

Cette maladie sévit dans les zones les plus arrosées du Burkina Faso. La maladie des taches zonées peut attaquer d'autres céréales comme le mil et le maïs. Les conséquences d'une forte infection par cette maladie peuvent être la défoliation et même la mort de la plante. En végétation, la maladie se manifeste par des lésions grossièrement circulaires et présentent des bandes alternées de couleur violet foncé ou rouge et de couleur tannée ou paille (Photo 5). L'agent causal de la maladie est *Gloeocercospora sorghi* D. Bain et Edgerton (Williams *et al.*, 1978). Ce champignon peut se conserver sur les débris infectés de la plante et sa dissémination est assurée par le vent, l'eau de pluie et la semence infectée. Une lutte efficace contre cet agent consiste à l'emploi de variétés résistantes, la rotation des cultures et la destruction des résidus infectés (Zida *et al.*, 2010 ; Somda *et al.*, 2012).

1.5.2.4. Maladies des panicules

Les principales maladies paniculaires rencontrées au Burkina Faso sont les charbons. Les quatre types de charbons (Charbon nu, charbon allongé, charbon couvert et charbon paniculaire) ont été identifiés sur le sorgho. La prévalence de ces maladies varie d'une région à une autre (Zida *et al.*, 2010).

1.5.2.4.1. Charbon allongé

La maladie est provoquée par *Sporisorium ehrenbergii* Vanky (syn. *Tolyposporium ehrenbergii* (Kühn) Patouillard). Elle se manifeste par la présence de sores allongés cylindriques et légèrement recourbés (Photo 6). Les avis par rapport au mode d'infection du champignon sont partagés. Ainsi, pour certains, l'infection est systémique. Les spores dispersées à la surface du sol constituent l'inoculum primaire. Pour d'autres par contre, les spores sont transportées par le vent et déposées sur les feuilles paniculaires puis, dans les gaines foliaires où elles germent et infectent les fleurs en formation (Williams *et al.*, 1978 ; Frederiksen, 1986).

1.5.2.4.2. Charbon couvert

L'agent pathogène responsable de la maladie est *Sporisorium sorghi* Link in Wild (syn. *Sphacelotheca sorghi* (Link) G. P. Clinton) (Frederiksen, 1986). La maladie se manifeste par la formation de sores lisses, de forme conique ou ovoïde à la place des grains (Photo 7). L'infection peut concerner la panicule entière ou porter sur une portion de la panicule. Le champignon se conserve dans le sol et sur les grains infectés. Dans le sol, seul les spores en contact avec les grains de sorgho sont à l'origine d'une infection pendant les périodes favorables de germination du grain de sorgho et de la spore du champignon (Williams *et al.*, 1978 ; Frederiksen, 1986).

1.5.2.4.3. Charbon nu

Cette maladie peut se reconnaître par la floraison précoce des plantes infectées (deux semaines avant les plantes saines). Aussi, les plantes infectées présentent un fort tallage, elles ont une inflorescence lâche comportant une prolifération des épillets (Photo 8). L'agent causal de la maladie est *Sporisorium cruenta* (Kuhn) K. Vanky (syn. *Sphacelotheca cruenta* (Kühn) A. A. Potter. La dissémination des spores du champignon se fait par les grains infectés et l'air (Williams *et al.*, 1978 ; Frederiksen, 1986).

1.5.2.4.4. Charbon de la panicule

Sporisorium holci-sorghii (Rivolta) K. Vanky (syn. *Sphacelotheca reiliana* (Kuhn) Clinton) est l'agent causal de la maladie. Le charbon de la panicule se manifeste par la naissance d'une grande galle blanchâtre qui remplace partiellement ou entièrement la panicule (Photo 9). Il peut arriver que la panicule principale soit saine et que les symptômes de charbon s'expriment sur les panicules axillaires (Frederiksen, 1986). La propagation des spores du champignon se

fait par le vent ou la pluie. Les spores peuvent se conserver pendant longtemps dans le sol (Williams *et al.*, 1978 ; Frederiksen, 1986).

1.5.2.4.5. Méthodes de lutte contre les charbons

Une lutte efficace contre les charbons implique l'utilisation de plusieurs méthodes telles que:

- les pratiques culturales : les techniques employées sont la destruction des panicules charbonnées, l'élimination des hôtes alternatifs pouvant héberger la maladie, le choix judicieux de la semence qui consiste en un prélèvement au champ de panicules saines qui vont servir de semences la saison prochaine, l'utilisation de semences saines qui va non seulement limiter l'infection de sols indemnes de germes du champignon. Dans le cas des charbons couverts et allongés, les spores du champignon peuvent être détruites suite à un trempage dans l'eau pendant 4 heures suivi d'un séchage des grains infectés à l'ombre puis au soleil (Zida *et al.*, 2010) ;
- la lutte chimique : il s'agit ici de l'utilisation de produits de synthèse en traitement de semence. Les produits chimiques efficaces en traitement de semence contre les charbons sont le Calthio C (25% de chlorpyrifos-ethyl plus 25% de thirame) à la dose de 20 g pour 5 kg de semences. Le benlate T₂₀ (bénomyl plus thirame) à la dose de 5 g par kilogramme de semence (Somda *et al.*, 2012) ;
- la lutte génétique : les variétés résistantes conseillées par le programme de sélection national sont ariaso 01, sriaso 02, sriaso 10, sriaso 11, sriaso 14 et ICSV 1001 (Framida) (Mughogho, 1986 ; Zida *et al.*, 2010).

1.5.2.5. Phanérogames parasites

Le sorgho peut être parasité par plusieurs espèces de phanérogames parasite du genre *Striga* dont *Striga hermonthica* (Del.) Benth, *S. asiatica* (L.) Kuntze et *S. densiflora* Benth. En Afrique, les espèces rencontrées sont *S. hermonthica* et *S. asiatica*. L'attaque des plantes de sorgho par ces plantes parasites se traduit par l'apparition de taches jaunes sur les feuilles de sorgho en cas d'attaque moins sévère. Dans le cas contraire, on observe un jaunissement du feuillage pouvant conduire à la mort de la plante avant la formation des grains. Les infections sévères peuvent entraîner 100% de pertes obligeant souvent le producteur à un abandon momentané de la parcelle infectée (Williams *et al.*, 1978).

La lutte contre le *Striga* peut être culturale. Il s'agira donc de la rotation des cultures utilisant les plantes pièges et les plantes non sensibles. Une élimination des plantes avant la floraison va contribuer à diminuer le stock de grains du *Striga* dans le sol. Par ailleurs, un bon emploi

de l'engrais azoté peut également réduire les effets du *Striga* sur le sorgho. L'utilisation des variétés résistantes constitue également un moyen de lutte contre le *Striga* (Frederiksen, 1986 ; Balole et Legwaila, 2006).



Photo 1 (ICRISAT):
Moissures des grains



Photo 2 (Néya A.):
Anthracnose des grains due à
Colletotrichum graminicola



Photo 3 (ICRISAT):
Pourriture de la tige due à
Colletotrichum graminicola



Photo 4 (ICRISAT):
Anthracnose foliaire due à
Colletotrichum graminicola

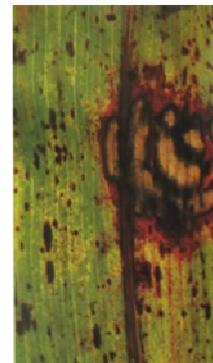


Photo 5 (ICRISAT):
Maladie des taches zonées due
à *Gloeocercospora sorghi*



Photo 6 (ICRISAT):
Charbon allongé due à
Sporisorium ehrenbergii



Photo 7 (ICRISAT):
Charbon couvert due à
Sporisorium Sorghi

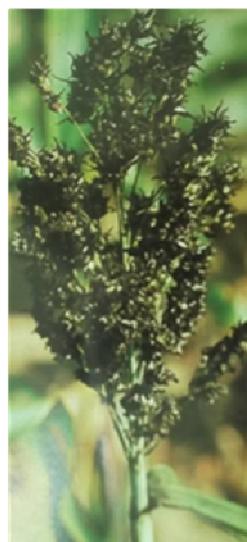


Photo 8 (ICRISAT):
Charbon nu due à
Sporisorium cruenta



Photo 9 (ICRISAT):
Charbon de la panicule due
à *Sporisorium holci-sorghii*

Photos 1-9 : Symptômes de quelques maladies du sorgho

Ces photos présentent les symptômes de quelques maladies majeures du sorgho au Burkina Faso. Nous pouvons voir sur les photos 1 et 2 des symptômes de maladies sur les grains de sorgho, la photo 3 la manifestation d'une maladie sur les tiges, les photos 4 et 5 les symptômes de maladies foliaires et les photos 6, 7, 8 et 9 la manifestation de maladies paniculaires.

Chapitre 2 : Généralités sur le genre *Phoma*

2.1. Classification

Le genre *Phoma* fait partie de la classe des Deutéromycètes, de l'ordre des Sphaeropsidales et de la famille des *Sphaerioidaceae*. Le genre *Phoma* a été décrit pour la première fois en 1821 (Sutton, 1980). L'appellation *Phoma* est employée pour la première fois par Saccardo en 1880. Selon Saccardo (1880), *Phoma* est un champignon mycélien capable de produire des pycnides contenant des conidies non septées hyalines capables d'infecter les tiges des plantes. Les champignons ayant les mêmes caractéristiques et identifiés sur les feuilles sont classés dans le genre *Phyllosticta* (Aa Van der et Vanev, 2002). La classification proposée par Saccardo en 1880 a été amendée par Boerema *et al.* (1975). En se basant sur plus de 40 ans de travaux réalisés sur le genre *Phoma*, Boerema (2004) propose un document d'identification des espèces de *Phoma* (Aveskamp *et al.*, 2008). Dans ce document, il subdivise le genre *Phoma* en 9 sections y compris le genre *Phoma* ; la description d'une espèce de *Phoma* est faite en tenant compte des sections définies. La liste des différentes sections de *Phoma* est donnée dans le tableau 1.

Tableau 1 : Sections, espèces types et téléomorphes de *Phoma*.

Sections	Espèces types	Genres téléomorphes associés
Heterospora	<i>Phoma heteromorphospora</i>	-
Macrospora	<i>Phoma zea maydis</i>	<i>Didymella</i>
Paraphoma	<i>Phoma radicina</i>	-
Peyronelleae	<i>Phoma glomerata</i>	-
Phoma	<i>Phoma herbarum</i>	<i>Didymella</i>
Phyllostictoides	<i>Phoma exigua</i> var. <i>exigua</i>	<i>Didymella</i>
Pilosa	<i>Phoma betae</i>	<i>Pleospora</i>
Plenodomus	<i>Phoma lingam</i>	<i>Leptosphaeria</i>
Sclerophomella	<i>Phoma complanata</i>	<i>Didymella</i>

- : Le téléomorphe correspondant n'est pas connu.

Source : Aveskamp *et al.* (2008)

2.2. Importance économique du genre *Phoma*

Le genre *Phoma* est l'un des genres de champignons les plus importants au monde par ce qu'il renferme des espèces d'une grande importance économique comme *P. medicaginis* (Broscious et Kirby, 1988), *P. lingam* et *Leptosphaeria biglobosa* (Gugel et Peter, 1992 ; Somda, 1996 ; Fitt *et al.*, 2006). Quoique les estimations financières récentes des pertes soient rares, l'impact du genre *Phoma* en agriculture est très important. *Phoma lingam* est considéré comme le plus important agent pathogène dans l'hémisphère nord sur le colza avec des pertes de plus de 25% (Fitt *et al.*, 2006). Ce genre comporte plusieurs espèces de quarantaine telles que *P. andigena*, *P. tracheiphila* (Europe, Méditerranée) (Smith *et al.*, 1992), *P. foveata* (syn. *P. exigua* var *foveata*) en Amérique du Sud (Mendes *et al.*, 2006), *P. macdonaldii* en Australie (Miric *et al.*, 1999). Dans les régions tropicales et subtropicales, *P. exigua*, *P. macrostoma*, *P. multirostrata* et *P. sorghina* sont très fréquentes et sont à l'origine de pertes diverses.

Le genre *Phoma* comporte des espèces ayant des potentialités exploitables par l'homme c'est le cas de *P. herbarum*, *P. exigua* et *P. macrostoma* qui peuvent jouer le rôle d'herbicide (Steward-wade et Boland, 2004 ; 2005 ; Zhou *et al.*, 2004 ; Zhao *et al.*, 2005 ; 2006 ; Paynter *et al.*, 2006). *P. glomerata* et *P. etheridgei* ont des effets antagonistes respectivement sur *Microsphaera penicillata* et *Phellinus tremulae* (Hutchinson *et al.*, 1994 ; Sullivan et White Jr., 2000).

2.3. Cycle biologique du genre *Phoma*

La pénétration des germes (Propagules) de *Phoma* se fait par le biais des blessures occasionnées par les pratiques agricoles. Elle est également favorisée par les conditions climatiques ou suite à une interaction avec d'autres organismes. Plusieurs espèces de *Phoma* entrent par les stomates ou directement par l'épiderme (Agrio, 1997). Une fois le champignon introduit dans le tissu de l'hôte, il développe un mycélium dans les espaces intercellulaires des tissus de la plante (Hammond et Lewis, 1987). A l'issue de cette phase d'incubation, le champignon devient nécrotrophique. Alors, les cellules de l'hôte sont soit l'objet d'une phytotoxification ou, elles produisent une réponse d'hypersensibilité à l'agression de cet agent pathogène. La fin de cette phase est marquée par la formation d'une nécrose puis la production des organes de fructification que sont les pycnides et les dictyochlamydozspores sur la lésion.

La propagation du champignon est assurée par les éclaboussures d'eau, le vent, les oiseaux, les insectes et la semence.

En l'absence d'hôte, la plupart des espèces se comportent comme des saprophytes et se conservent sur les débris végétaux. Les structures convenables à une longue conservation sont les dictyochlamydo-spores et les chlamydo-spores unies ou pluricellulaires. Ces structures sont développées par un petit nombre d'espèces de *Phoma*.

2.4. *Phoma sorghina*, agent de moisissures des grains de sorgho au Burkina Faso

2.4.1. Classification

Phoma sorghina fait partie du Phylum des Anastigomycètes, de la Classe des Deutoromycètes, de l'Ordre des Sphaeropsidales, de la Famille des *Sphaerioidaceae* et du Genre *Phoma*. Cette espèce comporterait une forme sexuée *Leptosphaeria sacchari* Breda De Haan ou *Didymella holci* (Tehon) Arex (Pazoutova, 2009).

C'est en 1884 que pour la première fois Saccardo isole sur le sorgho (*Sorghum vulgare* Pers.) un champignon qu'il nomme *Phyllosticta sorghina*. Le même champignon a été identifié dans plusieurs pays sous différentes appellations *Phyllosticta sorghina* Sacc., *Phyllosticta sacchari* Speg., *Phoma insidiosa* Tassi, *Phoma glumicola* Speg., *Peyronellaea indianensis* Deshpande et Mantri, *Phoma indianensis* (Deshpande et Mantri) Boerema, Dorenbosch et Van Kestere etc. (Zainun et Parbery, 1974 ; Punithalingam, 1985). Il était classé dans la section *Peyronellaea* du genre *Phoma* et récemment, il est reclassé dans la section *Phoma* (Boerema *et al.* 1973 ; Zainun et Parbery, 1974).

2.4.2. Répartition, plantes hôtes et symptômes de *Phoma sorghina*

P. sorghina est un champignon ubiquiste des régions tropicales et subtropicales d'Afrique, d'Asie, d'Europe, d'Australie, d'Océanie et d'Amérique. Il est couramment appelé agent pathogène facultatif des graminées des régions tropicales pour signifier le fait qu'il a été fréquemment identifié sur les graminées en région tropicale (Wallace et Wallace, 1953). *P. sorghina* a été également isolé à partir de plusieurs autres espèces végétales. Ainsi, sur des légumineuses telles que *Macroptilium* et *Stylosanthes*, Punithalingam (1985) a identifié ce champignon. Venkatasubbaiah *et al.* (1992) ont détecté *P. sorghina* sur *Phytolacca americana*. Enfin, Zainun et Parbery (1974) l'ont identifié à partir des arbres fruitiers tels que le mangouier, l'ananas, le citronnier, le caféier.

Les symptômes occasionnés par *P. sorghina* sur les espèces végétales varient en fonction de l'organe de la plante attaquée. Sur les feuilles, il est responsable de la maladie foliaire se manifestant par des nécroses ovales à fond brun ou jaunâtre et ayant un halo rouge pourpre en bordure (Punithalingam, 1985, Venkatasubbaiah *et al.*, 1992). Sur les nécroses se développent les organes de fructification : les pycnides. Ces pycnides se forment aussi sur les grains des céréales, ce qui est à l'origine des taches brunes ou noires. La présence des pycnides sur les grains va entraîner la mortalité pré et post émergence des plantules issues des grains infectés (Punithalingam, 1985).

2.4.3. Incidence économique

P. sorghina a été longtemps considéré comme un saprophyte ou comme un faible parasite facultatif des graminées. Selon Punithalingam (1985), c'est un agent pathogène mineur responsable de nécroses foliaires des céréales. Cette conception qu'on avait de *P. sorghina* doit évoluer comme l'affirme Zainun et Parbery (1974). Pour eux, le rôle de *P. sorghina* n'avait pas été bien perçu si bien qu'il est nécessaire de déterminer son rôle sur le sorgho. En effet, Wallace et Wallace (1953) ont montré que *P. sorghina* est à l'origine de maladies foliaires et des grains du sorgho en Tanganyika. Il est à l'origine de maladies foliaires chez plusieurs autres espèces végétales (Perello et Moreno, 2005). Dans les conditions favorables (humidité relative de 95% et à 25°C), *P. sorghina* est très destructeur sur les fruits en début de formation. Aussi, sous ces conditions, il est un puissant agent de manques à la levée. Sous une humidité relative de 95% et à 25°C, il provoque des lésions sur les feuilles de *Macroptilium atropurpureum* en trois jours (Zainun et Parbery, 1974). Sur le maïs, *P. sorghina* peut entraîner des lésions sur les feuilles. Ces lésions peuvent être coalescentes et engendrer la brûlure des feuilles lorsque l'humidité relative est au dessus de 70% et la température plus élevée que 14°C la nuit (Zainun et Parbery, 1974). *P. sorghina* est reconnu comme faisant partie des espèces de champignons qui altèrent la qualité des grains infectés (Van Du *et al.*, 2001). Il est également un champignon mycotoxinogène qui sécrète plusieurs mycotoxines dont les phytotoxines à savoir l'acide 6-méthylsalicylique, le desoxyepoxydon, l'acetate 2,3,5-triacetoxy-benzyl, l'époxydon 6-méthylsalicylate ester, tetraacetate aromatized, diphenylether, diphenylacetate, phyllostine et la phyllostine acetate (Venkatasubbaiah *et al.*, 1992), des mycotoxines néfastes pour l'homme et les animaux dont l'acide ténuazonique (Boiron *et al.*, 2006). Ces mycotoxines s'attaquent à plusieurs organes et peuvent provoquer le cancer. Parmi ces toxines, il ya l'acide ténuazonique qui inhibe la synthèse des protéines entrainant un développement désordonné des cellules de certains organes (Boiron, 2006 ;

Pazoutova, 2009 ; www.Fabrinet.up.ac.za/cthb/kiaat_proteaceae). En 1975, des études ont révélé que *P. sorghina* secrète une mycotoxine qui cause une maladie appelée «onyalai» en Angola au Nord de l'Afrique du Sud et dans plusieurs régions de l'Afrique centrale (Rabie *et al.*, 1975). Cette maladie se manifeste par la formation d'ampoules remplies de sang dans la bouche et la gorge. Une expérimentation menée sur les poules et les rats montre qu'en ajoutant des grains de maïs infectés par *P. sorghina* aux rations des poules et de rats à des proportions comprises entre 5-30%, la majorité des poules mouraient 4 jours et les rats 10 jours après ingestion de ces aliments. L'examen des sujets morts montre une grande altération du système vasculaire ce qui aurait occasionné des hémorragies internes généralisées causant la mort des rats et des poules (rabie *et al.*, 1975 ; www.Fabrinet.up.ac.za/cthb/kiaat_proteaceae). Ce champignon est aussi impliqué dans les maladies dermatologiques chez l'homme et les animaux (www.Fabrinet.up.ac.za/cthb/kiaat_proteaceae).

2.4.4. Conservation et dissémination

Lorsque les conditions de vie sont défavorables au développement de *P. sorghina*, il se conserve sur les débris végétaux, dans le sol et sur les mauvaises herbes pérennes. Sa dissémination est faite par le vent, l'eau de pluie et la semence infectée. A partir des substrats infectés, les propagules du champignon sont mises en contact avec les organes de la plante. Ces organes infectés vont permettre le développement du champignon qui va produire l'inoculum secondaire à l'origine de nouvelles autres infections (Punithalingam, 1985).

2.4.5. Diversité biologique

P. sorghina est un champignon cosmopolite et ubiquiste des régions tropicales et subtropicales. Cette grande capacité à pouvoir s'adapter à divers écotypes d'espèces végétales et à se développer sur des hôtes très diversifiées pourrait présager de l'existence d'une grande diversité au sein de la population de *P. sorghina* (Do Amaral, 2005). Les travaux de White et Morgan-Jones (1983) sur les caractères morphologiques de ce champignon révèlent une grande variabilité au niveau de la pigmentation des colonies. L'observation des conidies au microscope indique aussi l'existence d'un polymorphisme au niveau de la taille et de la forme des conidies (Pazoutova, 2009). En étudiant le pouvoir pathogène de plusieurs isolats de *P. sorghina* sur une variété de riz, De Souza *et al.* (1988) cités par Pazoutova (2009) ont mis en exergue des différences de niveaux d'agressivité entre les isolats de *P. sorghina* testés.

L'ensemble de ces observations nous conduiront à entreprendre une étude sur la caractérisation des populations de *P. sorghina* sur le sorgho.

2.4.6. Méthodes de lutte

La lutte contre *P. sorghina* nécessite l'emploi de plusieurs méthodes. Une bonne conjugaison de ces différentes méthodes sur le terrain va permettre de réduire l'infection par *P. sorghina*.

La lutte agronomique : c'est l'ensemble des pratiques culturales visant à défavoriser les bio-agresseurs au détriment de la plante cultivée. Dans le cas de *P. sorghina*, une bonne gestion des débris de culture par le producteur pourrait constituer un moyen efficace pour réduire l'inoculum primaire. Une bonne planification des dates de semis permet à la plante d'échapper à l'attaque du champignon (Zida *et al.*, 2010). Pour ce qui concerne le sorgho, il faut choisir les dates de semis de sorte que la période d'épiaison ne coïncide pas avec des moments de forte humidité (Amusa et Falalo, 2004).

La lutte chimique: consiste à l'utilisation des fongicides pour le contrôle du champignon. En traitement de semences, le trempage de grains infectés dans une solution à 1% de NaOCl pendant 5 minutes permet de baisser la transmission aux plantules issues de grains traités (Punithalingam, 1985). Les fongicides autorisés en traitement de semences au Burkina Faso sont le calthio C (25% de Chlorpyrifos-ethyl + 25% de Thirame, WS) à raison de 20 g de produit pour 5 kilogramme de semences et le Benlate T 20 (20% de Benomyl + 20% de thirame) à raison de 5 g par kilogramme de semences). Ils sont également efficaces dans la réduction du taux d'infection des semences de sorgho par *P. sorghina*. Sartorato *et al.* (1990) ont montré que le Benomyl est plus efficace dans le contrôle de *P. sorghina* en traitement de semence du riz que les fongicides Iprodione et Captan.

La lutte génétique : repose sur l'utilisation de variétés tolérantes ou résistantes dans la lutte contre *P. sorghina*. Cette méthode est très recommandée car elle est moins couteuse pour le producteur et elle est très peu néfaste pour l'environnement. Au regard de l'ampleur de la maladie, les sélectionneurs se sont beaucoup investis dans la recherche de variétés résistantes. Dans cette recherche, ils ont mis en avant la variété de sorgho à panicules lâche au détriment des variétés à panicule compacte parce que ces derniers gardent plus l'humidité offrant ainsi un cadre propice au développement du champignon. Il a été aussi démontré que les variétés aux grains colorés sont en majorité résistantes aux agents de moisissures (Makir *et al.*, 1996). L'exploitation de cette donnée en génétique est cependant limitée par le fait que le taux de tanin est fonction de l'intensité de la coloration du grain et une proportion importante du tanin est dépréciée par les consommateurs. D'autres caractéristiques du sorgho comme la dureté, la

densité des grains, l'intégrité des grains, la taille de la plante, épaisseur du péricarpe et la forme de la panicule font l'objet de recherches génétiques. Cependant l'emploi des variétés résistantes est limité par les variations environnementales et de l'agent pathogène.

L'efficacité des produits chimiques dans la lutte contre les micro-organismes pathogènes n'est plus à démontrer. Cependant, leurs effets néfastes sur l'homme, les animaux et l'environnement font que de plus en plus l'on s'intéresse à l'emploi de pesticides efficaces et compatibles avec l'environnement. Dans cette quête de solutions, les chercheurs se sont intéressés aux plantes. En effet, les produits dérivés des plantes ont longtemps été utilisés dans la lutte contre les maladies et autres ravageurs des plantes cultivées. L'utilisation de ces produits a été rapportée par Poubom *et al.* (2005) et Owusu (2001). De nos jours, des expériences réalisées au laboratoire montrent clairement l'efficacité des produits dérivés de plantes (Huiles essentielles, extraits de plantes). *In vitro*, plusieurs travaux de recherche attestent que les produits dérivés des plantes ont des propriétés antifongiques (Wilson *et al.*, 1997 ; Sérémé, 1999 ; Dababneh *et al.*, 2007 ; Satish *et al.*, 2007 ; Baka, 2010 ; Malho *et al.*, 2010 ; Singh *et al.*, 2010 ; Amanika, 2011 ; Rani et Devanand, 2011). Des résultats de recherche montrent également que les produits dérivés de plantes permettent de contrôler les champignons *in vivo* (Alabi *et al.*, 2005, Bonzi, 2005, Somda *et al.*, 2005 ; Abd-El-Khair *et al.*, 2007 ; Hiromi *et al.*, 2011).

Dans le cas particulier de la lutte contre *Phoma sorghina* (Sacc.) Boerema Dorenbosch and Van Kesteren, des travaux de recherche réalisés au Burkina Faso indiquent que les extraits de plantes sont utilisés avec succès contre ce champignon. Ainsi, Zida *et al.* (2008b) montrent que les extraits aqueux de *Acacia gourmaensis* A. Chev. et *Eclipta alba* (L.) Hassk. sont efficaces en traitement de semences de sorgho contre *Phoma sorghina*. Les travaux de Somda *et al.* (2007) révèlent que les extraits aqueux de *Cymbopogon citratus* (D. C.) Stapf., *Eucalyptus camadulensis* Dehnh et *Azadirachta indica* A. Juss. réduisent significativement la croissance mycélienne de *Colletotrichum graminicola* (Ces.) Wilson, *Fusarium moniliforme* Sheldon. et *Phoma sorghina*. Ils montrent que l'extrait de *C. citratus* réduit significativement le taux d'infection par *Phoma sorghina* dans les semences de sorgho. Bonzi (2007) montre que les extraits aqueux de *C. citratus* et de *A. indica* sont aussi efficaces contre *Phoma sorghina* et *Colletotrichum graminicola* en traitement de semences de sorgho que le fongicide insecticide Calthio C.

Deuxième partie :

Evaluation de la mycoflore des échantillons de semences de sorgho et de *Poaceae* sauvages et analyse de la variabilité morphologique et culturelle de *Phoma sorghina*

Chapitre 3 : Etude de la prévalence de *Phoma sorghina* dans les semences de sorgho et de *Poaceae* sauvages au Burkina Faso.

Résumé

L'évaluation de la mycoflore de 125 échantillons de semences de variétés et d'écotypes locaux de sorgho collectées dans toutes les zones agro-écologiques du Burkina Faso et de 10 échantillons de graines d'espèces de *Poaceae* sauvages collectées dans les parcelles de culture de sorgho est faite selon la méthode du papier buvard humidifié. L'examen de ces échantillons a permis d'identifier respectivement 40 et 34 espèces de champignons sur les grains de sorgho et de *Poaceae* sauvages, respectivement. La plupart des espèces fongiques identifiées sur les semences de sorgho ont été également détectées sur les espèces de *Poaceae* sauvages. Les espèces fongiques les plus fréquemment observées sur les semences de sorgho appartiennent aux genres *Aspergillus*, *Rhizopus*, *Penicillium*, *Curvularia*, *Colletotrichum*, *Fusarium* et *Phoma*. Les résultats de l'analyse de la mycoflore attestent que *P. sorghina* infecte tous les échantillons de semences de sorgho à des taux d'infection pouvant atteindre 99,5%. Ce champignon est aussi fréquent et abondant dans les échantillons de grains de *Poaceae* sauvages.

Mots clés : Sorgho, *Poaceae* sauvages, champignon, mycoflore, *Phoma*.

Abstract

The mycoflora of 125 sorghum seed samples collected from different agro-ecological zones of Burkina Faso and 10 samples of wild *Poaceae* collected from sorghum field is evaluated using blotter method. Seed exam allow identifying of 40 and 34 fungi species on sorghum seeds and wild *Poaceae*, respectively. Most of the fungi identify on sorghum seed are also detected on wild *Poaceae*. The fungi species frequently observed on sorghum seeds belong to the genus of *Aspergillus*, *Rhizopus*, *Penicillium*, *Curvularia*, *Colletotrichum*, *Fusarium* and *Phoma*. The result of mycoflora analyse shows that *Phoma sorghina* infectes all the sorghum seed sample at infection rate that can reach 99.5%. This fungus is also frequent and abundant in grains of weed samples.

Key words: Sorghum, wild *Poaceae*, fungi, mycoflora, *Phoma*.

3.1. Introduction

Le sorgho (*Sorghum bicolor* (L.) Moench) est l'une des cinq (5) céréales les plus importantes dans le monde (Gwary *et al.*, 2006).

Au Burkina Faso, le sorgho est cultivé sur toute l'étendue du territoire et il occupe une place importante dans le système de production. En 2010, il occupe le premier rang des céréales cultivées tant sur le plan des superficies emblavées (1983120 ha) que de la production avec 1.990.230 tonnes (www.faostat.fao.org).

Malgré la rusticité de la plante, sa culture est confrontée à de nombreuses contraintes abiotiques et biotiques. Les contraintes biotiques sont dues à une action complexe de parasites tels les champignons, les phanérogames et les insectes (Zida *et al.*, 2010). Ces divers agents, en plus de la pauvreté du sol et des aléas climatiques, sont responsables des faibles rendements (1003 kg/ha) (www.faostat.fao.org). Parmi les agents pathogènes incriminés, les champignons sont considérés comme les plus importants aussi bien en nombre que du point de vue des dégâts occasionnés. L'inventaire de la mycoflore des semences du sorgho et du mil a révélé la présence de plusieurs espèces de champignons transmissibles par la semence comme *Fusarium moniliforme*, *Phoma sp.*, *Curvularia lunata*, *Colletotrichum graminicola*, *Fusarium pallidoroseum* et *Drechslera sp.* (Bonzi, 2007 ; Zida *et al.*, 2008a). La présence de ces champignons sur la semence paysanne peut porter préjudice à la germination des grains ou au bon développement des plantes après germination (Islam *et al.*, 2009).

Pour améliorer la production du sorgho, il est nécessaire de mettre à la disposition des producteurs de la semence de sorgho peu infectée car l'emploi de semences d'une bonne qualité sanitaire est un facteur déterminant pour une bonne production (Islam *et al.*, 2009). L'obtention de la semence peu infectée par les champignons nécessite la mise en place de méthodes de lutte adéquates basées sur la connaissance de la mycoflore des semences de sorgho (Panchal et Dhale, 2011).

Les *Poaceae* sauvages associées à la culture du sorgho peuvent héberger les champignons et permettre leur conservation dans les champs de culture. Par leur rôle d'hôtes intermédiaires, les *Poaceae* sauvages peuvent contribuer à l'augmentation du taux d'infection des grains de sorgho.

Au regard des variations climatiques qui peuvent affecter la dynamique au sein des populations de champignons sur le sorgho et le fait qu'il y a peu d'informations sur la mycoflore de *Poaceae* sauvages au Burkina Faso, nous avons trouvé nécessaire de faire une évaluation de cette mycoflore dans différents échantillons collectés au Burkina Faso afin de

disposer d'informations sur l'état d'infection des grains de sorgho et de *Poaceae* sauvages par les champignons.

3.2. Matériel et méthodes

3.2.1. Matériel

Le matériel utilisé est constitué d'échantillons de semences de variétés et d'écotypes locaux de sorgho et de grains de *Poaceae* sauvages en provenance de différentes régions du Burkina Faso. Au total, cent vingt cinq (125) échantillons de sorgho dont 79 échantillons collectés en juin-juillet 2007 dans les zones agro-écologiques du Burkina Faso et 46 échantillons collectés dans les régions de la Boucle du Mouhoun, des Hauts-Bassins et du Sud-Ouest en janvier-février 2010. Dix (10) échantillons de semences de *Poaceae* sauvages ont été collectés sur les parcelles de sorgho des stations de recherche des CRREA à Farako-bâ et Kamboinsé en septembre-octobre 2010. La figure 1 présente le nombre d'échantillons de semences de sorgho collectées dans une région au cours des années 2007 et 2010. Les caractéristiques des échantillons de semences de sorgho sont présentées dans l'annexe 1. Les photos 10 à 14 présentent les images des espèces de *Poaceae* dont les grains ont été évalués.



Photo 10: (S. BONZI)
Brachiara lata
(Schumach.) C.E. Hubbard.



Photo 11: (jircas.affrc.go.jp)
Brachiara distichophylla
Stapf.



Photo 12: (S. BONZI)
Dactyloctenium aegyptium
(Linn.) P. Beauv.



Photo 13: (S. BONZI)
Digitaria horizontalis
Willd.



Photo 14: (S. BONZI)
Setaria pallide-fusca
Schum. Stap. Et C.E. Hubbard.

Photo 10 à 14 : Espèces de *Poaceae* sauvages dont les grains ont été évalués

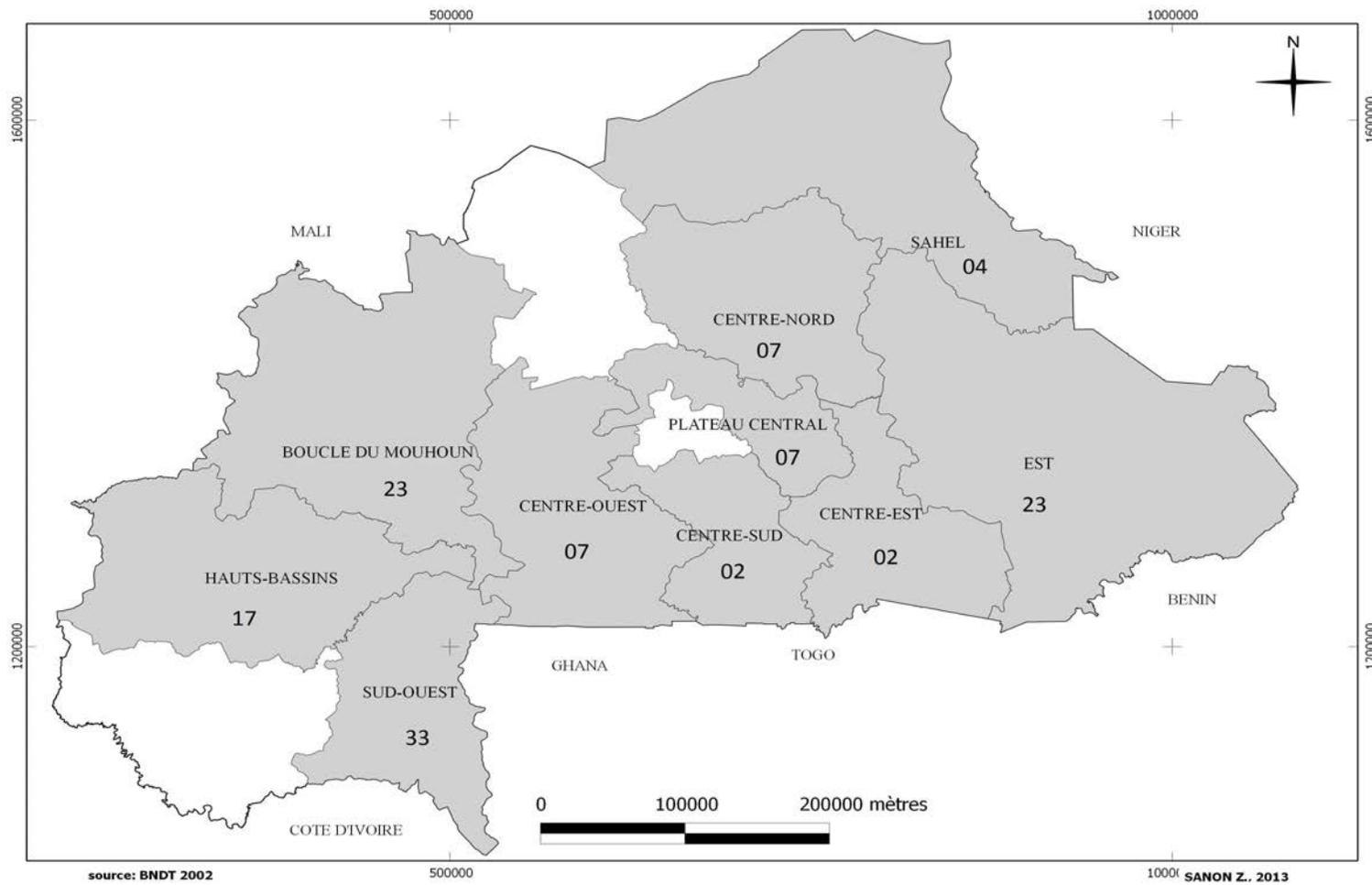


Figure 1 : Carte du Burkina Faso indiquant le nombre d'échantillons collectés par région

3.2.2. Méthodes

3.2.2.1. Collecte des échantillons

La collecte des échantillons a été faite en collaboration avec les agents des directions provinciales et régionales en charge de l'agriculture des régions des Hauts-Bassins, de la Boucle du Mouhoun, du Centre-Est, du Centre-Ouest, du Centre-Nord, du Centre-Sud, du Plateau central, du Sahel et du Sud-Ouest. Les échantillons reçus au laboratoire ont été conditionnés et gardés à 22°C dans une chambre climatisée. La taille de l'échantillon soumis est d'environ un kilogramme.

3.2.2.2. Echantillonnage et incubation des semences.

La méthode utilisée pour l'évaluation de la mycoflore est celle de Mathur et Kongsdal (2003). A partir de l'échantillon soumis, un échantillon de travail de 400 grains est obtenu par échantillonnage mécanique à l'aide du diviseur conique. De l'échantillon de travail, un échantillon réduit de 200 grains est constitué en procédant comme précédemment. Les grains obtenus sont disposés dans les boîtes de Petri contenant trois disques de papier buvard imbibés d'eau stérile à raison de 25 grains par boîte. Les boîtes de Petri sont incubées à 22°C sous 12 heures de lumière proche ultra violet (U. V.) alternée avec 12 heures d'obscurité.

3.2.2.3. Evaluation de la mycoflore des semences de sorgho de variétés et d'écotypes locaux et des grains de Poaceae sauvages.

L'évaluation est effectuée 7 jours après incubation. Elle a consisté à l'identification de tous les champignons présents sur chaque grain en utilisant la loupe et le microscope optique. L'identification est faite sur la base des caractères morphologiques du champignon, les organes de fructification dont les ascervules et les pycnides. L'identité du champignon est confirmée après comparaison des caractères culturels et des conidies du champignon avec les photographies et la description proposées par Mathur et Kongsdal (2003). Les initiales du champignon identifié sont inscrites sur le papier buvard à côté du grain sur lequel les champignons sont observés et les résultats sont ensuite enregistrés sur une fiche d'évaluation (Annexe 2).

3.2.2.4. Analyse des données et présentation des résultats

A partir des données de l'analyse de la mycoflore, nous avons calculé le pourcentage d'infection de chaque espèce de champignon détectée pour chaque échantillon de semences de sorgho ou de grains de *Poaceae* évalué. Ces données nous ont permis également de

calculer la fréquence de chaque espèce de champignon identifiée dans les échantillons évalués.

Les résultats obtenus sont présentés sous forme de tableaux.

3.3. Résultats et discussion

3.3.1. Résultats

3.3.1.1. Evaluation de la mycoflore des semences de sorgho.

L'évaluation de la mycoflore des semences de sorgho a permis d'identifier 40 espèces de champignons pathogènes comme saprophytes réparties entre 19 genres. Les champignons pathogènes sont au nombre de 35 et les champignons saprophytes sont principalement *A. flavus*, *A. niger*, *Cladosporium sp.*, *Penicillium sp.* et *Rhizopus sp.* (Tableau 2). Les genres *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Curvularia*, *Fusarium*, et *Phoma* sont identifiés à des taux très variables dans tous les échantillons de semences de sorgho. L'inventaire des champignons révèle que les espèces de champignons telles *Aspergillus flavus*, *A. niger*, *Curvularia lunata*, *C. pallescens*, *Fusarium moniliforme*, *Penicillium sp.*, *Phoma sorghina* et *Rhizopus sp.* sont très fréquents (0,4-1) dans les échantillons de semences de sorgho quelle que soit la région (Tableau 3). Parmi les espèces de champignons citées, *Phoma sorghina* est identifié dans tous les échantillons de semences de sorgho évaluées. Cette espèce de champignon est non seulement fréquente, mais le taux d'infection des semences de sorgho peut atteindre 99,5% dans certaines régions (Tableau 2).

L'inventaire de la mycoflore dans les échantillons de semences de sorgho a également montré l'existence d'une grande diversité de la mycoflore dans les régions du Sud-Ouest, les Hauts-Bassins, et de la Boucle du Mouhoun par rapport aux autres régions. En effet dans la région de la boucle du Mouhoun, nous avons identifié plusieurs espèces du genre *Alternaria* (*Alternaria alternata*, *A. brassicae*, *A. helianthi*, *A. longissima*, *A. porri*, *A. radicina*, *A. raphani*, *A. sesami* et *A. ziniaie*). Nous avons également relevé dans les échantillons de semences de sorgho en provenance des régions de la Boucle du Mouhoun, des Hauts-Bassins et du Sud-Ouest la présence de champignons observés pour la première fois dans les semences de sorgho au Burkina Faso. Il s'agit de *Pestalotia guepeni* et *Phaeotrichoconis crotalariae* (Régions du Sud-Ouest et de la Boucle du Mouhoun), de *Stachybotrys chartarum* (Régions des Hauts-Bassins et de la Boucle du Mouhoun) et de *Trichoderma viride* (Régions de la Boucle du Mouhoun, des Hauts-Bassins et du Sud-Ouest) (Tableau 2).

Tableau 2: Taux d'infection des espèces de champignons dans les échantillons de semences de sorgho collectés dans dix régions du Burkina Faso.

Espèces de champignons	R. S. O. (33)	R. H. B. (17)	R. B. M. (23)	R. E. (23)	R. C. O. (07)	R. P. C. (07)	R. C. N. (07)	R. S. (04)	R. C.E. (02)	R. C. S. (02)	Taux d'infection
<i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Keissler	0-0,5	0-0,5	0-1	0-1,5	0-1,5	0	0-0,5	0-0,5	0	0,5	0-1,5
<i>Alternaria brassicae</i> (Berk.) Sacc.	0	0-0,5	0-0,5	0	0	0	0	0	0	0	0-0,5
<i>Alternaria helianthi</i> (Hansf.) Tubaki & Nishihara	0	0	0-1	0	0	0	0	0	0	0	0-1
<i>Alternaria longissima</i> Deighton & MacGarvie	0-31,5	0,21	0-21	0-0,5	0-1,5	0-4,5	0-0,5	0	0	0-1	0-31,5
<i>Alternaria porri</i> (Ellis) Cif.	0	0	0-0,5	0	0	0	0	0	0	0	0-0,5
<i>Alternaria radicina</i> Meier, Drechsler & Eddy	0-1,5	0	0-13	0	0	0	0	0	0	0	0-13
<i>Alternaria raphani</i> Groves & Skolko	0-1,5	0-0,5	0-2,5	0	0	0	0	0	0	0	0-2,5
<i>Alternaria sesami</i> (Kawamura) Mohanty & Behera	0	0	0-1	0-2	0-17	0-0,5	0-7,5	0	0	0	0-17
<i>Alternaria zinniae</i> Pape	0	0	0-9	0	0	0	0	0	0	0	0-9
<i>Aspergillus flavus</i> Link ex Fries	0-66	0-12,5	0-75,5	1-63,5	0-39,5	0-16	1-8,5	4-47,5	0,5-1	0-15,5	0-75,5
<i>Aspergillus niger</i> Van Tieghem	0-78,5	0-47,5	0-47,5	0,5-61	0-64	1-26	7-56	2,5-39,5	1-1,5	0-42,5	0-78,5
<i>Bipolaris bicolor</i> (Mitra) Shoem	0-1,5	0-7	0-18,5	0-1,5	0-25	0-3	0-1,5	0	0	0,5-1	0-25
<i>Bipolaris maydis</i> Nisikado & Miyake) Shoem	0-1	0-10	0-6	0-1,5	0-1	0-1	0-1,5	0-1	0	0-0,5	0-10
<i>Bipolaris sorghicola</i> (Leveré & Sherwin) Alcorn	0-1,5	0	0-5	0	0	0	0	0	0	0	0-1,5
<i>Botryodiplodia theobromae</i> Pat.	0-1	0-0,5	0	0-4,5	0-1	0	0	0-0,5	0	0	0-4,5
<i>Cercospora sesami</i> Zimm.	0-0,5	0-1	0-1,5	0	0	0	0	0	0	0	0-1,5
<i>Cladosporium</i> sp.	0-82	0-91	0-87,5	0-3,5	0-17,5	0-18,5	0,5-7	0-2,5	0-0,5	1,5-2,5	0-91
<i>Colletotrichum graminicola</i> (Ces.) Wilson	0-35,5	0-23	0-16,5	0-3,5	0-9,5	0-0,5	0-1,5	0	0-1,5	0-3,5	0-35,5
<i>Curvularia cymbopogonis</i> (C.W. Dodge) Groves & Skolko	0-7	0-5	0-5	0-0,5	0	0-0,5	0-0,5	0	0-0,5	0	0-7
<i>Curvularia eragrostidis</i> (P. Henn.) JA Meyer	0-4	0-9	0-6,5	0-4,5	0,5-3,5	0-2,5	0-5,5	0-1,5	0-0,5	0-5,5	0-9
<i>Curvularia geniculata</i> (Tracy & Earle) Boedijn	0-1	0	0-2	0-4,5	0	0	0	0	0	0	0-4,5
<i>Curvularia inaequalis</i> (Shear) Boedijn	0-2	0-1,5	0-9	0	0	0	0	0	0	0	0-9
<i>Curvularia intermedia</i>	0-0,5	0-8	0-1,5	0-1	0-4	0-0,5	0-2	0-0,5	0,5-2,5	0-2	0-8
<i>Curvularia lunata</i> (Wakk.) Boedijn	1-19	1-66	0-53	0-14	4-32,5	0-37,5	9,5-33	0-12,5	4	3-17,5	0-66
<i>Curvularia pallescens</i> Boedijn	0,5-14,5	1,5-38	0-19	0-9,5	1-25	0-9	0-6,5	0-3,5	2-9,5	8	0-38
<i>Curvularia trifolii</i> (Kauffm) Boedijn	0-2,5	0-1	0-25	0-1,5	0-2,5	0	0-2,5	0	0-1,5	0-2	0-25
<i>Exserohilum rostratum</i> (Drechsler) Leonard & Suggs	0-0,5	0-2	0-8,5	0-0,5	0-2	0-1,5	0-2,5	0-3	0-0,5	0-1,5	0-8,5
<i>Fusarium equiseti</i> (Corda) Sacc.	0-0,5	0-1	0-2	0-4,5	0-0,5	0-1,5	0	0-0,5	0	0	0-4,5
<i>Fusarium moniliforme</i> Sheldon	3-93,5	3-83	0,5-54	1-36,5	1-33,5	1-26	1-5-13,5	0-15	8-17	10-11,5	0-93
<i>Fusarium pallidoroseum</i> (Cooke) Sacc.	0-0,5	0	0-10,5	0-2	0-2	0-0,5	0	0	0	0,5	0-10,5
<i>Gloeocercospora sorghi</i> Bain & Edgerton ex Deighton	0-0,5	0-2	0-1	0-2,5	0	0	0-2,5	0	0-0,5	0	0-2,5
<i>Nigrospora oryzae</i> Zimm. (Berk. & Br.) Petch.	0-8	0-5	0-6,5	0	0	0	0	0	0	0	0-8
<i>Penicillium</i> sp.	0-68	0-19	0-30,5	0-71	0-4	0-4	0-2,5	0-5-5,5	0,5-1	0,5-1	0-71
<i>Pestalotia guepini</i> Desm.	0-0,5	0-0,5	0-55	0	0	0	0	0	0	0	0-55
<i>Phaeotrichoconis crotalariae</i> (Salam & Rao) Subram.	0-0,5	0	0-1,5	0	0	0	0	0	0	0	0-1,5
<i>Phoma lingam</i> (Tode ex Schw.) Desm.	0-1	0-1,5	0-1	0	0	0	0	0	0	0	0-1,5
<i>Phoma sorghina</i> (Sacc.) Boerema Dorenbosch & Van Kesteren	4-99,5	4-69	1,5-88	1,5-70,5	13,5-59,5	8-81,5	4,5-53	1,5-10	37-73	30,5-45,5	1,5-99,5
<i>Rhizopus</i> sp.	0-21,5	0-31	0-62,5	0-100	0-35,5	0-20,5	3,5-60,5	6,5-100	2,5	1-20,5	0-100
<i>Stachybotrys chartarum</i> (Ehrens.) S.J. Hughes	0	0	0-0,5	0-0,5	0	0	0-0,5	0-0,5	0	0	0-0,5
<i>Trichoderma viride</i> Person	0-1,5	0-0,5	0-1,5	0	0	0	0	0	0	0	0-1,5

R. S. O. : Région du Sud-Ouest ; R. H. B. : Région des Hauts-Bassins ; R. B. M. : Région de la Boucle du Mouhoun ; R. E. : Région de l'Est ; R. C. O. : Région du Centre-Ouest ; R. P. C. : Région du Plateau Cental ; R. C. N. : Région du Centre-Nord ; R. S. : Région du Sahel ; R. C. E. : Région du Centre-Est ; R. C. S. : Région du Centre-Sud. Les nombres entre parenthèse indiquent le nombre d'échantillons collectés dans une région.

Tableau 3 : Fréquence des espèces de champignons dans les échantillons de sorgho collectés dans dix régions du Burkina Faso.

Espèces de champignons	R. S. O. (33)	R. H. B. (17)	R. B. M. (23)	R. E. (23)	R. C. O. (07)	R. P. C. (07)	R. C. N (07)	R. S. (04)	R. C.E. (02)	R. C. S. (02)	Fréquence générale
<i>Alternaria alternata</i>	0,00	0,18	0,39	0,09	0,43	0,0	0,14	0,5	0	0,5	0,17
<i>Alternaria brassicae</i>	0,00	0,06	0,04	0,00	0,00	0,0	0,00	0	0	0	0,02
<i>Alternaria helianthi</i>	0,00	0,00	0,04	0,00	0,00	0,0	0,00	0	0	0	0,01
<i>Alternaria longissima</i>	0,61	0,76	0,61	0,13	0,43	0,4	0,43	0	0	0,5	0,48
<i>Alternaria porri</i>	0,00	0,00	0,04	0,00	0,00	0,0	0,00	0	0	0	0,01
<i>Alternaria radicina</i>	0,30	0,00	0,13	0,00	0,00	0,0	0,00	0	0	0	0,10
<i>Alternaria raphani</i>	0,39	0,00	0,39	0,00	0,00	0,0	0,00	0	0	0,5	0,18
<i>Alternaria sesami</i>	0,00	0,00	0,09	0,00	0,00	0,1	0,43	0	0	0	0,05
<i>Alternaria zinniae</i>	0,00	0,00	0,17	0,00	0,00	0,0	0,00	0	0	0	0,03
<i>Aspergillus flavus</i>	0,58	0,53	0,83	0,96	0,43	0,6	1,00	1	1	0,5	0,72
<i>Aspergillus niger</i>	0,82	0,71	0,91	1,00	0,86	1,0	1,00	1	1	0,5	0,88
<i>Bipolaris bicolor</i>	0,55	0,47	0,52	0,17	0,57	0,3	0,29	0	0	1	0,42
<i>Bipolaris maydis</i>	0,39	0,41	0,30	0,22	0,57	0,4	0,43	0,75	0,5	0,5	0,38
<i>Bipolaris sorghicola</i>	0,00	0,00	0,26	0,00	0,00	0,0	0,00	0	0	0	0,05
<i>Botryodiplodia theobromae</i>	0,27	0,12	0,00	0,00	0,29	0,0	0,00	0,5	0	0	0,12
<i>Cercospora sesami</i>	0,00	0,00	0,13	0,00	0,00	0,0	0,00	0	0	0	0,02
<i>Cladosporium sp.</i>	0,67	0,88	0,83	0,70	0,86	0,7	1,00	0,75	0	1	0,76
<i>Colletotrichum graminicola</i>	0,82	0,59	0,43	0,70	0,71	0,1	0,14	0	1	0,5	0,58
<i>Curvularia cymbopogonis</i>	0,45	0,41	0,17	0,17	0,00	0,1	0,29	0	0	0	0,26
<i>Curvularia eragrostidis</i>	0,61	0,35	0,52	0,35	1,00	0,6	0,71	0,75	0	0,5	0,53
<i>Curvularia geniculata</i>	0,00	0,00	0,09	0,00	0,00	0,0	0,00	0	0	0,5	0,02
<i>Curvularia inaequalis</i>	0,39	0,06	0,13	0,00	0,00	0,0	0,00	0	0,5	0	0,14
<i>Curvularia intermedia</i>	0,45	0,47	0,35	0,17	0,43	0,1	0,29	0,5	1	0,5	0,37
<i>Curvularia lumata</i>	1,00	1,00	0,96	0,96	1,00	0,9	1,00	0,75	1	1	0,97
<i>Curvularia pallescens</i>	0,97	1,00	0,96	0,52	0,86	0,4	1,00	0,75	1	1	0,85
<i>Curvularia trifolii</i>	0,55	0,41	0,57	0,13	0,43	0,0	0,43	0	0	0,5	0,38
<i>Exserohilum rostratum</i>	0,27	0,24	0,48	0,17	0,71	0,3	0,86	0,5	0	0,5	0,35
<i>Fusarium equiseti</i>	0,30	0,00	0,09	0,22	0,14	0,1	0,00	0,25	0,5	0	0,17
<i>Fusarium moniliforme</i>	1,00	0,94	0,87	1,00	0,86	1,0	1,00	0,75	1	1	0,95
<i>Fusarium pallidoroseum</i>	0,45	0,00	0,26	0,30	0,14	0,1	0,00	0	0	0,5	0,25
<i>Gloeocercospora sorghi</i>	0,30	0,06	0,13	0,30	0,00	0,0	0,43	0	0,5	0	0,20
<i>Nigrospora oryzae</i>	0,48	0,12	0,43	0,00	0,00	0,0	0,00	0	0	0	0,22
<i>Penicillium sp.</i>	0,85	0,53	0,87	0,91	0,29	0,9	0,57	1	0	1	0,77
<i>Pestalotia guepini</i>	0,24	0,00	0,30	0,00	0,00	0,0	0,00	0	0	0	0,12
<i>Phaeotrichoconis crotalariae</i>	0,24	0,00	0,17	0,00	0,00	0,0	0,00	0	0	0	0,10
<i>Phoma lingam</i>	0,24	0,00	0,09	0,00	0,00	0,0	0,00	0	0	0	0,08
Phoma sorghina	1,00	1,00	1,00	1,00	1,00	1,0	1,00	1	1	1	1,00
<i>Rhizopus sp.</i>	0,79	0,65	0,83	1,00	0,71	0,9	1,00	1	1	1	0,84
<i>Stachybotrys chartarum</i>	0,00	0,06	0,09	0,04	0,00	0,0	0,14	0,25	0	0	0,05
<i>Trichoderma viride</i>	0,30	0,12	0,04	0,00	0,00	0,0	0,00	0	0	0	0,10

R. S. O : Région du Sud-Ouest ; R. H. B. : Région des Hauts-Bassins ; R. B. M. : Région de la Boucle du Mouhoun ; R. E. : Région de l'Est ; R. C. O. : Région du Centre-Ouest ; R. P. C. : Région du Plateau Cental ; R. C. N. : Région du Centre-Nord ; R. S. : Région du Sahel ; R. C. E. : Région du Centre-Est ; R. C. S. : Région du Centre-Sud. Les nombres entre parenthèse indiquent le nombre d'échantillons collectés dans une région.

3.3.1.2. Evaluation de la mycoflore des échantillons de *Poaceae* sauvages.

A partir des échantillons de grains de *Poaceae* sauvages collectés dans les stations de recherches de l'INERA Farako-bâ CREAM/Ouest et de l'INERA Kamboinsé CREAM/Centre, 38 espèces de champignons réparties entre 18 genres dont 34 sont des champignons pathogènes et 4 sont des champignons saprophytes. Les espèces de champignons saprophytes détectées sont : *Aspergillus flavus*, *A. niger*, *Cladosporium sp.* et *Penicillium sp.* (Tableau 4). Le taux d'infection varie d'une espèce de *Poaceae* sauvages à une autre et aussi d'une région à une autre. Les espèces de champignons *Alternaria longissima*, *A. radicina*, *A. raphani*, *A. sesamicola*, *Curvularia geniculata*, *Colletotrichum graminicola*, *Penicillium sp.* et *Trichoderma viride* identifiées dans les échantillons collectés à Farako-bâ ne sont pas observées au niveau des échantillons de Kamboinsé. Par contre, *Gloeocercospora sorghi* et *Ulocladium consortiale* détectées à Kamboinsé sont absentes dans les échantillons de Farako-bâ. Les espèces de champignons les plus fréquentes dans les échantillons de *Poaceae* sauvages sont *Alternaria alternata*, *Aspergillus flavus*, *Bipolaris bicolor*, *Cladosporium sp.*, *Curvularia eragrostidis*, *Curvularia intermedia*, *C. lunata*, *C. pallescens*, *Fusarium equiseti*, *F. moniliforme*, *F. pallidoroseum*, *F. scirpii*, *Myrothecium leucotrichum*, *Phoma exigua* et *P. sorghina* (Tableau 5).

Tableau 4: Mycoflore des grains de *Poaceae* sauvages collectés dans les parcelles de sorgho sur les stations de recherche de l'INERA à Farakobâ et à Kamboinsé.

Espèces de champignons	Kamboiné (Région du Centre)					Farako-bâ (Région des Hauts-Bassins)				
	B l	B D	D h.	Da	S p f	B l	B d	D h	Da	S p f.
<i>Alternaria alternata</i>	3	0,5	0,5	0	3	1	0,5	2	2	0,5
<i>Alternaria brassicae</i>	0	0	0	0	0	0	0	0,5	0	0
<i>Alternaria dauci</i>	0	0	0	9	1,5	0	0	0	0,5	0
<i>Alternaria helianthi</i>	0	0,5	0	3,5	1,5	0	0	0,5	0	0,5
<i>Alternaria longissima</i>	2	3,5	1,5	7	20	0	0	0	0	0
<i>Alternaria radicina</i>	0,5	0	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>Alternaria raphani</i>	1	0,5	0	0	0,5	0	0	0	0	0
<i>Alternaria sesami</i>	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aspergillus niger</i>	0	0,5	0	0	0	0	0,5	0	1	0,5
<i>Aspergillus flavus</i>	7	17,5	0	3	1	7,5	2	0	4	0,5
<i>Bipolaris bicolor</i>	14,5	12	5	6,5	0	1,5	0,5	2	8,5	0,5
<i>Bipolaris maydis</i>	0,5	0	0,5	0	0	0	1,5	1	0	0
<i>Bipolaris sorghicola</i>	0,5	2	0,5	0	0	1,5	0	0,5	0	0
<i>Bipolaris specificera</i>	0	0	0,5	0	0	0	0	0,5	3,5	0
<i>Cladosporium sp.</i>	63,5	65,5	22,5	24,5	52,5	46	62,5	27	22,5	39
<i>Colletotrichum graminicola</i>	0	0	0,5	0,5	0,5	0	0	0	0	0
<i>Curvularia cymbopogonis</i>	0	0	1	0,5	0,5	0	0	0	0,5	1
<i>Curvularia eragrostidis</i>	4	2	3,5	5	1	0	0	1,5	0	2,5
<i>Curvularia geniculata</i>	0	0	0	0	0	0,5	0	0	0	0
<i>Curvularia intermedia</i>	4	6,5	14	3	2,5	4	0,5	3,5	0,5	9,5
<i>Curvularia lunata</i>	25,5	36	32	35	16,5	31,5	17	22,5	28,5	6,5
<i>Curvularia pallescens</i>	19	16,5	11,5	14,5	6,5	9,5	4	2	6	26
<i>Curvularia trifolii</i>	3	0	1	0	0,5	0	1	0	0	0
<i>Exserohilum rostratum</i>	0	0	2	0	1	1,5	1	0,5	9,5	1
<i>Fusarium equiseti</i>	5	8	0	0,5	1	0	9	5	4	0
<i>Fusarium moniliforme</i>	21,5	47,5	9,5	24	23	36	22	14,5	18	12,5
<i>Fusarium pallidoroseum</i>	3,5	1	1,5	0	7,5	5	1	0,5	0	0,5
<i>Fusarium scirpii</i>	0,5	0	0	0	1,5	16	7	0,5	1,5	4,5
<i>Gloeocercospora sorghi</i>	0	0	0	0	0	0,5	0	0	0	0
<i>Myrothecium leucotrichum</i>	0	0,5	0	2	0	15,5	30	6	4	5,5
<i>Nigrospora oryzae</i>	0,5	0,5	0	0	0,5	1,5	0,5	1	2,5	2
<i>Penicillium sp.</i>	1,5	0	0	0,5	0	0	0	0	0	0
<i>Phaeotrichoconis crotalariae</i>	0	0	0	0	0	0,5	0	0	0	0,5
<i>Phoma exigua</i>	1	1	2,5	5	7	4	0	1	0	0,5
<i>Phoma sorghina</i>	24	16	39,5	13,5	30	49,5	46	68	55	54,5
<i>Stachybotrys chartarum</i>	0	0,5	0	0	0	2	0	1	0,5	1
<i>Trichoderma virides</i>	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ulocladium consortiale</i>	0	0	0	0	0	1	0	1,5	3	10

B l : *Brachiara lata* ; B d : *Brachiara distichophylla* ; D h : *Digitaria horizontalis* ; Da : *Dactyloctenium aegyptium* ; S p f : *Setaria pallide-fusca*.

Tableau 5 : Fréquences des espèces de champignons dans les échantillons de grains d'espèces de *Poaceae* sauvages.

Espèces de champignons	Kamboinsé (Région du Centre)	Farako-bâ (Région des Hauts-Bassins)	Fréquence globale
<i>Alternaria alternata</i>	0,8	1	0,9
<i>Alternaria brassicae</i>	0	0,2	0,1
<i>Alternaria dauci</i>	0,4	0,2	0,3
<i>Alternaria helianthi</i>	0,6	0,4	0,5
<i>Alternaria longissima</i>	1	0	0,5
<i>Alternaria radicina</i>	0,4	0	0,2
<i>Alternaria raphani</i>	0,6	0	0,3
<i>Alternaria sesami</i>	0,2	0	0,1
<i>Aspergillus niger</i>	0,2	0,6	0,4
<i>Aspergillus flavus</i>	1	0,8	0,9
<i>Bipolaris bicolor</i>	0,8	1	0,9
<i>Bipolaris maydis</i>	0,4	0,6	0,5
<i>Bipolaris sorghicola</i>	0,4	0,4	0,4
<i>Bipolaris specificera</i>	0,2	0,4	0,3
<i>Cladosporium sp.</i>	1	1	1
<i>Colletotrichum graminicola</i>	0,6	0	0,3
<i>Curvularia cymbopogonis</i>	0,6	0,2	0,4
<i>Curvularia eragrostidis</i>	1	0,4	0,7
<i>Curvularia geniculata</i>	0	0,2	0,1
<i>Curvularia intermedia</i>	1	1	1
<i>Curvularia lunata</i>	1	1	1
<i>Curvularia pallescens</i>	1	1	1
<i>Curvularia trifolii</i>	0,6	0,2	0,4
<i>Exserohilum rostratum</i>	0,4	1	0,7
<i>Fusarium equiseti</i>	0,8	0,6	0,7
<i>Fusarium moniliforme</i>	1	1	1
<i>Fusarium pallidoroseum</i>	0,8	0,8	0,8
<i>Fusarium scirpii</i>	0,4	1	0,7
<i>Gloeocercospora sorghi</i>	0	0,2	0,1
<i>Myrothecium leucotrichum</i>	0,4	1	0,7
<i>Nigrospora oryzae</i>	0,6	1	0,8
<i>Penicillium sp.</i>	0,4	0	0,2
<i>Phaeotrichoconis crotalariae</i>	0	0,4	0,2
<i>Phoma exigua</i>	1	0,6	0,8
<i>Phoma sorghina</i>	1	1	1
<i>Stachybotrys chartarum</i>	0,2	0,6	0,4
<i>Trichoderma virides</i>	0,2	0	0,1
<i>Ulocladium consortiale</i>	0	0,8	0,4

3.3.2. Discussion

Le sorgho est la principale céréale cultivée au Burkina Faso. Sa culture est pratiquée dans toutes les zones agro-écologiques de notre pays. Les travaux de Da (1994) montrent que la plus grande diversité des écotypes de sorgho évalués est rencontrée dans les régions de la Boucle du Mouhoun et du Sud-Ouest. Ceci explique pourquoi le nombre d'échantillons de semences de variétés et d'écotypes locaux de sorgho collectés dans ces régions avoisine la moitié du nombre total des échantillons de sorgho évalués. Ce choix s'est avéré judicieux puisque les résultats de l'évaluation de la mycoflore dans les échantillons de semences de sorgho montrent que la plus grande diversité des espèces de champignons identifiées est également observée dans ces régions.

Les résultats de l'évaluation de la mycoflore dans les semences paysannes de sorgho au Burkina Faso révèlent que la plupart des échantillons sont infectés par *Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger*, *Cladosporium sp.*, *Curvularia lunata*, *Curvularia pallescens*, *Fusarium moniliforme*, *Penicillium sp.*, *Phoma sorghina* et *Rhizopus sp.* Des travaux ont déjà mis en évidence la présence de ces champignons dans les échantillons de sorgho dans différents pays, notamment au Burkina Faso (Zida *et al.*, 2008a) et aux Philippines (Yago *et al.*, 2011). Parmi les espèces de champignons fréquemment identifiées dans les échantillons de sorgho *A. flavus*, *F. moniliforme*, *P. sorghina*, *Penicillium sp.* sont des champignons toxigènes. Par conséquent, elles peuvent sécréter dans certaines conditions des mycotoxines dont la présence dans les grains constitue une source d'intoxication pour les consommateurs (Magan et Aldred, 2005 ; Murphy *et al.*, 2006 ; Magan et Aldred, 2007). *Phoma sorghina* qui a été détecté dans tous les échantillons de sorgho quelle que soit la région peut sécréter plusieurs mycotoxines dangereuses pour la santé humaine. Les travaux de Zida (2009) attestent également que *P. sorghina* est très fréquent dans les échantillons de sorgho. La forte présence de ce champignon (jusqu'à 99,5%) dans les échantillons de sorgho constitue un risque de santé publique au Burkina Faso où le sorgho est l'aliment de base de la population.

L'inventaire de la mycoflore dans les grains d'espèces de *Poaceae* sauvages a révélé que les champignons identifiés sur ces grains sont également détectés dans les échantillons de sorgho. Les espèces de *Poaceae* sauvages sont des hôtes intermédiaires permettant la survie de champignons. Les espèces telles que *Phoma sorghina*, *Fusarium moniliforme*, *Curvularia lunata*, *C. pallescens* associées aux grains de *Poaceae* sauvages sont en effet impliquées dans l'infection précoces des grains de sorgho (Amusa et Falola, 2004).

3.4. Conclusion partielle

L'évaluation de la mycoflore des semences de sorgho et des grains de *Poaceae* sauvages a révélé la présence de 40 et 38 espèces de champignons dans les échantillons de semences de sorgho et sur les grains de *Poaceae* sauvages, respectivement. La plupart des espèces de champignons identifiées sur les grains d'espèces de *Poaceae* sauvages sont détectées dans les semences de sorgho. Les espèces de champignons les plus fréquemment observées dans les échantillons de sorgho sont *P. sorghina*, *F. moniliforme*, *C. lunata*, *Rhizopus sp.* et *Aspergillus niger*. Parmi ces espèces, *P. sorghina* est non seulement fréquente, mais aussi son taux d'infection des semences est élevé et peut atteindre 99,5% dans certains échantillons de sorgho. Cette espèce de champignon étant mycotoxinogène, son abondance dans les échantillons de sorgho pourrait constituer un risque de santé publique.

Ces résultats montrent qu'il existe une diversité de champignons pathogènes associés aux semences paysannes de sorgho au Burkina Faso. L'abondance et la fréquence très élevée de *P. sorghina* dans les semences de sorgho nous interpelle à mieux caractériser le champignon afin de proposer des méthodes de lutte efficaces et compatibles avec l'environnement.

Chapitre 4: Caractérisation morphologique des isolats de *Phoma sorghina*.

Résumé

Cent un (101) isolats de *Phoma sorghina* obtenus à partir du sorgho et d'autres espèces végétales et 190 isolats de culture obtenus à partir des échantillons de sorgho provenant de différentes zones agro-écologiques du Burkina Faso ont été comparés sur la base des caractères morphologiques sur un milieu de culture malt agar. A cet effet, un explantat mycélien de 5 mm de diamètre est prélevé dans la zone de croissance d'un isolat de 5 jours d'âge. Cet explantat est ensuite déposé au centre d'une boîte de Petri et incubée à 22°C sous 12 h de lumière proche ultra violet alternée avec 12 h d'obscurité. Les résultats montrent une variabilité entre les isolats obtenus à partir d'espèces végétales différentes. Aussi, les isolats d'un même échantillon de semences de sorgho diffèrent les uns des autres. La classification des isolats en fonction de la croissance mycélienne à 4 et 7 jours après incubation et le nombre de bandes développées sur la colonie mycélienne indique que le regroupement des isolats ne se fait pas selon l'origine végétale et la provenance de l'échantillon à partir duquel l'isolat est obtenu. Cependant, la classification des isolats provenant du sorgho présente un regroupement selon la variété de sorgho. Les isolats de la variété Kapelga sont dans la classe 3 et ceux de la variété ICSV 1049 sont dans la classe 1. Les résultats de notre étude ne révèlent pas un regroupement sur des bases morphologiques selon la provenance géographique.

Mots clés : *Phoma*, caractères culturels, Burkina Faso, classification.

Abstract

One hundred one isolates of *P. sorghina* collected on Sorghum and other plant species in Burkina Faso and 190 *P. sorghina* isolates taken from sorghum samples in Burkina Faso are compared with basic characteristics on malt extract agar medium. For that, 5 mm disc of five day-old culture of the test fungi were placed in the center of a Petri dish and incubated at 22°C under alternating NUV and darkness for 12 hours. *P. sorghina* isolates are variable from one plant species to another. In the same sorghum sample, morphological features of *P. sorghina* isolates are also various. A classification of these isolates on the basis of mycelium growth at four and seven days after incubation and the score number have shown that *P. sorghina* isolates are not grouped according to vegetal origin and the locality where the sample is taken from. Nevertheless, the classification of isolates from sorghum shows that isolates from *kapelga* variety are grouped in class 3 and those of ICSV1049 are in class 1. The results of this study don't indicate the influence of geographic origin.

Key words: *Phoma sorghina*, morphological, characteristics, Burkina Faso, classification.

4.1. Introduction

Phoma sorghina est un champignon cosmopolite. Il a été isolé à partir de divers substrats et infecte plusieurs espèces de plantes appartenant à des familles différentes, (Zainun et Parbery, 1974 ; Van Du, 2001; Do Amaral, 2005, Perello et Moreno, 2005). Zida *et al.* (2008a) ont montré que sur 86 échantillons de semences de sorgho évalués, *P. sorghina* infecte plus de 72% des échantillons. Les travaux d'évaluation de la mycoflore des semences de sorgho que nous avons entrepris en 2007 et en 2011, indiquent que *P. sorghina* est capable d'infecter tous les échantillons de semences de sorgho.

L'aptitude de *P. sorghina* à vivre sur divers substrats et à infecter plusieurs espèces de plantes pourraient présager de l'existence d'une variabilité au sein de sa population. La caractérisation morphologique des isolats de *P. sorghina* faite par White et Morgan-Jones (1983) révèle une variabilité morphologique considérable entre les isolats. De Souza *et al.* (1988) cités par Patouzova (2009) en inoculant à une même espèce de riz des isolats de *P. sorghina* ont mis en évidence une variabilité du pouvoir pathogène des isolats testés.

Au Burkina Faso, *P. sorghina* est une espèce de champignon identifiée sur la plupart des céréales cultivées et sur plusieurs autres espèces végétales cultivées ou non. Cependant peu d'études portant sur la caractérisation morphologique des isolats de ce champignon ont été entreprises. Or, la forte présence de ce champignon notamment sur les céréales constitue un danger pour la santé des populations étant donné qu'il est mycotoxinogène. Par conséquent, une lutte devrait être engagée, afin de réduire le taux d'infection par *P. sorghina*. Cependant, nous savons qu'aucune lutte efficace ne peut être entreprise contre un agent pathogène sans une connaissance parfaite de la variabilité de cet agent pathogène (Guerin, 1993 ; Somda, 1996). C'est pour apporter des connaissances sur la variabilité morphologique des populations de *P. sorghina* que la présente étude a été initiée.

4.2. Matériel et méthodes

4.2.1. Matériel biologique

Cent un (101) isolats de *Phoma sorghina* sont produits à partir de huit espèces végétales différentes (le sorgho, le maïs, le mil, le riz, le fonio, le soja, la roselle et les *Poaceae* sauvages) collectées dans diverses régions du Burkina Faso. Ces isolats sont obtenus à partir des grains ou des feuilles de différentes espèces de plantes collectés en 2006 et 2007 (Tableau 6). En plus de ces isolats, nous avons utilisé trois isolats de référence 179.80, 180.80 et la 181.80 en provenance des Pays-Bas. En 2010, cent quatre vingt dix (190) isolats ont été

produits à partir de 19 échantillons de semences de sorgho de la collecte 2007 et 2010 (Tableau 7). Les échantillons qui ont servi à l'isolement de *P. sorghina* ont été choisis en tenant compte des zones climatiques et de la région administrative.

4.2.2. Méthodes

4.2.2.1. Obtention des isolats de *Phoma sorghina*.

Les isolats du champignon sont obtenus à partir d'organes végétaux naturellement infectés par *P. sorghina*. La liste des isolats est présentée dans les tableaux 6 et 7.

4.2.2.1.1. Isolement de *Phoma sorghina* à partir des grains.

La méthode utilisée est celle du papier buvard humidifié telle que décrite par Mathur et Kongsdal (2003). Les grains sont disposés dans une boîte de Petri contenant trois (03) disques de papiers buvard humidifiés et incubés sous 12 heures de lumière proche de l'ultra violet (U. V.) alternée avec 12 heures d'obscurité à une température variant entre 22 à 25°C pendant cinq (05) jours. A l'issue de la période d'incubation, les grains sont observés à la loupe afin d'identifier ceux infectés par *Phoma sorghina*. Une fois les grains infectés repérés, une pycnide de *Phoma sorghina* est prélevée à l'aide d'une aiguille et déposé dans une boîte de Petri contenant un milieu de culture malt agar et incubée dans les mêmes conditions décrites ci-dessus (12 heures de lumière proche de l'U. V. alternée avec 12 heures d'obscurité et à une température comprise entre 22 à 25°C).

4.2.2.1.2. Isolement à partir des organes végétatifs.

La méthode utilisée est l'incubation en chambre humide. Les organes végétatifs infectés sont découpés en fragments de taille comprise entre 2 et 3 cm et disposés dans une boîte de Petri contenant du papier buvard humidifié et incubés sous 12 heures de lumière proche de l'U. V. alternée avec 12 heures d'obscurité. Après 3 à 5 jours d'incubation, les fragments sont observés à la loupe stéréoscopique. Une pycnide de *P. sorghina* est transférée sur un milieu malt agar conformément à la description que nous avons faite dans le cas de l'isolement à partir des grains.

Les isolats obtenus sont conservés au réfrigérateur dans des tubes à essai contenant un milieu de culture malt agar.

Tableau 6: Les caractéristiques des différents isolats *Phoma sorghina* testés.

Numéro d'ordre	Code de l'isolat	Organe	Année de collecte
Région de la Boucle du Mouhoun			
1	576So06-13	Grains de sorgho blanc	2006
2	583So06-14	Grains de sorgho blanc	2006
3	584So06-15	Grains de sorgho rouge	2006
4	738 So07-44	Grains de sorgho blanc	2007
5	744So07-45	Grains de sorgho blanc	2007
6	1269So07-63	Grains de sorgho blanc	2007
7	1287So07-64	Grains de sorgho blanc	2007
8	1493So10-70	Grains de sorgho blanc	2010
9	1519So10-71	Grains de sorgho rouge	2010
10	576Mi06-03	Grains de mil	2006
Région des Cascades			
11	593So06-16	Grains de sorgho blanc	2006
12	594So06-17	Grains de sorgho blanc	2006
13	595So06-18	Grains de sorgho blanc	2006
14	606So06-19	Grains de sorgho rouge	2006
15	1555So10-73	Grains de sorgho blanc	2010
16	591Mi06-04	Grains de mil	2006
17	8Da08-08	<i>Dactyloctenium aegyptium</i>	2008
18	9Ps08-09	<i>Panicum subalbidum</i>	2008
19	10Bd08-10	<i>Brachiara distichophylla</i>	2008
20	11Bl08-11	<i>Brachiara lata</i>	2008
21	12Dhb08-12	<i>Digitaria horizontalis</i>	2008
22	13Psp08-13	<i>Panicum sp.</i>	2008
Région du Centre-Est			
23	362So07	Grains de sorgho blanc	2007

Tableau 6: Les caractéristiques des différents isolats *Phoma sorghina* testés (suite).

Numéro d'ordre	Code de l'isolat	Organe	Année de collecte
Région du Centre-Nord			
24	216So07-23	Grains de sorgho blanc	2007
25	238So07-24	Grains de sorgho rouge	2007
26	245So07-25	Grains de sorgho blanc	2007
27	250So07-26	Grains de sorgho blanc	2007
Région du Centre-Ouest			
28	14So06-01	Grains de sorgho blanc	2006
29	17So06-02	Grains de sorgho blanc	2006
30	26So06-03	Grains de sorgho blanc	2006
31	31So06-04	Grains de sorgho blanc	2006
32	32So06-05	Grains de sorgho blanc	2006
33	279So07-30	Grains de sorgho rouge	2007
34	280So07-31	Grains de sorgho blanc	2007
35	289So07-32	Grains de sorgho blanc	2007
36	295So07-33	Grains de sorgho blanc	2007
37	302So07-34	Grains de sorgho blanc	2007
38	333So07-35	Grains de sorgho rouge	2007
Région du Centre-Sud			
39	36So06-06	Grains de sorgho blanc	2006
40	43So06-07	Grains de sorgho rouge	2006
41	438So07-39	Grains de sorgho rouge	2007
Région de l'Est			
42	409So07-37	Grains de sorgho rouge	2007
43	474So07-40	Grains de sorgho rouge	2007
Région des Hauts-Bassins			
44	562So06-10	Grains de sorgho rouge	2006
45	567So06-11	Grains de sorgho rouge	2006
46	570So06-12	Grains de sorgho blanc	2006
47	614So06-20	Grains de sorgho rouge	2006
48	630So06-21	Grains de sorgho blanc	2006
49	642So06-22	Grains de sorgho rouge	2006

Tableau 6: Les caractéristiques des différents isolats *Phoma sorghina* testés (suite).

Numéro d'ordre	Code de l'isolat	Organe	Année de collecte
Région des Hauts-Bassins			
50	687So07-41	Grains de sorgho blanc	2007
51	733So07-44	Grains de sorgho rouge	2007
52	690So07-42	Grains de sorgho blanc	2007
53	723So07-43	Grains de sorgho rouge	2007
54	1254So07-61	Grains de sorgho blanc	2007
55	1257So07-62	Grains de sorgho blanc	2007
56	564Mi06-01	Grains de mil	2007
57	574Mi06-02	Grains de mil	2007
58	619Mi06-05	Grains de mil	2007
59	628Mi06-06	Grains de mil	2007
60	640Mi06-07	Grains de mil	2007
61	1Fo07-1	Grains de fonio	2007
62	1Maf07-4	Feuille de maïs	2007
63	1Hs07-1	Grains d'oseille	2007
64	1Dh08-01	<i>Digitaria horizontalis</i>	2008
65	2Spf08-02	<i>Setaria pallide-fusca</i>	2008
66	3Spf08-03	<i>Setaria pullide-fusca</i>	2008
67	4Ec08-04	<i>Echinochloa colona</i>	2008
68	5Dhv08-05	<i>Digitaria horizontalis</i> (Vallée du Kou)	2008
69	6Cyp08-06	<i>Cyperus sp.</i>	2008
70	7Pv08-07	<i>Paspalum vaginatum</i>	2008
Région du Nord			
71	1082So07-59	Grains de sorgho blanc	2007
72	1087So07-60	Grains de sorgho blanc	2007
Région du Plateau Central			
73	46So06-08	Grains de sorgho blanc	2006
74	49So06-09	Grains de sorgho blanc	2006
75	254So07-27	Grains de sorgho blanc	2007
76	256So07-28	Grains de sorgho rouge	2007
77	427So07-38	Grains de sorgho blanc	2007

Tableau 6: Les caractéristiques des différents isolats *Phoma sorghina* testés (suite).

Numéro d'ordre	Code de l'isolat	Organe	Année de collecte
Région du Sahel			
78	274So07-29	Grains de sorgho blanc	2007
Région du Sud-Ouest			
79	753S07-46	Grains mélangés de sorgho	2007
80	758So07-47	Grains de sorgho blanc	2007
81	760So07-48	Grains de sorgho rouge	2007
82	763So07-49	Grains de sorgho rouge	2007
83	765So07-50	Grains de sorgho rouge	2007
84	769So07-51	Grains de sorgho blanc	2007
85	770So07-52	Grains de sorgho rouge	2007
86	771So07-53	Grains mélangés de sorgho	2007
87	772So07-54	Grains de sorgho blanc	2007
88	773So07-55	Grains de sorgho blanc	2007
89	774So07-56	Grains mélangés de sorgho	2007
90	776So07-57	Grains de sorgho blanc	2007
91	1341So07-65	Grains de sorgho rouge	2007
92	1344So07-66	Grains de sorgho rouge	2007
93	1355So07-67	Grains de sorgho rouge	2007
94	1358So07-68	Grains de sorgho blanc	2007
95	1369So07-69	Grains de sorgho blanc	2007
96	680Mi07-08	Grains de mil	2007
97	781Mi07-09	Grains de mil	2007
98	783Mi07-10	Grains de mil	2007
99	783Ma07-01	Grains de maïs blanc	2007
100	793Ma07-02	Grains de maïs blanc	2007
101	796Ma07-03	Grains de maïs blanc	2007

So : sorgho, Ma : Maïs, Mi : mil, Ri : riz, Maf: Feuille de maïs, Fo: Fonio, Hs: , Dh: *Digitaria horizontalis*, Spf: *Setaria pallide-fusca*, Ec: *Echinochloa colona*, Cyp: *Cyperus*, Pv: *Paspalum vaginatum*, Bd: *Brachiara distichophylla*, Bl: *Brachiara lata*, Psp: *Panicum sp.*, Da: *Dactyloctenium aegyptium*.

Tableau 7 : Liste des isolats de *Phoma sorgho* obtenus à partir du sorgho.

Num	Code	Variété et couleur des grains	Région
1	279So07-30(1) à (10)	Locale à grains rouges	Centre
2	333So07-35(1) à (10)	Locale à grains rouges	Centre-Ouest
3	362So07-36(1) à (10)	Locale à grains rouges	Centre-Est
4	409So07-37(1) à (10)	Locale à grains rouges	Est
5	438So07-39(1) à (10)	Locale à grains rouges	Centre-Sud
6	1666So11-74(1) à (10)	Kapelga à grains blancs	Centre-Nord
7	1667So11-75(1) à (10)	ICSV1049 à grains blancs	Centre-Nord
8	1082So07-59(1) à (10)	Locale à grains blancs	Nord
9	1087So07-60(1) à (10)	Locale à grains blancs	Nord
10	1493So10-70(1) à (10)	Locale à grains blancs	Boucle Mouhoun
11	1341So07-65(1) à (10)	Locale à grains rouges	Sud-Ouest
12	1269So07-63(1) à (10)	Locale à grains blancs	Boucle Mouhoun
13	1287So07-64(1) à (10)	Locale à grains blancs	Boucle Mouhoun
14	1668So11-76(1) à (10)	Kapelga à grains blancs	Cascade
15	1669So11-77(1) à (10)	ICSV 1049 à grains blancs	Hauts-Bassins
16	1355So07-67(1) à (10)	Locale à grains multicolors	Sud-Ouest
17	1519So10-71(1) à (10)	Locale à grains rouges	Boucle Mouhoun
18	1555So10-73(1) à (10)	Locale à grains blancs	Cascades
19	1541So10-72(1) à (10)	Locale à grains blancs	Hauts-Bassins

4.2.2.2. Culture *in vitro* des isolats de *Phoma sorghina*

A partir des isolats en conservation, le champignon est mis en culture sur un nouveau milieu malt agar et la boîte de Petri inoculée est déposée dans la chambre d'incubation pendant cinq (5) jours. Quatre explantats mycéliens de 5 mm de diamètre chacun sont réalisés à l'aide d'un emporte-pièce dans la zone frontale de la colonie mycélienne âgée de cinq jours. Un explantat est ensuite transféré et déposé au centre d'une boîte de Petri contenant un milieu malt agar. Quatre boîtes de Petri sont ensemencées et incubés à 22°C sous 12 heures de lumière U. V. alternée avec 12 heures d'obscurité.

4.2.2.3. Dispositif expérimental

Le dispositif utilisé est une randomisation simple. Cent un (101) traitements sont utilisés et chaque traitement est répété quatre fois. Les traitements dans notre contexte sont les différents isolats de *Phoma sorghina* et une boîte de Pétri constitue une répétition.

4.2.2.4. Evaluation des caractères morphologiques des isolats de *Phoma sorghina*

L'analyse des caractères morphologiques des isolats de *Phoma sorghina* a porté sur l'évaluation de la croissance mycélienne et l'appréciation des caractères culturaux des isolats de *Phoma sorghina*. La croissance mycélienne est évaluée en mesurant les diamètres des colonies mycéliennes suivant deux droites perpendiculaires tracées sur le couvercle de la boîte de Pétri (Figure 2). Les paramètres d'appréciation des autres caractères sont consignés dans le tableau 8.

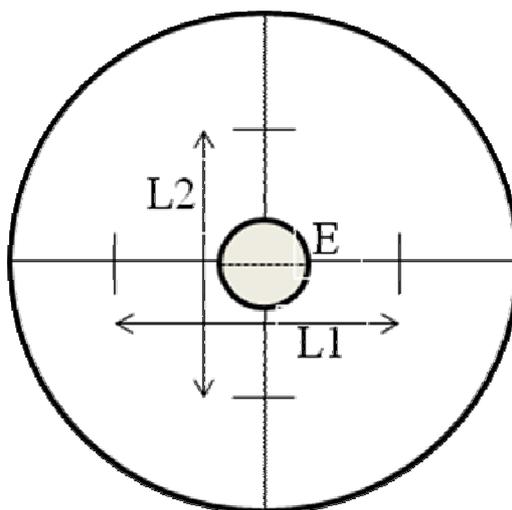


Figure 2: Schéma illustrant la méthode de mesure de la croissance mycélienne des colonies fongiques dans une boîte de Petrie à partir de deux droites perpendiculaires qui se coupent au centre de l'explantat.

E : Explantat mycélien de diamètre connu (X) au temps t0

L1 – X : Diamètre de la colonie selon l'axe 1 au temps t1

L2 – X : Diamètre de la colonie selon l'axe 2 au temps t2.

Tableau 8: Paramètres d'appréciation des caractères cultureux des colonies de *Phoma sorghina*.

Caractères morphologiques	Paramètres d'appréciation
Aspect du mycélium	Mycélium dense, peu dense, absent
Élévation du mycélium	Mycélium aérien, peu aérien, rasant
Couleur du mycélium	Gris, gris clair, gris sombre, rosâtre, blanchâtre, noir
Forme de la marge	Marges régulière ou irrégulière
Nombre de bandes	Dénombrement des stries concentriques produites par l'isolat de <i>Phoma sorghina</i> au cours de sa croissance.
Présence ou absence de pycnides	Presence ou absence

4.2.2.5. Analyse des données

Les données obtenues ont été analysées à l'aide du logiciel SPSS 11.0. Pour dégager l'effet des différents caractères sur les isolats de *Phoma sorghina* étudiés, nous avons d'abord fait une analyse de variance suivie d'une analyse en composante principale prenant en compte tous les caractères morphologiques mesurés. Cette première opération a montré que la contribution de certains caractères est faible ce qui nous donnait une variance cumulée inférieure 75%. Pour ce faire, nous avons procédé à l'extraction des caractères (couleur du mycélium, présence ou absence de pycnide, forme de la marge et élévation du mycélium) dont la contribution à la variance globale était faible. L'extraction de ces caractères a permis d'obtenir une variance cumulée de 81%, valeur suffisante pour valider les résultats de l'analyse. A l'issue de ce travail nous avons effectué une analyse factorielle discriminante avec les caractères retenus (croissance mycélienne à 4 jours, croissances mycéliennes à 7 jours et le nombre de bandes) afin de voir si les isolats étudiés pouvaient se répartir en classes selon les critères retenus. Les analyses ont été réalisées en utilisant la valeur moyenne de quatre isolats de chaque type testé.

4.3. Résultats et discussion

4.3.1. Résultats

3.1.1.1. Caractérisation morphologique des isolats de *Phoma sorghina* obtenus à partir de diverses espèces végétales

L'analyse de variance montre des différences hautement significatives pour la croissance mycélienne après 7 JAI et le nombre de bandes. Des différences significatives sont notées au niveau de l'aspect du mycélium (Annexe 3). L'analyse en composante principale a permis de regrouper les isolats de *Phoma sorghina* en quatre classes. Les isolats de la classe 1 sont caractérisés par une croissance mycélienne faible (croissance mycélienne à 4 (cr4) JAI est égale 4,36 cm, croissance mycélienne à 7 (cr7) JAI est égale 6,97 cm) et le nombre de bandes est 8. Les isolats des classes 2, 3 et 4 ont une croissance mycélienne rapide en générale ils se distinguent par le nombre de bandes (Classe 2 : cr4 = 4,89 cm, cr7 = 7,97 cm, nombre de bandes = 9 ; classe 3: cr4 = 5,3 cm, cr7 = 8,08 cm, nombre de bandes = 8 et classe 4: cr4 = 4,96 cm, cr7 = 8,07 nombre de bandes = 10). Une analyse de variance effectuée pour l'ensemble des quatre classes indique qu'il existe des différences très hautement significatives entre les classes retenues. La figure 3 montre la répartition spatiale des individus dans les différentes classes.

La répartition des isolats selon l'espèce végétale ou la zone de provenance ne révèle pas la présence, soit d'isolats de *Phoma* inféodées à une espèce végétale donnée, soit l'existence des écotypes de *Phoma sorghina* selon les zones climatiques du Burkina Faso. Les tableaux 9, 10, 11 et 12 donnent la répartition des isolats en fonction des classes. Néanmoins nous pouvons remarquer que la majorité des isolats obtenus à partir des mauvaises herbes sont dans la classe 3.

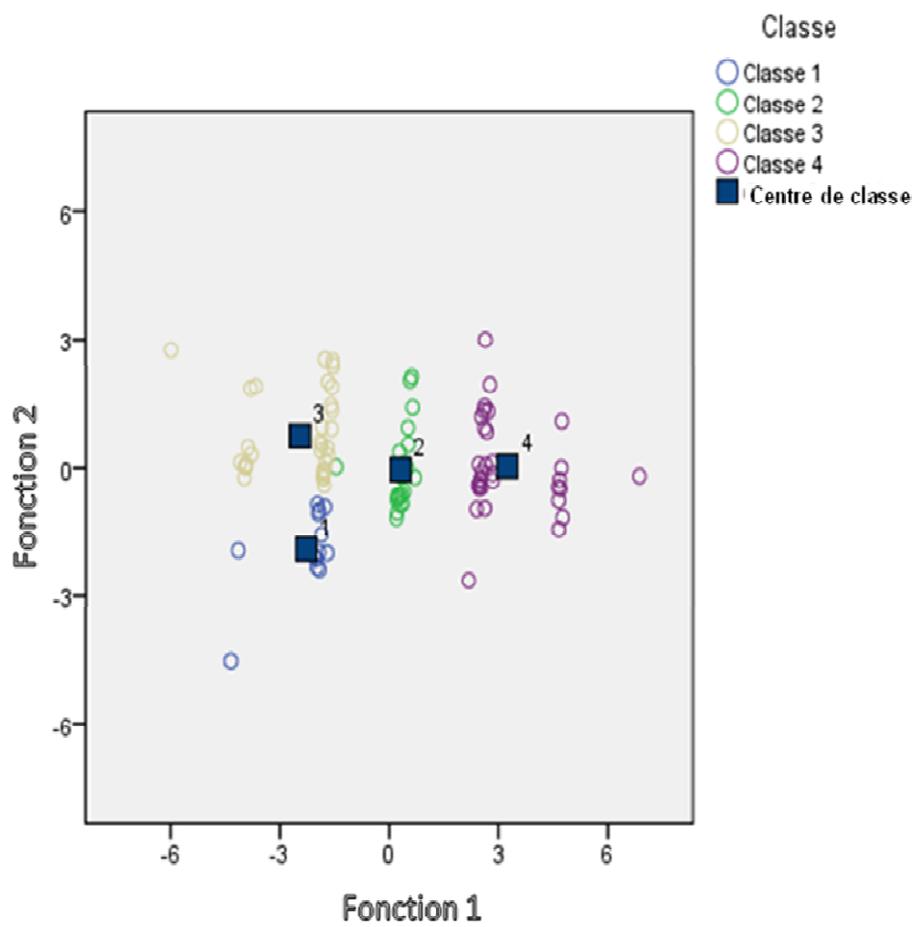


Figure 3 : Répartition spatiale des isolats de *P. sorghina* obtenus à partir du sorgho et d'autres espèces végétales

Tableau 9: Liste des isolats de la première classe

Code de l'isolat	Espèce végétale	Provenance
250So07-26	Sorgho (Grains blancs)	Région du Centre-Nord
583So06-14	Sorgho (Grains blancs)	Région de la Boucle du Mouhoun
584So06-15	Sorgho (Grains blancs)	Région de la Boucle du Mouhoun
606So06-19	Sorgho (Grains rouges)	Région des Cascade
758So06-47	Sorgho (Grans blancs)	Région du Sud-Ouest
769So06-51	Sorgho (Grains blancs)	Région du Sud-Ouest
17So06-02	Sorgho (Grains blancs)	Région du Centre-Ouest
619Mi06-05	Mil	Région des Hauts-Bassins
26So06-03	Sorgho (Grains blancs)	Région du Centre-Ouest
181.80	Référence	Pays-Bas
180.80	Référence	Pays-Bas
690So07-42	Sorgho (Grains blancs)	Région des Hauts-Bassins
803Ri07-03	Riz	Région du Sud-Ouest

Tableau 10: Liste des isolats de la deuxième classe.

Code de l'isolat	Espèce végétale	Provenance
753So07-46	Sorgho (Grains mélangés)	Région du Sud-Ouest
771So07-53	Sorgho (Grains mélangés)	Région du Sud-Ouest
289So07-32	Sorgho (Gains blancs)	Région Centre-Ouest
32So06-05	Sorgho (Grains blancs)	Région du Centre-Ouest
564Mi06-01	Mil	Région des Hauts-Bassins
438So07-39	Sorgho (Grains rouges)	Région du Centre-Sud
567So06-13	Sorgho (Grains rouges)	Région de la Boucle du Mouhoun
576Mi06-03	Mil	Région de la Boucle du Mouhoun
640Mi06-07	Mil	Région des Hauts-Bassins
760So06-48	Sorgho (Grains rouges)	Région du Sud-Ouest
765So06-50	Sorgho (Grains rouges)	Région du Sud-Ouest
733So07	Sorgho (Grains rouges)	Région des Hauts-Bassins
773So06-55	Sorgho (Grains blancs)	Région du Sud-Ouest
780Mi07-09	Mil	Région du Sud-Ouest
1Hs08-01	Oseille	Région des Hauts-Bassins
1Maf08-04	Maïs (Feuilles)	Région des Hauts-Bassins
12Dhb08-12	<i>Digitaria horizontalis</i>	Région des Cascades
254So07-27	Sorgho (Grains blancs)	Région du Plateau Central
1369So7-69	Sorgho (Grains blancs)	Région du Sud-Ouest
1257So07-62	Sorgho (Grains blancs)	Région des Hauts-Bassins
1269So07-63	Sorgho (Grains blancs)	Région de la Boucle du Mouhoun
1355So07-67	Sorgho (Grains rouges)	Région du Sud-Ouest

Tableau 11: Liste des isolats de la troisième classe

Code de l'isolat	Espèce végétale	Provenance
280So07-31	Sorgho (Grains blancs)	Région du Centre-Ouest
43So06-07	Sorgho (Grains rouges)	Région du Centre-Sud
46So06-08	Sorgho (Grains blancs)	Région du Plateau Central
628Mi06-06	Mil	Région des Hauts-Bassins
681Mi06-08	Mil	Région du Sud-Ouest
772So06-54	Sorgho (Grains blancs)	Région du Sud-Ouest
774So06-56	Sorgho (Grains mélangés)	Région du Sud-Ouest
796Ma06-03	Maïs	Région du Sud-Ouest
591Mi06-04	Mil	Région des Cascades
14So06-01	Sorgho (Grains blancs)	Région du Centre-Ouest
302So07-34	Sorgho (Grains blancs)	Région du Centre-Ouest
49So06-09	Sorgho (Grains blancs)	Région du Plateau Central
594So06-17	Sorgho (Grains blancs)	Région des Cascades
793Ma06-02	Maïs	Région du Sud-Ouest
36So06-06	Sorgho (Grains blancs)	Région du Centre-Sud
593So06-16	Sorgho (Grains blancs)	Région des Cascades
1344So07-66	Sorgho (Grains rouges)	Région du Sud-Ouest
238So07-24	Sorgho (grains rouges)	Région du Centre-Nord
295So07-33	Sorgho (Grains blancs)	Région du Centre-Ouest
738So07-44	Sorgho (Grains blancs)	Région de la Boucle du Mouhoun
1358So07-68	Sorgho (Grains blancs)	Région du Sud-Ouest
9Ps08-09	<i>Panicum subalbidum</i>	Région des Cascades
8Dasp08-08	<i>Dactyloctenium aegyptium.</i>	Région des Cascades
10Bd08-10	<i>Brachiara distichophylla</i>	Région des Cascades
11BI08-11	<i>Brachiara lata</i>	Région des Cascades
2Spf08-02	<i>Setaria pallide-fusca</i>	Région des Hauts-Bassins
690So07-42	Sorgho (Grains blancs)	Région des Hauts-Bassins
5Dhv08-05	<i>Digitaria horizontalis</i>	Région des Hauts-Bassins
3Spf08-03	<i>Setaria pallide-fusca</i>	Région des Hauts-Bassins
4Ec08-04	<i>Echinochloa colona</i>	Région des Hauts-Bassins
1Fo07-01	Fonio	Région des Hauts-Bassins
1Dh08-01	<i>Digitaria horizontalis</i>	Région des Hauts-Bassins

Tableau 12: Liste des isolats de la quatrième classe.

Code de l'isolat	Espèce végétale	Provenance
576So06-13	Sorgho (Grains blancs)	Région de la Boucle du Mouhoun
1035So07	Sorgho (Grains blancs)	Région du Centre-Nord
1254So07-61	Sorgho (Grains blancs)	Région des Hauts-Bassins
1287So07-64	Sorgho (Grains blancs)	Région de la Boucle du Mouhoun
179.80	Référence	Pays-Bas
216So07-23	Sorgho (Grains blancs)	Région du Centre-Nord
245So07-25	Sorgho (Grains blancs)	Région du Centre-Nord
256So07-28	Sorgho (Grains blancs)	Région du Plateau Central
274So07-29	Sorgho (Grains blancs)	Région du Sahel
31So06-04	Sorgho (Grains blancs)	Région du Centre-Ouest
427So07-38	Sorgho (Grains blancs)	Région du Plateau Central
474So07-40	Sorgho (Grains rouges)	Région de l'Est
562So06-10	Sorgho (Grains rouges)	Région des Hauts-Bassins
570So06-12	Sorgho (Grains blancs)	Région des Hauts-Bassins
574Mi06-02	Mil	Région des Hauts-Bassins
595So06-18	Sorgho (Grains blancs)	Région des Cascades
614So06-20	Sorgho (Grains rouges)	Région des Hauts-Bassins
630So06-21	Sorgho (Grains blancs)	Région des Hauts-Bassins
642So06-22	Sorgho (Grains rouges)	Région des Hauts-Bassins
687So07-41	Sorgho (Grains blancs)	Région des Hauts-Bassins
744So07-45	Sorgho (Grains blancs)	Région de la Boucle du Mouhoun
763So06-49	Sorgho (Grains rouges)	Région du Sud-Ouest
770So06-52	Sorgho (Grains rouges)	Région du Sud-Ouest
776So06-57	Sorgho (Grains blancs)	Région du Sud-Ouest
783Ma06-01	Maïs	Région du Sud-Ouest
783Mi06-10	Mil	Région du Sud-Ouest
800Ri06-01	Riz	Région du Sud-Ouest
802Ri06-02	Riz	Région du Sud-Ouest
805Ri06-04	Riz	Région du Sud-Ouest
6Cyp08-06	Cyperus	Région des Hauts-Bassins
13Psp08-13	<i>Panicum sp.</i>	Région des Cascades
7Pv08-07	<i>Paspalum vaginatum</i>	Région des Hauts-Bassins

4.3.1.2. Caractérisation morphologique des isolats de *Phoma sorghina* obtenus à partir d'échantillons de sorgho

L'analyse de variance montre des différences hautement significatives entre les isolats d'un même échantillon à 7 JAI excepté les isolats de l'échantillon 1667So11 (Annexe 4 et Tableau 13).

Nos résultats indiquent aussi que les isolats d'un même échantillon de semences n'ont pas tous la même couleur mycélienne. L'élévation du mycélium et l'intensité de la pigmentation sont spécifiques à certains isolats. Enfin, le nombre de bandes est identique pour l'ensemble des isolats d'un même échantillon de semences. Pour l'ensemble des isolats testés, la marge est régulière et aucun isolat n'a produit des pycnides après 7 jours d'incubation (Photo 15).

L'analyse factorielle discriminante a permis de regrouper les isolats en trois classes. La classe 1 est caractérisée par une croissance mycélienne rapide (Croissance mycélienne à 4 (cr4) JAI égale 5,38 cm et la croissance mycélienne à 7 (cr7) JAI est égale 8,64 cm) et le nombre de bandes est égal à 7. Pour la classe 2, la croissance mycélienne des isolats est faible (cr4 JAI = 4,36 cm et cr7 JAI = 6,82 cm) et le nombre de bandes est 5. Enfin, la classe 3 est caractérisée par une croissance mycélienne moyenne (cr4 JAI = 5,13 cm et cr7 JAI = 8,39 cm) et le nombre de bandes est égal à 6. La figure 4 présente la répartition spatiale des isolats de *P. sorghina* (Figure 4). Il ressort de l'analyse des trois classes que dans la majorité des cas, les isolats d'un même échantillon appartiennent à une même classe. Cependant, nous avons relevé des cas où les isolats d'un même échantillon sont répartis entre deux classes différentes. Dans ce cas, nous remarquons que la majorité des isolats se retrouvent dans une même classe (Tableau 14). La répartition spatiale des isolats est présentée dans la figure 4. L'étude a également montré que les isolats d'une même variété de sorgho sont dans une même classe. En effet, les isolats des échantillons de la variété Kapelga (1666So11 en provenance de la Région du Centre-Nord (Kaya) et 1668So11 de la Région des Cascades (Niangologo)) sont dans la classe 3. Par contre les isolats des échantillons de la variété ICSV1049 (1667So11 en provenance de la région du Centre-Nord (Kaya) et 1669So11 de la Région des Hauts-Bassins (Farako-bâ)), sont dans la classe 1 (Tableau 14).

Tableau 13: Comparaison de la croissance mycélienne (en cm) de 10 isolats de *Phoma sorghina* isolés de 19 échantillons de sorgho sur milieu malt agar à 7 jours après incubation

Traitements	Croissance mycélienne (cm) des isolats de <i>Phoma sorghina</i> provenant d'un même échantillon.									
	(1)	(2)	(3)	(4)	(5)	(6)	(7)	(8)	(9)	(10)
1341So07-61	8,4abc	8,53c	8,40ab	8,86c	8,20ab	8,60c	8,26ab	8,50bc	8,50bc	8,50bc
1355So07-67	7,86ab	9e	8,50cde	7,70a	8,03abc	8,26bcd	8,76de	8,43cd	8,30bcd	8,63de
1287So07-64	8,73d	8,06bc	7,93b	8,9d	8,46cd	7a	8,66d	8,83d	8b	8,20bc
1269So07-63	8,1b	8,63d	8,36cd	8,5cd	8,7d	8,33bcd	7,6a	8,6cd	8b	8,23bc
1668So11-76	8,43bcd	8,50cde	8,23abc	8,03a	8,73ef	8,53def	8,40bcd	8,20ab	8,76f	8,36bcd
1541So10-72	8,53abc	8,70c	8,53abc	8,40abc	8,23a	8,43abc	8,26ab	8,60bc	8,70bc	8,56abc
1519So10-71	8,73c	8,50bc	8a	8,33abc	8,06ab	8,30abc	8,66c	8,03ab	8,76c	7,96a
1669So11-77	8,67bcd	8,60bc	8,47bc	8,73cd	8,50bc	9d	8,07a	9d	8,33ab	8,80cd
1555So10-73	8,06bc	8,66c	8,33bc	8,66c	8,43bc	8,56c	8,56c	8,40bc	6,96a	8,60c
438So07-39	7,36de	7,43de	5,56a	7,70e	7,60de	6,03b	7,23cd	5,73ab	6,83c	7,23cd
362So07-36	8,16a	8,4ab	8,56bc	8,66bcd	8,93cd	8,76bcd	8,63bcd	8,66bcd	9d	9d
409So07-37	8,66bcd	8,53bcd	8,36ab	8,90cd	8,23ab	9d	8,26ab	8,50bc	8,23ab	7,93a
333So07-35	8,50de	8,30cd	8,50de	8,46cd	8,46cd	8,40cd	9e	8,66d	7,9a	8,1b
1087So07-60	9f	7,9a	8,93ef	8,63bcde	8,50bc	8,83def	8,70cdef	8,73cdef	8,60bcd	8,33b
1082So07-59	8,16bcd	8,23bcd	8,1abc	8,3cd	8,23bcd	8,43d	8,30cd	8,1abc	8,03ab	7,93a
1667So11-75	8,86	8,93	8,86	9	9	9	9	8,33	9	9
1666So11-74	8,26a	8,73bc	8,23a	8,86bc	8,56ab	8,30a	8,30a	8,23a	9c	8,66ab
279So07-30	8,53ab	8,53ab	8,53ab	8,63bc	8,96c	8,20a	8,83bc	8,5ab	8,13a	8,50ab
1493So10-70	8,43a	8,53ab	9c	8,9c	8,76bc	9c	8,76bc	9c	8,33a	8,73bc

So : sorgho, 07,10 et 11 : année de collecte des isolats, -61 numéro d'ordre de l'isolat. Sur une même ligne les moyennes suivies de la même lettre ne sont significativement différentes au seuil de 5% selon le test de classification multiple de Student-Newman et Keuls.

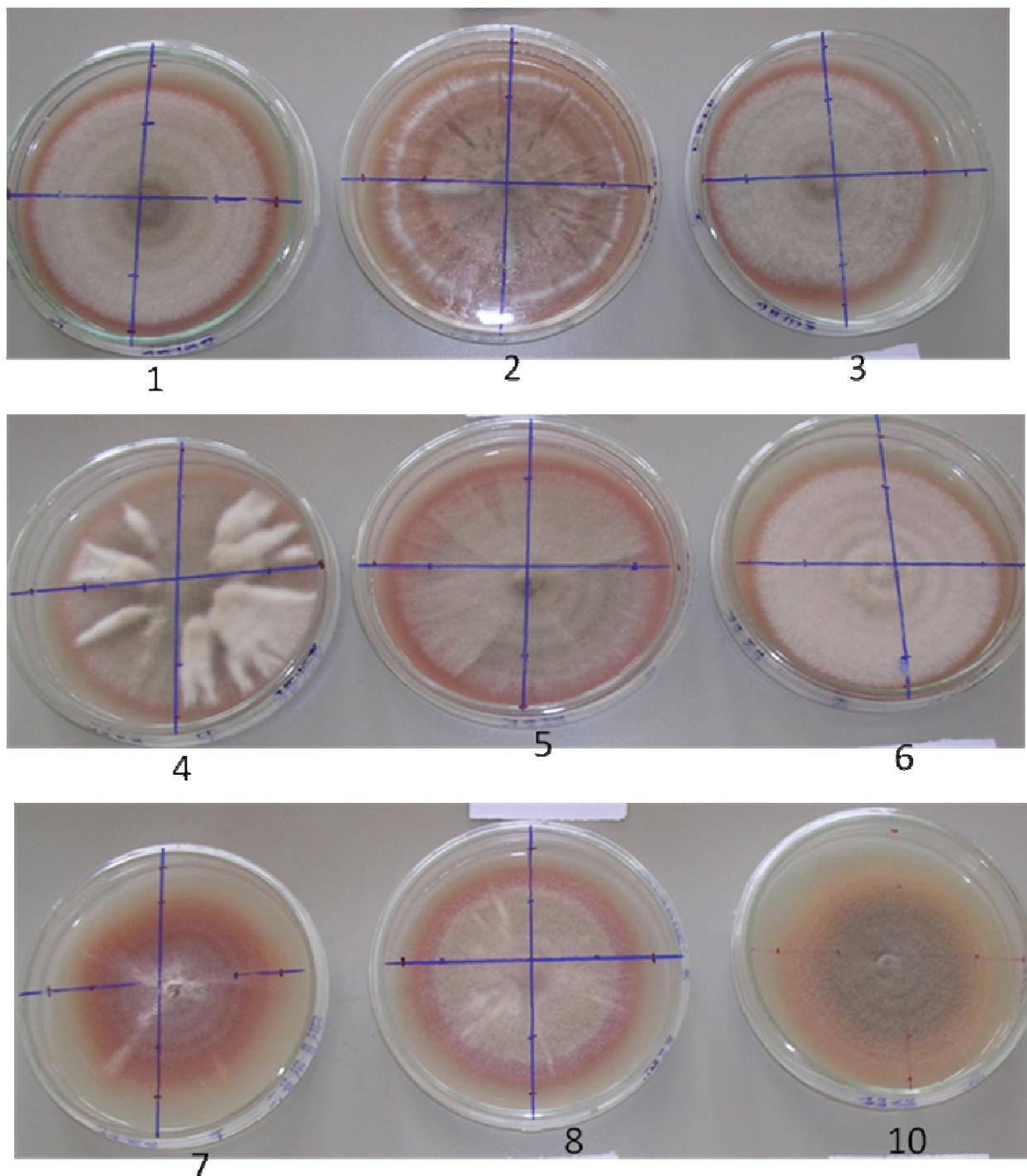


Photo 15: Isolats de *Phoma sorghina* obtenus à partir des grains de sorgho de l'échantillon 1269 So07.

La photo 10 présente les caractères cultureux de 09 isolats de *Phoma sorghina* obtenus à partir de l'échantillon 1269So07. Les isolats 2, 5, 7, 8 et 10 ont un mycélium rasant mais ils se distinguent par la couleur du mycélium, la présence ou l'absence de secteurs. L'isolat 2 comporte un halo blanc qu'on ne trouve pas chez les autres isolats. Les Isolats 1, 3, 4 et 6 ont

des mycéliums peu aériens. L'isolat 4 comporte des secteurs à mycélium blanc cotonneux. Les isolats 1, 3 et 6 ont des mycéliums de couleurs différentes.

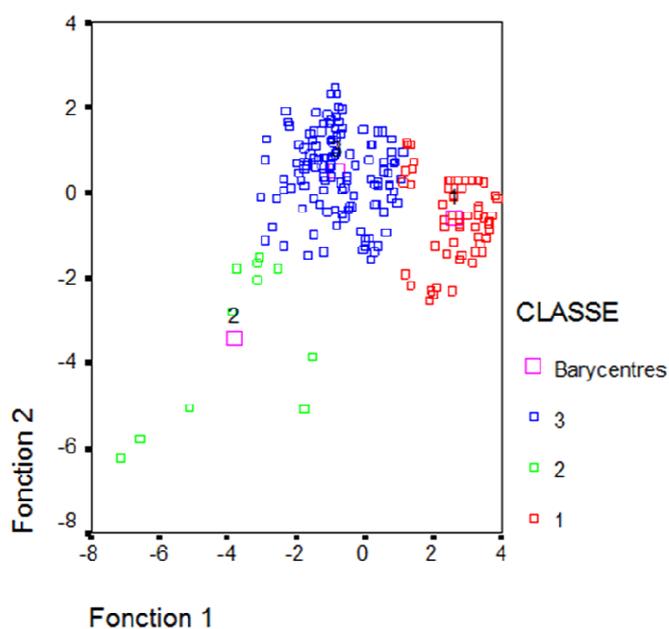


Figure 4 : Répartition spatiale des isolats de *Phoma sorghina* obtenus à partir des grains de sorgho

La répartition des isolats de *P. sorghina* en différentes classes donnée par la figure 4 est obtenue après avoir effectué une analyse en composante principale suivi d'une classification discriminante.

Tableau 14: Répartition en classe des isolats de *P. sorghina*

Code de	Class 1	Class 2	Class 3	Region
279So07-30 (R)			(1),(2),(3),(4),(5),(6),(7),(8),(9),(10)	Centre-Ouest
333So07-35 (R)			(1),(2),(3),(4),(5),(6),(7),(8),(9),(10)	Centre-Ouest
362So07-36 (R)	(1),(2),(3),(4),(5),(6),(7),(8),(9),(10)			Est
409So07-37 (R)			(1),(2),(3),(4),(5),(6),(7),(8),(9),(10)	Est
438So07-39 (R)		(1),(2),(3),(6),(7),(8),(9),(10)	4,5	Sud
1087So10-60(B)			(1),(2),(3),(4),(5),(6),(7),(8),(9),(10)	Nord
1082So10-59(B)			(1),(2),(3),(4),(5),(6),(7),(8),(9),(10)	Nord
1667So11-75(B)	(2),(3),(4),(5),(6),(7),(8),(9),(10)		(1)	Centre Nord
1666So11-74(B)			(1),(2),(3),(4),(5),(6),(7),(8),(9),(10)	Centre Nord
1269 So07-63(B)			(1),(2),(3),(4),(5),(6),(7),(8),(9),(10)	Mouhoun
1287 So07-64(B)	(1),(4),(7),(8)	(6)	(2),(3),(5),(9),(10)	Mouhoun
1341 So07-65 (R)			(1),(2),(3),(4),(5),(6),(7),(8),(9),(10)	Sud-Ouest
1355 So07-67 (R)		4	(1),(2),(3),(5),(6),(7),(8),(9),(10)	Sud-Ouest
1493 So10-70(B)	(3),(5),(6),(8)		(1),(2),(4),(7),(9),(10)	Mouhoun
1519 So10-71(M)	(1),(2),(3),(4),(5),(6),(7),(8),(9),(10)			Mouhoun
1541 So10-72(B)			(1),(2),(3),(4),(5),(6),(7),(8),(9),(10)	Hauts Bassins
1555 So10-73(M)	(1),(2),(3),(4),(5),(6),(7),(8),(10)	9		Cascades
1669So11-77(B)	(1),(2),(3),(4),(5),(6),(7),(8),(9),(10)			Hauts Bassins
1668So11-76(B)			(1),(2),(3),(4),(5),(6),(7),(8),(9),(10)	Cascades

(R) Grains à péricarpe rouge, (B) Grains à péricarpe blanc, (M) Grains mélangés.

4.3.2. Discussion

Les caractères morphologiques sur le milieu de culture malt agar des isolats de *Phoma sorghina* obtenus à partir de diverses espèces végétales et même des isolats obtenus à partir d'une même espèce végétale sont différents. En effet, nos travaux montrent que les isolats de *P. sorghina* se distinguent les uns des autres par la vitesse de croissance mycélienne et l'aspect du mycélium. Ces résultats sont en accord avec ceux obtenus par White et Morgan-Jones (1983) qui ont révélé l'existence d'une variabilité morphologique entre les isolats de *Phoma sorghina*. Leurs travaux indiquent que l'intensité de la pigmentation et les caractères

morphologiques des conidies sont fonction des isolats de *P. sorghina*. D'autres études portant sur des champignons ont permis de mettre en évidence une variabilité morphologique (Kapouria, 1973 ; Meyer *et al.*, 2005, Araujo *et al.*, 2007 et Iqbal *et al.*, 2008 ; Akram *et al.*, 2008). L'étude des caractères morphologiques faite par Goyal *et al.* (2011) sur *Alternaria brassicae* montre qu'en plus de la variabilité par rapport à la croissance mycélienne et à la sporulation, les isolats du champignon se distinguent les uns des autres par rapport à la provenance géographique des isolats. A l'opposé, nos travaux ne révèlent pas une variabilité des isolats de *P. sorghina* en fonction de la provenance géographique. Cependant, ils nous ont permis de mettre en évidence l'existence d'une variabilité entre les isolats de *P. sorghina* au sein d'une même variété de sorgho. Des résultats similaires ont été obtenus par Faris Mokaiesh *et al.* (1996) ; Peever *et al.* (2007) qui ont prouvé que les isolats de *Ascochyta*, agent pathogène des légumineuses se distinguent clairement les uns des autres par rapport à l'espèce végétale à partir de laquelle ils ont été isolés. En effet, les variétés sont assez homogènes du point de vue génétique. Par conséquent, d'une variété à une autre, il se produit au niveau de *P. sorghina* une spéciation à l'origine des différenciations morphologiques constatées entre les isolats.

4.4. Conclusion partielle

La caractérisation morphologique des isolats de *Phoma sorghina* sur milieu malt agar a montré une variabilité entre les isolats de *P. sorghina* obtenus à partir d'espèces végétales différentes. Elle a également révélé une variation au sein des isolats de *P. sorghina* collectés à partir d'une même espèce végétale (Le sorgho). L'analyse factorielle discriminante a indiqué que la formation des classes n'est fonction ni de la provenance, ni de l'espèce végétale à partir de laquelle l'isolat de *P. sorghina* est obtenu. Cependant, au niveau des isolats du sorgho, cette même analyse a permis la classification des isolats en fonction de la variété.

Ces résultats tout en relevant l'existence d'une variabilité entre les isolats de *P. sorghina* montrent la limite de cette méthode dans l'étude de la diversité. Néanmoins, ils ont montré le rôle que les variétés pourraient jouer dans la sélection des populations de *P. sorghina*.

•

Chapitre 5 : Analyse de la variabilité culturale de *P. sorghina* en fonction des conditions de pH du milieu de culture et des températures d'incubation

Résumé

Les effets des températures d'incubation (22, 28, 32, 36 et 40°C) et ceux des pH du milieu de culture (5 ; 6,5 ; 6) ont été évalués sur la croissance radiale de 11 isolats de *Phoma sorghina* sur un milieu malt agar. La croissance optimale de la plupart des isolats a été enregistrée à 28°C. A 32°C, nous avons noté une réduction significative de la croissance mycélienne de l'ensemble des isolats testés. A cette température, les isolats peuvent se regrouper en isolats sensibles à la température, en isolats moyennement sensibles et en isolats résistants. La température 36°C inhibe la croissance mycélienne par contre à 40°C le mycélium sur l'explantat meurt sous l'effet de la chaleur au niveau de tous les isolats. Les résultats de nos travaux soulignent également qu'une faible variation du pH de 6,5 à 6 entraîne une réduction significative de la croissance mycélienne aux températures 22 et 28°C. L'effet du pH est moins perceptible à pH 5. A cette valeur de pH, le milieu de culture est favorable à la croissance de la majorité des isolats de *P. sorghina* testés par rapport à pH 6.

Mots clés : température, pH, croissance mycélienne, isolats, *Phoma sorghina*

Abstract

The effects of temperatures 22, 28, 32, 36 and 40°C and those of pH 5, 6.5 and 6 were evaluated on 11 isolates of *P. sorghina* on malt agar medium. The optimal mycelium growth of the most isolates is noted at 28°C. At 32°C we have recorded a significant reduction of mycelium growth of all the isolates tested when compared with the control at 22°C. At this same temperature, *P. sorghina* isolates can be group on sensitive isolates, moderately isolates and resistant isolates to temperature. The mycelium growth of all the isolates is inhibited at 36°C. On the other hand, the temperature of 40°C kills the mycelium of all the isolates of *P. sorghina*. The results of our work also show that, least variation of pH (6.5-6) significantly reduced the mycelium growth of *P. sorghina* isolates at 22 and 28°C. At pH 5 most of the isolates tested are well adapted and the mycelium growth is more important when compare with that at pH 6.

Key words: temperature, pH, mycelium growth, isolates, *Phoma sorghina*

5.1. Introduction

Le développement des plantes et des agents phytopathogènes dans un environnement donné est sujet aux facteurs abiotiques et biotiques du milieu dans lequel les deux protagonistes vivent. Les travaux de Lacroix (1998) montrent qu'une élévation de la température affecte la croissance des champignons *Rhizoctonia solani*, *Fusarium oxysporum*, *Colletotrichum coccodes* et *Pyrenochaeta lycopersici* responsables de maladies racinaires au niveau de la tomate. L'infection par *Pyrenochaeta lycopersici* est sévère lorsque les températures sont basses (13,4°C). Par contre, des infections par *F. oxysporum* et *C. coccodes* deviennent importantes quand la température excède 20°C. Par ailleurs, il indique que la plupart des champignons responsables du pourridié se développent mieux quand le milieu est acide. El AbdellAoui *et al.* (2005) montrent que la température et le pH influencent la croissance radiale et la sporulation de *Curvularia tuberculata*. L'influence de ces paramètres sur la croissance des micro-organismes du sol est également révélée par Taziebou *et al.* (2004). Les travaux de Dillard (1988) et Mensah (2000) soulignent que le pH et la température affectent la germination des conidies de *Colletotrichum coccodes*, *Metarrhizium flavo viride* et *M. anisopliae*.

Phoma sorghina fait partie des espèces de champignons responsables de moisissures des grains de sorgho (Zida *et al.*, 2010). L'évaluation de la mycoflore des échantillons de semences de sorgho provenant de différentes zones agro-écologiques du Burkina Faso révèle que ce champignon est identifié dans tous les échantillons de sorgho à des taux d'infection pouvant atteindre 99,5%. Au regard du niveau d'infection de la semence par *P. sorghina*, on devrait logiquement observer des problèmes de manques à la levée et de mortalités post-émergence (Zainun et Parberi, 1974 ; Punithalingam, 1985; Porello et Moreno, 2005).

Les conditions environnementales, notamment le pH du sol et la température du sol ont une influence sur le comportement des agents pathogènes. En effet, le taux de prévalence des agents pathogènes varie en fonction de la zone climatique et du sol. Pour vérifier l'action des facteurs environnementaux à discriminer les isolats de *P. sorghina*, nous nous sommes proposés d'évaluer *in vitro* l'effet du pH et de la température sur la croissance mycélienne des isolats de *P. sorghina*.

5.2. Matériel et méthodes

5.2.1. Matériel

Le matériel fongique utilisé est constitué de onze (11) isolats de *P. sorghina* collectés à partir des grains de sorgho, de riz, de mil, des grains de mauvaises herbes et un isolat de référence (181.80). Le choix de ces isolats est basé sur la classification faite dans l'étude précédente (Chapitre 4) des caractères morphologiques des isolats de *P. sorghina* sur le milieu malt agar. Les caractéristiques de ces isolats sont présentées dans le tableau 15

Tableau 15 : Caractéristiques des isolats de *Phoma sorghina* testés

Code	Organe	Provenance	Classe
1341So07-65	Grain de sorgho rouge	Région Sud-Ouest	(3)
1666So11-74(2)	Grain de sorgho blanc	Région Centre-Nord	(3)
1Dh08-01(3)	Grain de <i>Digitaria horizontalis</i>	Région des Hauts-Bassins	3
14Da10-14(6)	Grain de <i>Dactyloctenium aegyptium</i>	Région du centre	-
2Spf08-02	Grain de <i>Setaria pallide-fusca</i>	Région des Hauts-Bassins	3'
181.80	Sorgho	Pays-Bas	1
591Mi06-04	Grain de mil	Région des Cascades	1
438So07-39	Grain de sorgho rouge	Région du Centre-Sud	2 (2)
474So07-40	Grain de sorgho rouge	Région de l'Est	4
576So06-13	Grain de sorgho blanc	Région de la Boucle du Mounoun	4
803Ri06-03	Grain de riz	Région du Sud-Ouest	1

-L'isolat n'a pas fait l'objet de classification morphologique, Les classes indiquées entre parenthèses sont celles obtenues à partir de la classification des isolats de *Phoma sorghina* faite à partir du sorgho.

5.2.2. Méthodes

5.2.2.1. Préparation du milieu de culture

Le milieu de culture est obtenu en ajoutant à 1000 ml d'eau, 20 g de malt et 20 g d'agar. Le mélange est porté à une température de 100°C environ pour dissoudre l'agar et le malt sur une plaque chauffante. Le mélange ainsi obtenu est refroidi à environ 60°C en condition ambiante de laboratoire. Le pH du milieu a été ajusté en ajoutant au mélange de l'acide chlorhydrique (HCl) concentré. A chaque incorporation de HCl, le milieu est homogénéisé à l'aide d'un

agitateur magnétique et la mesure du pH est faite avec un pH-mètre. Cette opération est répétée jusqu'à l'obtention de la valeur de pH recherchée. Le milieu est ensuite stérilisé à l'autoclave à 120°C pendant 30 mn. Refroidi à 60°C environ, le milieu gélosé est réparti dans des boîtes de Petri de 9 cm de diamètre en conditions aseptiques sous la hotte à flux laminaire.

5.2.2.2. Dispositif expérimental

Le dispositif expérimental est un split-plot comportant 2 blocs. Chaque bloc comprend 11 traitements, dont chacun est répété 3 fois. Les facteurs étudiés sont la température et le pH.

5.2.2.3. Ensemencement

Des colonies mycéliennes de *P. sorghina* âgées de 5 jours sont utilisées. Des explantats mycéliens de 5 mm de diamètre sont réalisés dans la zone de croissance active de chaque isolat à l'aide d'un emporte-pièce. Chaque explantat mycélien du champignon est déposé au centre de la boîte de Petri de 9 cm de diamètre à l'aide d'une aiguille. Les boîtes de Petri sont ensuite scellées avec du parafilm et réparties en 5 lots en tenant compte de la température d'incubation et du pH du milieu de culture. Le premier lot de boîtes de Petri est disposé dans la chambre d'incubation sous 12 h de lumière proche de l'U. V. alternée avec 12 h d'obscurité pendant 7 jours à 22°C. Les 4 autres lots sont incubés pendant 7 jours dans des étuves dont les températures sont réglées à 28°C, 32°C, 36°C et 40°C respectivement.

5.2.2.4. Évaluation, analyse des données et présentation des résultats

L'évaluation a consisté à apprécier la croissance mycélienne du champignon à différentes températures et valeurs de pH. Pour ce faire, deux droites perpendiculaires passant par le centre de l'explantat ont été tracées sur le couvercle de la boîte de Petri. Ces droites ont servi à mesurer le diamètre moyen (en cm) de chaque isolat 7 jours après incubation.

Les données obtenues sont analysées à l'aide du logiciel SPSS 11.0 et les moyennes sont comparées en utilisant le test de classification multiple de Student-Newman et Keuls au seuil de 5% quand l'analyse de variance montre des différences significatives entre les traitements. Les résultats sont présentés sous forme de tableaux et de figures.

5.3. Résultats et discussion

5.3.1. Résultats

5.3.1.1. Effet de la température d'incubation sur la croissance mycélienne de 11 isolats de *Phoma sorghina*

L'analyse de variance montre des différences hautement significatives entre les isolats de *P. sorghina* en fonction de la température d'incubation (Annexe 5). A 7 JAI l'analyse révèle que les températures de 36°C et 40°C inhibent la croissance mycélienne de l'ensemble des isolats de *P. sorghina*. La température de 36°C inhibe le développement au niveau de tous les isolats testés tandis qu'à 40°C l'amas mycelien développé sur l'explantat n'est plus viable (Photo 16). A 32°C, nous avons enregistré une baisse significative de la croissance mycélienne quel que soit l'isolat de *P. sorghina* testé. Pour la plupart des isolats testés, la température de 28°C favorise une croissance mycélienne plus importante par rapport aux autres températures (Figure 5). Un regroupement des isolats en fonction de la sensibilité à la température à 32°C donne : des isolats sensibles (1666So11-74(2), 1341So07-65, 1Dh08-01(3), 591Mi06-4, 474So07-40 et 576So06-13), moyennement sensibles (14Da10-14(6), 2Spf08-02, 181.80) et résistants (803Ri06-03, 438So07-39).

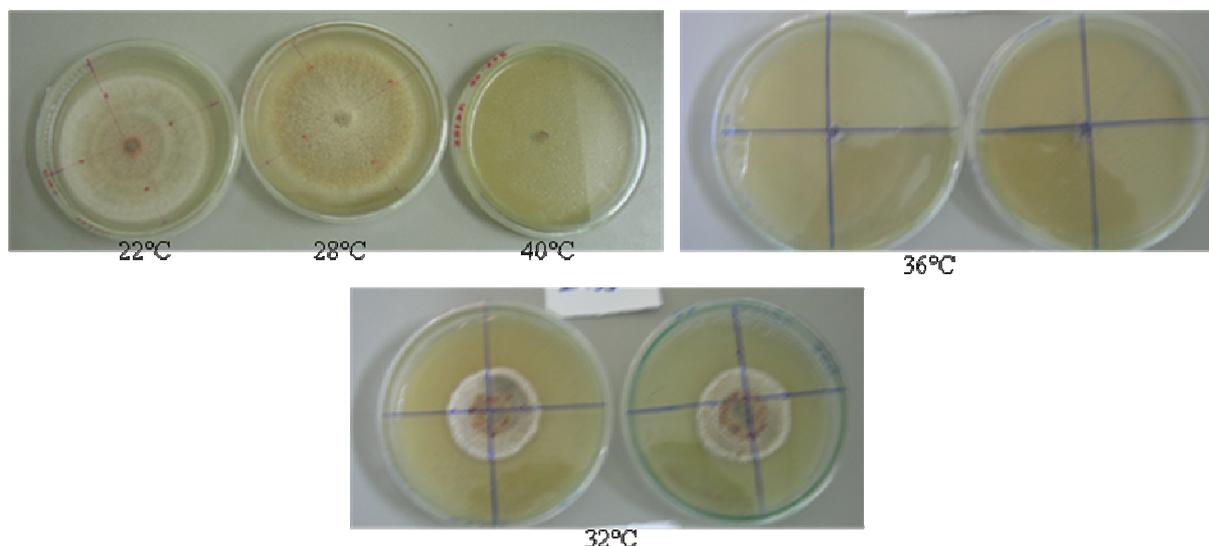


Photo 16: Effet de la température sur la croissance mycélienne de l'isolat 14Da10-14(6) de *Phoma sorghina*

Aux températures 22°C et 28°C on note une bonne croissance mycélienne. Cependant, nous avons observé une modification de la couleur du mycélium à 28°C. La modification de la couleur est plus intense à 32°C et à cette température nous avons noté une forte réduction de la croissance mycélienne. A 36°C nous pouvons observer la présence de mycélium sur

l'explantat mais le développement du champignon est inhibé. A 40°C nous ne pouvons distinguer aucune présence de mycélium sur l'explantat.

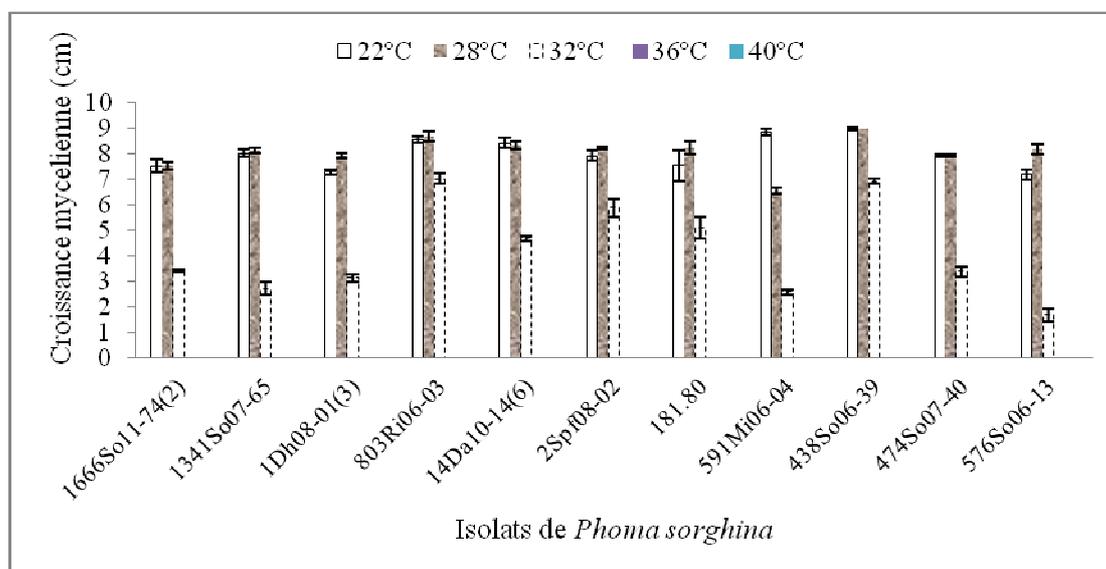


Figure 5 : Effet de la température d'incubation sur la croissance mycélienne des isolats de *Phoma sorghina* après 7 jours d'incubation

5.3.1.2. Analyse comparée de la croissance mycélienne des isolats de *Phoma sorghina* à différentes températures d'incubation.

L'analyse révèle des différences hautement significatives entre les isolats de *P. sorghina* à une température donnée (tableau 16). En considérant la température de 28°C (qui est favorable à une bonne croissance mycélienne de la plupart des isolats de *P. sorghina*), les isolats étudiés pourraient se regrouper selon la vitesse de croissance. Ainsi, nous distinguons les isolats à croissance mycélienne très rapide 8,7 à 9 cm (803Ri06-03, 438So07-39), les isolats à croissance mycélienne rapide 8,26 à 8,36 cm (14Da10-14(6), 2Spf08-02 et 181.80), les isolats à croissance mycélienne moyenne 7,93 à 8,13 cm (474So07-40, 1Dh08-01(3), 576 So06, 1341 So07) et les isolats à croissance mycélienne lente 6,56-7,53 cm (591Mi06-04 et 1666So11-74) (Tableau 16).

Tableau 16: Comparaison de la croissance mycélienne des isolats de *P. sorghina* à différentes températures à 7 JAI

Isolats de <i>P. sorghina</i>	Effets de différentes températures sur la croissance mycélienne (cm) de <i>Phoma sorghina</i>				
	22°C	28°C	32°C	36°C	40°C
1666So11-74 (2)	7,53ab	7,53b	3,43c	0	0
1341So07-65	8,03cd	8,13cd	2,73b	0	0
1Dh08-01(3)	7,3a	7,93c	3,16c	0	0
803Rio6-03	8,56ef	8,7e	7,03g	0	0
14Da10-14(6)	8,43de	8,36d	4,7d	0	0
2Spf08-02	7,93bc	8,26d	5,9f	0	0
181.80	7,56ab	8,26d	5,1e	0	0
591Mi06-04	8,86f	6,56a	2,6b	0	0
438So07-39	8,96f	9f	6,93g	0	0
474So07-40	7,93bc	7,96c	3,4c	0	0
576So06-13	7,2a	8,2cd	1,7a	0	0
Valeur de F	19,85	56,09	180,76	-	-
Probabilité	0,000	0,000	0,000	-	-
Signification	HS	HS	HS	-	-

So : Sorgho, Dh : *Digitaria horizontalis*, Ri: Riz, Da : *Dactyloctenium aegyptium*, Spf : *Setaria pallide-fusca*, Mi : Mil, HS: Hautement significatif, - Absence de discrimination entre les traitements. Les moyennes suivies par la même lettre dans une même colonne ne sont pas significativement différentes au seuil de 5%. selon la classification multiple de Student-Newman et Keuls

5.3.1.3. Effet du pH et de la température sur la croissance mycélienne des isolats de *P. sorghina*

L'analyse de variance montre qu'il y a des différences très hautement significatives entre les valeurs de pH testées à une même température donnée (Annexe 6, Photo 17). A 22 et 28°C, les variations du pH observées entraînent une réduction significative de la croissance mycélienne au niveau de tous les isolats de *P. sorghina* exceptés les isolats 1Dh08-01(3), 576So0613 et 591Mi06-04 qui ont une croissance mycélienne plus importante à pH 5 respectivement à 22°C et 28°C (Figure 7 et 8). Cette étude révèle que la plupart des isolats de *P. sorghina* sont très sensibles à une faible variation du pH (Figures 6, 7 et 8). A la température de 32°C, les isolats 1Dh08-01(3), 591Mi06-04, 474So07-40 et 576So06-13 deviennent peu sensibles aux variations du pH. A pH 5, la majorité des isolats arrive à

s'accommoder aux conditions de pH et de température si bien qu'on assiste à un regain de croissance par rapport à pH 6 sauf l'isolat 803Ri06-03 qui à 32°C à une croissance inférieure à celle notée à pH 6 (Figure 8). La croissance mycélienne de l'isolat 576So06-13 est stimulée à pH 5 à 22°C par rapport au témoin.

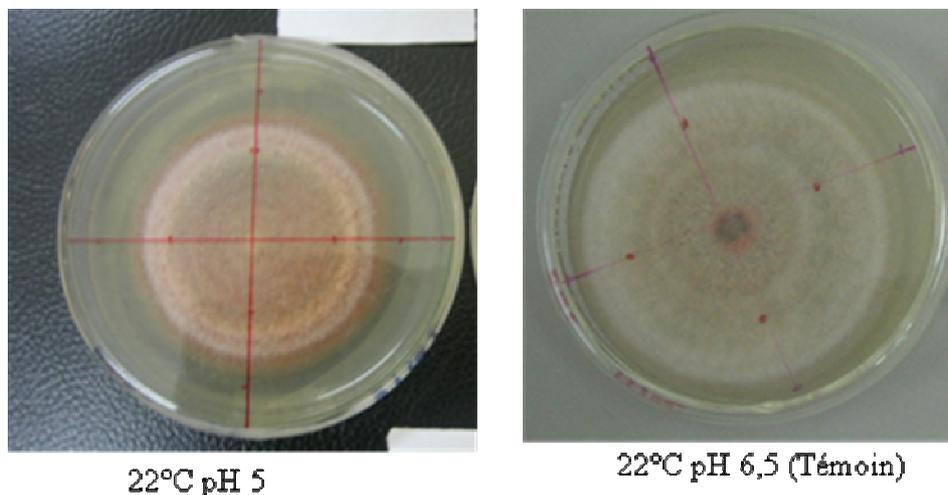


Photo 17: Effet du pH sur la croissance mycélienne de l'isolat 14Da10-14(6) de *Phoma sorghina*

Cette photo 17 présente les effets de la variation du pH sur la couleur du mycélium et la croissance mycélienne de *Phoma sorghina* à une même température. La variation du pH de pH 6,5 à pH 5 occasionne un changement de la couleur du mycélium et réduit la croissance mycélienne du champignon.

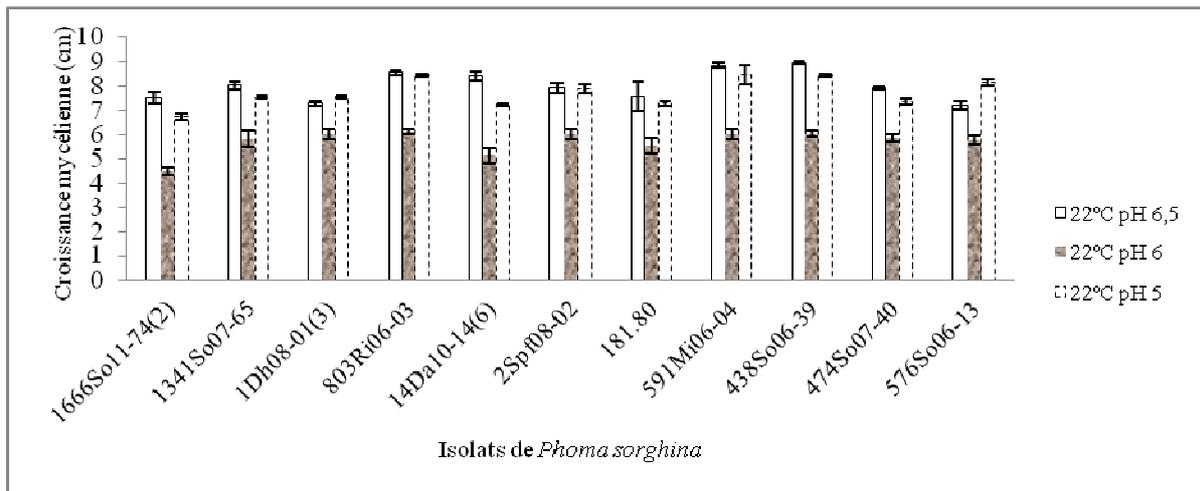


Figure 6 : Effet du pH sur la croissance mycélienne des isolats de *P. sorghina* à 22°C

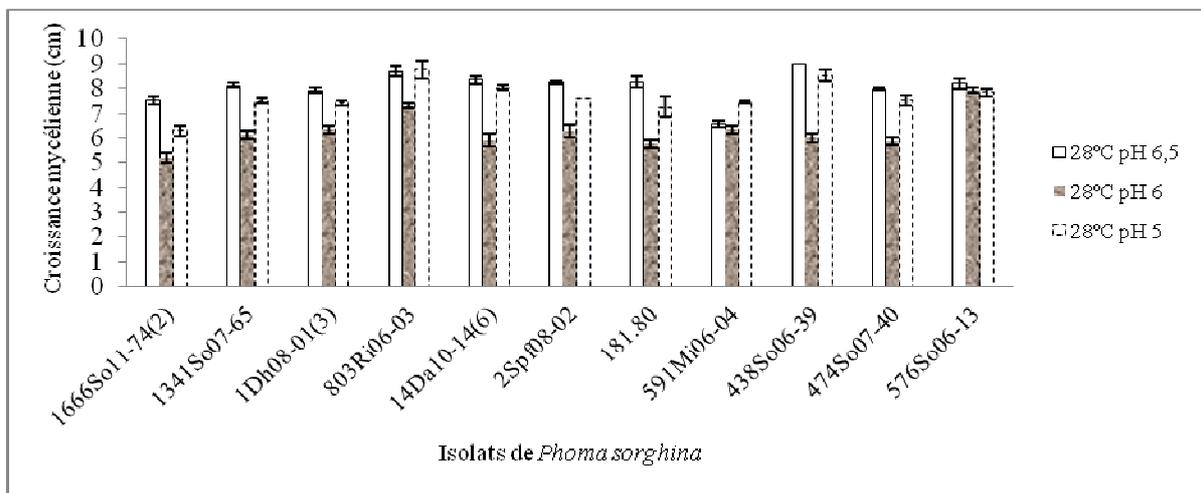


Figure 7 : Effet du pH sur la croissance mycélienne des isolats de *P. sorghina* à 28°C.

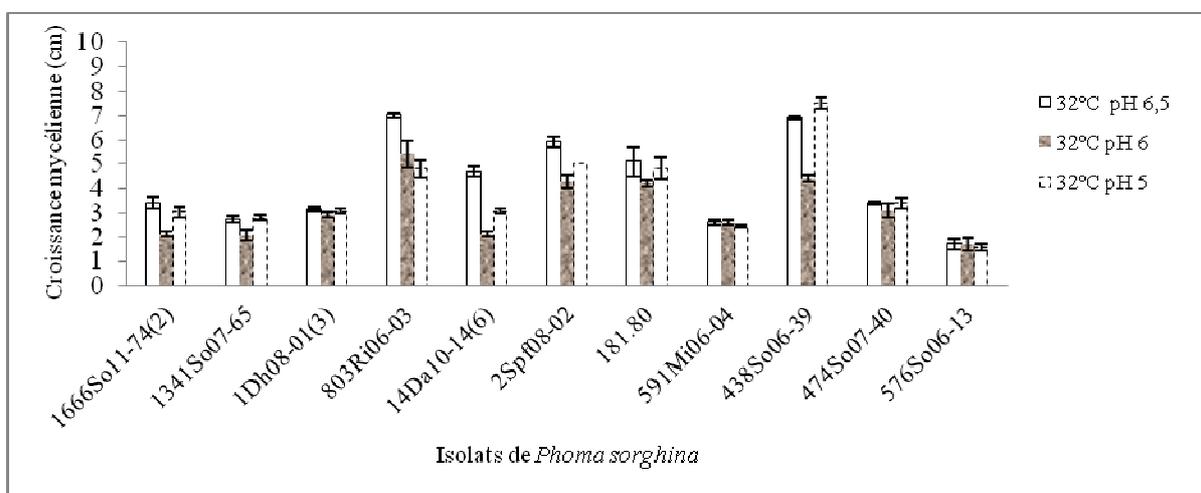


Figure 8 : Effet du pH sur la croissance mycélienne des isolats de *P. sorghina* à 32°C.

5.3.2. Discussion

Le pH et la température sont parmi les principaux facteurs de l'environnement qui influencent le développement des micro-organismes au niveau du sol (Taziebou *et al.*, 2004 ; Kaiser *et al.*, 2005 ; Inam-Ul-Haq *et al.*, 2009). Plusieurs auteurs ont souligné que la température et le pH peuvent négativement influencer le développement des champignons (Dillard, 1988, Sparringa *et al.* 2002 ; Begoude *et al.*, 2007 Montealegre *et al.* 2009, Li *et al.*, 2010). Nos travaux ont porté sur l'influence de la température et du pH sur la croissance mycélienne de *P. sorghina in vitro*. Les résultats indiquent que la température et le pH considérés séparément, influencent la croissance mycélienne de *P. sorghina*. La température optimale de croissance de la plupart des isolats de *P. sorghina* testés est de 28°C. Pour l'ensemble des isolats, la température de 36°C inhibe le développement du champignon. A 40°C, le champignon meurt complètement sous l'effet de la chaleur. Au Burkina Faso, les semis du sorgho ont lieu pendant la période (fin mai au 15 juillet) caractérisée par de fortes températures pouvant atteindre 40°C. L'élévation de la température du sol au delà de 36°C pourrait tuer ou inhiber *P. sorghina* dans le sol ou sur les grains. Ce qui va contribuer à améliorer la germination par élimination ou inactivation du champignon. Notre étude a aussi révélé qu'une faible variation du pH entre 6,5 à 6 entraîne une réduction de la croissance mycélienne au niveau de la majorité des isolats testés. Par contre, à pH 5 nous avons enregistré une croissance mycélienne plus importante que celle notée à pH 6 pour la quasi-totalité des isolats quelle que soit la température. Les travaux de Lacroix (1998) ont montré que les champignons responsables du pourridié se développent bien en milieu acide. Les effets cumulés de la température et du pH sur la croissance ont permis un regroupement des isolats de *P. sorghina* en isolats tolérant les variations liées à la température et au pH, les isolats moyennement sensibles à ces variations et les isolats sensibles. Ce regroupement ne tient compte ni de la localisation géographique des isolats ni du zonage agro-écologique. Elle ne tient pas compte non plus de l'espèce végétale à partir de laquelle l'isolement du champignon a été réalisé.

5.4. Conclusion partielle

L'évaluation des effets de la température d'incubation et du pH du milieu de culture, (facteurs environnementaux) sur la croissance mycélienne des isolats de *Phoma sorghina in vitro* montre que la température est un facteur limitant pour la croissance des isolats de ce champignon. A 36°C, la croissance mycélienne de l'ensemble des isolats est inhibée et l'amas mycélien présent sur l'explantat meurt lorsque la température atteint 40°C. Cette étude révèle

une variabilité au sein des isolats de *P. sorghina* testés. En effet les isolats de *P. sorghina* n'ont pas la même sensibilité à la température d'incubation.

L'effet du pH du milieu de culture sur la croissance mycélienne des isolats de *P. sorghina* est peu perceptible comparativement à l'effet de la température d'incubation. Cependant nous avons noté qu'une faible variation du pH entre 6 à 6,5 induit une réduction de la croissance mycélienne de la majorité des isolats testés.

Cette étude démontre clairement que la température au delà de 32°C est un facteur limitant pour le développement de *P. sorghina*. Par conséquent, une bonne connaissance de l'évolution de la température du sol pourrait être utilisée pour une bonne planification des dates de semis. Aussi, ce facteur pourrait être utilisé dans la désinfection des semences infectées par *P. sorghina*.

L'évaluation de la mycoflore des semences de sorgho et de *Poaceae* sauvages et l'étude de la variabilité morphologique et culturale ont montré que les semences de sorgho sont infectées par diverses espèces de champignons. La majorité des espèces de champignons identifiées sur les semences de sorgho sont aussi détectées sur les grains de *Poaceae* sauvages. Nos résultats montrent également que *Phoma sorghina* infecte tous les échantillons de sorgho et de *Poaceae* à des taux d'infection élevés. Ce champignon très abondant dans les échantillons de sorgho est très peu documenté au Burkina. Par conséquent, nous avons entrepris d'étudier la variabilité morphologique des isolats de *P. sorghina*.

La caractérisation morphologique des isolats a révélé une variabilité entre les isolats de *P. sorghina*. En étudiant les effets des facteurs environnementaux comme la température d'incubation et le pH du milieu de culture sur la croissance mycélienne, nous avons montré la variabilité entre les isolats et révélé que la température au delà de 32°C est un facteur limitant pour le développement de *P. sorghina*.

La caractérisation morphologique est une méthode qui a été utilisée dans l'étude de la variabilité phénotypique de la majorité des espèces de *Phoma*. Cependant, cette variabilité culturale n'induit pas forcément une variabilité du pouvoir pathogène des isolats de *P. sorghina*. Pour ce faire, nous avons trouvé important d'entreprendre une étude sur la variabilité du pouvoir pathogène des isolats de ce champignon.

Troisième partie :

**Etude de la variabilité du pouvoir pathogène des isolats de
*Phoma sorghina***

Chapitre 6: Analyse comparée des effets de différents types d'inoculum (Mycélium et suspensions conidiennes) sur la sensibilité des plantes de sorgho cultivées sur substrats gélosé et sableux.

Résumé

Le rôle de *Phoma sorghina* sur la germination des grains et le développement du sorgho a été apprécié en utilisant trois (3) isolats à savoir 1Dh08-01(3), 1341So07-65 et 1666So11-74(2). Les grains de sorgho de l'échantillon 1617So10 ont été désinfectés à l'hypochlorite de sodium à 1% puis inoculés avec les explantats mycéliens ou des suspensions conidiennes concentrées à 10^4 , 10^5 et 10^6 conidies/ml sur divers substrats (sable en vase de végétation et gélose en tube). Après inoculation, les tubes sont incubés sous 12 h de lumière artificielle alternée avec 12 h d'obscurité à 22°C. Les grains de sorgho inoculés sur substrat sableux sont élevés en condition de laboratoire à une température variant entre 28 à 33°C. Les explantats mycéliens des isolats sur gélose inhibent la germination des grains de sorgho. L'infection par les suspensions conidiennes entraînent des mortalités pré et post émergence. Aussi, au niveau des plantes obtenues à partir de grains inoculés nous avons noté une réduction de la ramification ou de l'allongement de la racine, de la taille de l'organe végétatif aérien. Nous avons en plus observé une diminution de la capacité de synthèse se traduisant par une baisse de la masse des organes végétatifs. L'évaluation de la mycoflore des organes végétatifs provenant de plantules obtenues à partir de grains ainsi inoculés artificiellement indique que le champignon est transmis à ces organes. Le taux d'infection des organes augmente avec la concentration de la suspension.

Mots clés : *Phoma sorghina*, grains, sorgho, inoculés, transmis.

Abstract

The role of *Phoma sorghina* on seed germination and sorghum development was assessed using three isolates 1Dh08-01(3), 1341So07-65 and 1666So11-74(2). The grains of sorghum sample 1617So10 were disinfected at hypochlorite of sodium at 1% then infected with mycelium explantat or with conidia at 10^4 , 10^5 , 10^6 conidia/ml on various support (Send in green house, and agar-agar in tube). After infection, tubes are incubated under daily light altering with darkness for 12 h at 22°C. Sorghum grains infected and sown on send are bred in laboratory at the temperature between 28 and 33°C. On agar-agar medium in tube, infection by mycelium explantat inhibits sorghum seed gernation. Infection with conidia carries away mortality after germination. In addition, on sorghum plantes obtained from infected seed we notice a reduction of the number and the length of root and the development of vegetative aerial part. We have also notice the reduction of synthesis of plants obtained from infected seed causing loss of weight on the vegetive organs of sorghum plants. Evaluation of the mycoflore on vegetative organs of sorghum plants obtained from infected seed shows that *Phoma sorghina* is transmeted to these organs. The infection rate of vegetative organe increases with the concentration of conidia.

Key words: *Phoma sorghina*, sorghum, infection, transmission

6.1. Introduction

Phoma sorghina est un champignon classé parmi les agents de moisissures du sorgho. Il est fréquemment identifié sur le sorgho et d'autres céréales produites au Burkina Faso (Somda *et al.*, 2007 ; Zida *et al.*, 2008a). Sur le sorgho, ce champignon est responsable de la maladie foliaire. Selon Punithalingam (1985) et Perello et Moreno (2005), les maladies foliaires provoquées par *P. sorghina* sur le sorgho, autres céréales et espèces végétales sont dites mineures. Cependant, Punithalingam (1985) relève que *P. sorghina*, en tant que champignon transmis par la semence, cause des pertes énormes avant ou après émergence des plantules de *Marcoptilium*, *Stylosanthes* et *Sorghum*. Venkatasubbaiah *et al.* (1992) montrent que *P. sorghina* sécrète plusieurs phytotoxines dont epoxydon, acide 6-méthylsalicylique et diphenylether qui inhibent la croissance racinaire des plantules de sorgho. Les données actuelles de la littérature montrent bien que le rôle de *P. sorghina* sur le sorgho n'est pas bien documenté si bien que des études doivent être entreprises pour expliquer davantage le rôle de ce champignon sur le sorgho. Cette étude revêt une importance pour le Burkina Faso parce que le sorgho est la principale céréale cultivée et il est l'aliment de base des populations. Cependant, force est de constater que peu de travaux de recherches ont porté sur le pathosystème *Sorghum bicolor-Phoma sorghina* au Burkina Faso. De plus, des évaluations de la mycoflore dans les échantillons de semences de sorgho indiquent l'abondance de *P. sorghina*.

C'est dans l'objectif d'apporter des connaissances scientifiques sur les interactions *Phoma sorghina* et sorgho que l'évaluation la pathogénie des isolats de *P. sorghina* sur le sorgho est proposée. Dans une approche méthodologique, nous avons testé deux types d'inoculum (mycélium et conidie) et deux types de substrats (gélose et sable).

6.2. Matériel et méthodes

6.2.1. Matériel

Le matériel végétal utilisé est l'échantillon de sorgho local rouge 1617So10 choisi pour son faible taux d'infection par *P. sorghina*. Il a été collecté en 2010 dans la région du Sud-Ouest (Gaoua).

Comme matériel fongique, trois isolats de *P. sorghina* ont été utilisés. Ces isolats sont issus de l'échantillon 1666So11 de la région du Centre Nord (Kaya/Burkina Faso) de l'échantillon 1341So07 de la région du Sud-Ouest (Diébougou/Burkina Faso) et de la mauvaise herbe des champs de sorgho, 1Dh08 *Digitaria horizontalis* collectée dans un champ

de sorgho à la station de recherche Farako-bâ situé dans la région des Hauts-Bassins (Bobo-Dioulasso/Burkina Faso). Les caractéristiques de ces isolats sont présentées dans le tableau 17.

Tableau 17 : Caractéristiques des isolats de *Phoma sorghina* testés

Isolats	Espèces végétales	Organes	Couleurs des grains	Provenances (Région/localité)	Années d'isolement
1341So07-65	Sorgho	Grains	Rouge	Région du Sud-Ouest Diébougou	2009
1666so11-74(2)	Sorgho	Grains	Blanc	Région du Centre Nord Kaya	2011
1Dh08-01(3)	<i>Digitaria horizontalis</i>	Grains	-	Région des Hauts Bassins Farako-bâ	2008

1341So07-65 : Isolat de *P. sorghina* numéro 65 de l'échantillon 1341 So07; 1666So11-74 : Isolat de *P. sorghina* numéro 74 de l'échantillon 1666So11 ; 1Dh08-01(3): Isolat de *P. sorghina* numéro 3 de l'échantillon 1Dh08 (*Digitaria horizontalis*).

6.2.2. Méthodes

L'étude a été conduite en tube sur substrat gélosé et en vase de végétation sur substrat sableux.

6.2.2.1. Test dans les tubes à essai

6.2.2.1.1. Préparation du milieu de culture

Le milieu de culture est obtenu en mélangeant 1 g d'agar dans 100 ml d'eau. Après fusion de l'agar sur une plaque chauffante équipée d'un agitateur magnétique, le mélange est reparti dans des tubes à essai de dimensions 160 mm X 16 mm, à raison de 10 ml/tube. Les tubes sont ensuite bouchés avec du coton hydrophobe, puis stérilisés à l'autoclave à 120°C pendant 15 mn. A l'issue de l'autoclavage, les tubes sont disposés légèrement inclinés sur la paille de façon à créer une encoche dans laquelle le grain sera déposé.

6.2.2.1.2. Désinfection des grains

Environ 110 grains de l'échantillon 1617So10 ont été prélevés à l'aide du diviseur conique. Ces grains sont désinfectés avec de l'hypochlorite de sodium concentré à 1% pendant 4 mn. Les grains ainsi désinfectés sont rincés 5 fois dans de l'eau stérile et séchés sur du papier buvard stérile sous la hotte à flux laminaire pendant 5 heures. Après séchage, un grain est introduit dans chaque tube à essai contenant le milieu gélosé.

6.2.2.1.3. *Technique de production des pycnides de Phoma sorghina*

Pour optimiser la production conidienne de *P. sorghina*, 10 grains de sorgho de l'échantillon 1617So10 préalablement désinfectés à l'hypochlorite de sodium à 1% pendant 4 mn sont placés dans une boîte de Petri contenant de la gélose à 1%. Ensuite, un explantât prélevé dans la zone de croissance des colonies mycéliennes de *P. sorghina* à 5 jours après incubation, est déposé à proximité de chaque grain. Les boîtes de Petri sont incubées pendant 10 jours sous 12 h de lumière artificielle alternée avec 12 h d'obscurité à 22°C

6.2.2.1.4. *Inoculation*

Deux types d'inoculum ont été utilisés à savoir les explantats mycéliens et les suspensions conidiennes.

a) Technique d'inoculation à partir d'explantats mycéliens et dispositif expérimental

Les explantats mycéliens sont obtenus à partir de colonies de cinq (5) jours d'âge. Les explantats sont prélevés dans la zone de croissance active de la colonie à l'aide d'un emporte-pièce de 5 mm de diamètre. Un explantat mycélien est introduit dans chaque tube. Par ailleurs, des explantats gélosés de 5 mm de diamètre sont introduits dans les tubes témoin. Les tubes à essai sont ensuite refermés avec du coton hydrophobe et rangés dans un porte-tube. Les tubes sont ensuite recouverts par un morceau de papier aluminium et incubés à 22°C sous 12 h de lumière artificielle alternée avec 12 h d'obscurité, pendant 10 jours.

Le dispositif expérimental est un bloc complètement randomisé composé de quatre (4) traitements. Chaque traitement est constitué de 100 tubes et quatre (4) répétitions sont prévus par traitement. Chaque répétition comporte vingt cinq (25) tubes. Les traitements sont :

- TE : Témoin eau ;
- 1341So07-65 : *Phoma sorghina* isolé de l'échantillon de semences de sorgho 1341So07 ;
- 1666So11-74(2) : *Phoma sorghina* isolé de l'échantillon de semence de sorgho 1666So11 ;
- 1Dh08-01(3) : *Phoma sorghina* isolé de *Digitaria horizontalis*.

b) Technique d'inoculation à partir de suspensions conidiennes et dispositif expérimental

Les semences préalablement désinfectées à l'hypochlorite de sodium (à 1% pendant 4 mn), sont placées dans les tubes contenant la gélose, à raison d'un grain par tube. Puis à l'aide d'une micropipette, une goutte de la suspension conidienne de 20 microlitres est déposée sur

chaque grain. Les tubes sont rangés sur un porte tube, bouchés par du coton hydrophobe et l'ensemble des tubes est couvert avec du papier aluminium.

Les tubes ainsi inoculés sont incubés sous 12 h de lumière blanche alternée avec 12 h d'obscurité pendant 10 jours à une température de 23-24°C.

Le dispositif expérimental est un bloc complètement randomisé composé de 10 traitements. Chaque traitement est constitué de 100 tubes et 4 répétitions ont été observées. Chaque répétition comporte 25 tubes. Les traitements sont :

- TE : Témoin eau ;
- 1341So07-65 10^4 : suspension conidienne à 10^4 conidies/ml de l'isolat 1341So07-65 ;
- 1341 So07-65 10^5 : suspension conidienne à 10^5 conidies/ml de l'isolat 1341So-65 ;
- 1341 So07-65 10^6 : suspension conidienne à 10^6 conidies/ml de l'isolat 1341S07-65 ;
- 1666So11-74(2) 10^4 : suspension conidienne à 10^4 conidies/ml de l'isolat 1666So11-74(2);
- 1666So11-74(2) 10^5 : suspension conidienne à 10^5 conidies/ml de l'isolat 1666So11-74(2);
- 1666So11-74(2) 10^6 : suspension conidienne à 10^6 conidies/ml de l'isolat 1666So11-74(2);
- 1Dh08-01(3) 10^4 : suspension conidienne à 10^4 conidies/ml de l'isolat 1Dh08-01(3) ;
- 1Dh08-01(3) 10^5 : suspension conidienne à 10^5 conidies/ml de l'isolat 1Dh08-01(3) ;
- 1Dh08-01(3) 10^6 : suspension conidienne à 10^6 conidies/ml de l'isolat 1Dh08-01(3).

6.2.2.1.5. Evaluation, analyse des données et présentation des résultats

L'évaluation a consisté à séparer les tubes en trois lots : les tubes présentant des plantules vivantes, les tubes comportant des plantules mortes, et ceux contenant des grains non germés. Pour évaluer l'effet et la transmission du champignon aux différents organes végétatifs, dix (10) plantules vivantes sont choisies de façon aléatoire. Sur chacune des plantes, nous avons mesuré la hauteur de la partie aérienne, la longueur de la racine, la masse de la partie aérienne et la masse des racines. La mycoflore des différentes parties (feuilles, tiges, racines) de la plante a été évaluée selon la méthode d'incubation en chambre humide. La présence ou l'absence des champignons est évaluée à cinq (5) jours après incubation pour les feuilles et à sept (7) jours après incubation pour les tiges et les racines.

Les données obtenues ont été analysées à l'aide du logiciel SPSS 11.0 et les moyennes sont comparées en utilisant le test de classification multiple de Student-Newman et Keuls au seuil de 5% quand l'analyse de variance est significative. Les résultats sont présentés sous forme de tableaux.

6.2.2.2. Test en vase de végétation sur substrat sableux

6.2.2.2.1. Préparation du substrat

Le substrat utilisé est du sable fin et blanc provenant de la carrière de Koro (Bob-Dioulasso). Le sable a été stérilisé à la vapeur d'eau dans une barrique pendant 5 h. Après refroidissement, le substrat est réparti dans les assiettes de 13 cm de diamètre et 6,5 cm de hauteur. Dans chaque assiette environ 800 ml de sable ont été introduits. La surface du sable est nivelée puis arrosée finement. Des poquets de 1 cm de profondeur sont réalisés dans le sable. Au total vingt cinq (25) poquets sont réalisés par assiette. Ils sont disposés en cercles concentriques dont 15 sur le cercle externe, 9 sur le cercle intermédiaire et 1 au centre.

6.2.2.2.2. Préparation de l'inoculum et désinfection des grains

La préparation de l'inoculum a été faite conformément à la méthode décrite au paragraphe 6.2.2.1.3. La désinfection des grains est décrite au paragraphe 6.2.2.1.2.

6.2.2.2.3. Dispositif expérimental

Le dispositif expérimental est un bloc complètement randomisé composé de 10 traitements. Pour chaque traitement, 100 grains sont utilisés. Quatre répétitions ont été mises en place par traitement et une assiette constitue une répétition. Les traitements sont :

- Témoin eau ;
- 1341So07-65 10^4 : suspension conidienne à 10^4 conidies/ml de l'isolat 1341So07-65 ;
- 1341So07-65 10^5 : suspension conidienne à 10^5 conidies/ml de l'isolat 1341So07-65 ;
- 1341So07-65 10^6 : suspension conidienne à 10^6 conidies/ml de l'isolat 1341So07-65 ;
- 1666So11-74(2) 10^4 : suspension conidienne à 10^4 conidies/ml de l'isolat 1666So11-74(2) ;
- 1666So11-74(2) 10^5 : suspension conidienne à 10^5 conidies/ml de l'isolat 1666So11-74(2);
- 1666So11-74(2) 10^6 : suspension conidienne à 10^6 conidies/ml de l'isolat 1666So11-74(2);
- 1Dh08-01(3) 10^4 : suspension conidienne à 10^4 conidies/ml de l'isolat 1Dh08-01(3);
- 1Dh08-01(3) 10^5 : suspension conidienne à 10^5 conidies/ml de l'isolat 1Dh08-01(3);
- 1Dh08-01(3) 10^6 : suspension conidienne à 10^6 conidies/ml de l'isolat 1Dh08-01(3).

6.2.2.2.4. Ensemencement, inoculation et incubation

Les grains de sorgho sont introduits séparément dans les poquets, puis à l'aide d'une micropipette une goutte de 20 microlitres de suspension conidienne est déposée sur chaque grain. Les poquets sont refermés avec une mince couche de sable humidifié et les assiettes sont recouvertes de sachets plastiques pendant 48 heures, pour limiter l'évaporation et

conserver la chaleur. L'incubation est réalisée pendant dix (10) jours dans les conditions ambiantes du laboratoire à des températures variant entre 28 et 33°C. L'eau est apportée 24 h après semis à raison de 20 ml/assiette et les plantes sont ensuite arrosées au besoin.

6.2.2.2.5. Évaluation, analyse des données et présentation des résultats

L'évaluation a consisté à compter le nombre de plantules vivantes, de plantules mortes et de grains non germés 10 jours après incubation. A partir de ces données, nous avons calculé les pourcentages de plantules vivantes, de plantules mortes et de grains non germés. La mycoflore sur les différentes parties de 10 plantes choisies au hasard, la mesure de la hauteur de la partie aérienne et la longueur de la racine ont été évaluées conformément à la description faite dans le paragraphe 6.2.2.1.5. Les données obtenues ont été analysées à l'aide du logiciel SPSS 11.0 et les moyennes sont comparées en utilisant le test de classification multiple de Student-Newman et Keuls au seuil de 5% quand l'analyse de variance est significative. Les résultats sont présentés sous forme de tableaux.

6.3. Résultats et discussion

6.3.1. Résultats

6.3.1.1. Effet de *Phoma sorghina* sur la levée des plantes de sorgho

6.3.1.1.1. Effet des explantats mycéliens de *Phoma sorghina* sur la germination des grains de sorgho sur substrat gélosé.

L'analyse de variance révèle des différences hautement significatives entre les traitements pour les plantes vivantes et les grains non germés et des différences significatives pour les plantules mortes. Comparativement au témoin, les trois isolats ont tous des effets inhibiteurs sur la germination des grains. Aussi, entre les isolats, on observe que l'isolat 1341So07-65 est moins agressif que les isolats 1666So11-74(2) et 1Dh08-01(3). Par ailleurs, l'isolat 1666So11-74(2) entraîne la plus forte mortalité des plantes de sorgho comparativement aux isolats 1Dh08-01(3) et 1341 So07-65. (Tableau 18).

Tableau 18: Effet des explantats mycéliens de *Phoma sorghina* sur la germination des grains de sorgho sur substrat gélosé.

Traitements	Germination		
	% Plantes vivantes	% Grains non germés	% Plantes mortes
Témoin eau	77c	23a	0,00a
1341 So07-65	38b	62b	0,00a
1666So11-74(2)	1a	93c	6b
1Dh08-01(3)	2a	97c	1a
Valeur de F	338,870	165,871	4,304
Probabilité	0,000	0,000	0,028
Signification	HS	HS	S

1341So07-65 : L'isolat obtenu à partir de l'échantillon de sorgho 1341So07 ; 1666So11-74(2) : L'isolat obtenu à partir de l'échantillon ; 1Dh08-01(3) : L'isolat obtenu à partir de l'adventice *Digitaria horizontalis* ; HS : Hautement significatif ; S : Significatif. Les moyennes suivies de la même lettre, dans la même colonne, ne sont pas significativement différentes au seuil de 5%, suivant la classification multiple de Student-Newman et Keuls.

6.3.1.1.2. Effet des suspensions conidiennes de *Phoma sorghina* sur la levée ou germination des grains de sorgho

a) Effet des suspensions conidiennes de *Phoma sorghina* sur la germination des grains de sorgho sur substrat gélosé

L'analyse de variance révèle des différences hautement significatives entre les traitements. Comparativement au témoin eau, les suspensions conidiennes à 10^4 , 10^5 et 10^6 réduisent significativement le taux de germination des grains de sorgho quel que soit l'isolat de *P. sorghina* excepté, l'isolat 1341So07-65 à 10^4 conidies/ml (Tableau 19). Cette réduction varie avec la concentration conidienne. Par ailleurs, les suspensions conidiennes de l'isolat 1666So11-74 à 10^4 et 10^5 conidies/ml induisent les taux de mortalité les plus importants des plantes. Les isolats 1666So11-74 à 10^6 et 1Dh08-01(3) à 10^5 et 10^6 entraînent des taux élevés de grains non germés.

b) Effet des suspensions conidiennes de *Phoma sorghina* sur la levée des plantes de sorgho sur substrat sableux

L'analyse de variance présente des différences significatives pour les plantules mortes et des différences hautement significatives pour les plantules vivantes et les grains non germés (Tableau 19). Comparativement au témoin, les isolats 1666So11-74(2), 1Dh08-01(3) et

l'isolat 1341So07-65 à la concentration 10^6 conidies/ ml réduisent significativement le taux de plantes vivantes de sorgho. Au niveau d'un même isolat, le nombre de plantes vivantes tend à diminuer en fonction de la concentration. La tendance inverse est observée au niveau des grains non germés. Il ressort du tableau 19 que l'isolat 1Dh08-01(3) aux concentrations 10^5 et 10^6 conidies/ml entraîne les plus fort taux de grains non germés par rapport aux deux autres isolats. L'isolat 1666So11-74(2) engendre plus de mortalités post émergence comparativement au témoin eau (Tableau 19).

Tableau 19: Effet des suspensions conidiennes de *Phoma sorghina* sur la germination des grains et sur la levée des plantes de sorgho sur substrat gélosé et sableux.

Traitements	Substrat gélosé			Substrat sableux		
	Plantules vivantes	Grains non germés	Plantules mortes	Plantules vivantes	Grains non germés	Plantules mortes
Témoin eau	88f	12a	0,00a	75e	25b	0,00a
1666S11-74(2) 10^4	72d	24bc	4b	43bc	49bc	8abc
1666S11-74(2) 10^5	60c	36d	4b	37b	51bc	12bc
1666S11-74(2) 10^6	28a	71f	1a	31ab	55c	14c
1Dh08-01(3) 10^4	64c	36d	0,00a	17ab	48c	12bc
1Dh08-01(3) 10^5	42b	58e	0,00a	16a	76d	8abc
1Dh08-01(3) 10^6	42b	58e	0,00a	15a	78d	7abc
1341 So07-65 10^4	82ef	18ab	0,00a	73de	22a	5abc
1341 So07-65 10^5	80e	20b	0,00a	69de	28a	3ab
1341 So07-65 10^6	72d	28c	0,00a	58cd	37ab	5abc
Valeur de F	72,236	82,911	4,368	19,098	12,669	2,565
Probabilité	0,000	0,000	0,001	0,000	0,000	0,025
Signification	HS	HS	HS	HS	HS	S

1341So07-65 : L'isolat obtenu à partir de l'échantillon 1341So07 ; 1666So11-74(2) : L'isolat obtenu à partir de la variété Kapelgo ; 1Dh08-01(3) : L'isolat obtenu à partir de l'adventice *Digitaria horizontalis* ; 10^4 : 10^4 conidies/ml ; 10^5 : 10^5 conidies/ml ; 10^6 : 10^6 conidies /ml ; HS : Hautement significatif ; S : Significatif. Les moyennes suivies de la même lettre, dans la même colonne, ne sont pas significativement différentes au seuil de 5%, suivant la classification multiple de Student-Newman et Keuls.

6.3.1.1.3. Effet des suspensions conidiennes de *Phoma sorghina* sur le développement de la plante de sorgho

a) Effet des suspensions conidiennes de *Phoma sorghina* sur les organes végétatifs de la plante de sorgho sur substrat gélosé

L'analyse de variance révèle des différences hautement significatives pour l'ensemble des paramètres mesurés. D'une manière générale, l'augmentation de la concentration conidienne des isolats 1666So11-74(2), 1Dh08-01(3) et 1341So07-65 provoque une réduction de la longueur des racines, de la hauteur des plantules, du poids frais des racines et celui de la partie aérienne. Les isolats 1666So11-74(2), 1Dh08-01(3) et 1341So07-65 à 10^6 conidies/ml diminuent significativement la longueur des racines par rapport au témoin eau. Pour la hauteur des plantes (HP), les isolats 1341So07-65 et 1Dh08-01(3) à 10^4 et 1341So07-65 et 1666So11-74(2) à 10^6 conidies/ml baissent significativement la hauteur des plantules comparativement au témoin eau. Quant au poids frais des racines (PFR) et le poids frais de la partie aérienne (PFPA) excepté 1666So11-74(2) à 10^4 conidies/ml, les autres concentrations des différents isolats diffèrent significativement avec le témoin eau (Tableau 20).

Tableau 20 : Effet de diverses concentrations de *P. sorghina* sur les organes végétatifs de la plante de sorgho sur gélose.

Traitements	1666So11-74(2)				1Dh08-1(3)				1341So07-65			
	LR	HP	PFR	PFPA	LR	HP	PFR	PFPA	LR	HP	PFR	PFPA
Témoin eau	18,00c	15,20b	0,0122b	0,0568c	18,00b	15,20b	0,0122b	0,0568b	18,00b	15,20b	0,0122b	0,0568b
10 ⁴	15,30b	13,80b	0,0125b	0,0509bc	13,55a	10,20a	0,00547a	0,0379a	15,40ab	11,25a	0,00349a	0,0286a
10 ⁵	12,90ab	13,70b	0,00709a	0,0415ab	12,90a	13,80b	0,00424a	0,0309a	15,80ab	9,95a	0,00341a	0,0260a
10 ⁶	11,85a	9,40a	0,00454a	0,0331a	12,35a	9,40a	0,00487a	0,0276a	13,90a	8,80a	0,00283a	0,0249a
Valeur de F	8,797	11,666	11,606	5,680	5,104	6,696	16,885	11,404	3,848	7,450	33,797	27,215
Probabilité	0,000	0,000	0,000	0,000	0,005	0,001	0,000	0,000	0,017	0,001	0,000	0,000
Signification	HS	HS	HS	HS	HS	HS	HS	HS	HS	HS	HS	HS

1341So07-65 : L'isolat obtenu à partir de l'échantillon 1341So07 ; 1666So11-74 : L'isolat obtenu à partir de de l'échantillon 1666So11 ; 1Dh08-01(3) : L'isolat obtenu à partir de l'adventice *digitaria horizontalis* 10⁴ : 10⁴ conidies/ml ; 10⁵ : 10⁵ conidies/ml ; 10⁶ : 10⁶ conidies /ml ; HS : Hautement significatif. LR : Longueur de la racine ; HP : Hauteur de la plantule ; PFR : Poids frais des racines ; PFPA : Poids frais de la partie aérienne. Les moyennes suivies de la même lettre, dans la même colonne, ne sont pas significativement différentes au seuil de 5%, suivant la classification multiple de Student-Newman et Keuls.

b) Effet des suspensions conidiennes de *Phoma sorghina* sur développement de la plante de sorgho sur substrat sableux

Les résultats de l'analyse de variance révèlent des différences hautement significatives pour la hauteur des plantes (Isolat 1Dh08-01(3)) et des différences hautement significatives pour la longueur des racines (Isolats 1Dh08-01(3) et 1341So07-65). Aucune différence n'a été notée entre les traitements pour la longueur des racines (Isolat 1666So11-74) et pour la hauteur de la plante (Isolats 1666So11-74(2) et 1341So07-65). Cependant, une tendance à la réduction de la longueur des racines et de la hauteur des plantes est observée en fonction des concentrations des suspensions conidiennes des isolats 1666So11-74(2) et 1341So07-65. Pour l'ensemble des paramètres étudiés, les concentrations de l'isolat 1Dh08-01(3) se distinguent significativement du témoin eau. Quant à l'isolat 1341So07-65, ce sont les concentrations 10^5 et 10^6 qui diffèrent significativement du témoin eau pour la longueur des racines (Tableau 21).

Tableau 21 : Effet de diverses concentrations de suspensions conidiennes de *Phoma sorghina* sur les organes végétatifs de la plante de sorgho en vase de végétation.

Traitements	Isolats de <i>Phoma sorghina</i>					
	1666So11-74(2)		1Dh08-1(3)		1341So07-65	
	Longueur des racines (cm)	Hauteur des plantes (cm)	Longueur des racines (cm)	Hauteur des plantes (cm)	Longueur des racines (cm)	Hauteur des plantes (cm)
Témoin eau	11,85	14,050	12,85b	14,050c	12,85b	14,050
10^4	15,15	13,20	9,25a	8,200b	12,05b	12,30
10^5	11,85	12,10	8,15a	7,300ab	7,50a	11,85
10^6	10,70	10,80	6,50a	5,650a	6,80a	10,45
Valeur de F	1,613	2,501	5,322	29,527	6,225	2,397
Probabilité	0,203	0,075	0,004	0,000	0,002	0,084
Signification	NS	NS	HS	HS	HS	NS

1341So07-65 : L'isolat obtenu à partir de l'échantillon 1341So07 ; 1666So11-74 : L'isolat obtenu à partir de l'échantillon 1666So11 ; 1Dh08-01(3) : L'isolat obtenu à partir de l'adventice *D. horizontalis* ; HS : Hautement significatif ; NS : Non significatif. Les moyennes suivies de la même lettre, dans la même colonne, ne sont pas significativement différentes au seuil de 5%, suivant la classification multiple de Student-Newman et Keuls.

6.3.1.1.4. Evaluation de la transmission de *Phoma sorghina* aux plantes issues des grains inoculés

a) Transmission de *Phoma sorghina* aux plantes élevées sur substrat gélosé

L'analyse de variance montre des différences hautement significatives entre les traitements pour tous les paramètres quel que soit l'isolat de *P. sorghina* testé. Les taux de transmission des trois isolats sur les feuilles, les tiges, et les racines augmentent avec la concentration de l'inoculum. Sur les feuilles, les isolats 1341So07-65 et 1666So11-74(2) à 10^6 conidies/ml et toutes les concentrations de 1Dh08-1(3) diffèrent significativement du témoin eau. Au niveau des tiges, excepté 1666So11-74(2) à 10^4 conidies/ml, toutes les autres concentrations des isolats sont significativement différentes du témoin eau. Sur les racines, toutes les concentrations des différents isolats à l'exception de 1Dh08-01(3), sont significativement différentes du témoin eau (Tableau 22).

Tableau 22: Transmission de *P. sorghina* aux organes végétatifs en fonction de la concentration en conidie, sur gélose

Traitements	Fréquences des isolats de <i>Phoma sorghina</i> sur les organes végétatifs du sorgho								
	1341So07-65			1666So11-74(2)			1Dh08-01(3)		
	Tige	Feuille	Racine	Tige	Feuille	Racine	Tige	Feuille	Racine
Témoin eau	0,00a	0,00a	0,00a	0,00a	0,00a	0,00a	0,10a	0,30a	0,00
10^4	0,40b	0,20a	0,60b	0,20ab	0,000a	0,90b	1,00b	1,00b	1,00
10^5	0,60b	0,30a	0,60b	0,40b	0,10a	1,00b	1,00b	1,00b	1,00
10^6	0,80b	0,70b	0,70b	1,00c	0,60b	1,00b	1,00b	1,00b	1,00
Valeur de F	6,63	5,379	5,348	16,800	9,000	94,333	81,000	21,000	-
Probabilité	0,001	0,004	0,004	0,000	0,00	0,000	0,000	0,000	-
Signification	HS	HS	HS	HS	HS	HS	HS	HS	

1341So07-65 : L'isolat obtenu à partir de l'échantillon 1341So07 ; 1666So11-74 : L'isolat obtenu à partir de l'échantillon 1666So11-74 ; 1Dh08-01(3) : L'isolat obtenu à partir de l'adventice *D. horizontalis* ; 10^4 : 10^4 conidies/ml ; 10^5 : 10^5 conidies/ml ; 10^6 : 10^6 conidies /ml; HS : Hautement significatif. Les moyennes suivies de la même lettre, dans la même colonne, ne sont pas significativement différentes au seuil de 5%, suivant la classification multiple de Student-Newman et Keuls.

b) Transmission de *Phoma sorghina* aux plantes élevées sur substrat sableux

L'analyse de variance indique des différences hautement significatives entre les effets des traitements des isolats 1Dh08-01(3) sur les tiges, 1666So11-74(2) et 1Dh08-01(3) sur les racines et des différences significatives entre les traitements des isolats 1666So11-74(2) sur les feuilles. Toutes les concentrations de 1Dh08-01(3) ont des taux d'infection différents de

celui du témoin eau au niveau des tiges. Sur les racines, toutes les concentrations des isolats 1Dh08-01(3) et 1666So11-74 ont des taux d'infection différents de celui du témoin eau. Au niveau d'un isolat, le taux d'infection ne varie pas significativement d'une concentration à une autre pour un même organe (Tableau 23).

Tableau 23: Effets des suspensions conidiennes sur la transmission de *Phoma sorghina* aux plantes élevées sur substrat sableux.

Traitements	Fréquences des isolats de <i>Phoma sorghina</i> sur les organes végétatifs du sorgho								
	1341So07-65			1666So11-74(2)			1Dh08-01(3)		
	Tiges	Feuilles	Racines	Tiges	Feuilles	Racines	Tiges	Feuilles	Racines
Témoin eau	0,20	0,40	0,20	0,20	0,50ab	0,20a	0,20a	0,50	0,20a
10 ⁴	0,50	0,50	0,40	0,60	0,40a	0,80b	0,70b	0,30	0,70b
10 ⁵	0,50	0,50	0,50	0,70	0,80ab	0,60b	1,00b	0,40	0,80b
10 ⁶	0,70	0,50	0,60	0,70	0,90b	0,90b	0,90b	0,80	0,90b
Valeur de F	1,759	0,091	1,180	2,488	2,757	5,308	9,913	1,953	5,613
Probabilité	0,173	0,965	0,331	0,076	0,056	0,004	0,000	0,138	0,003
Signification	NS	NS	NS	NS	S	HS	HS	NS	HS

1341So07-65 : L'isolat obtenu à partir de l'échantillon 1341So07 ; 1666So11-74(2) : L'isolat obtenu à partir de l'échantillon 1666So11; 1Dh08-01(3) : L'isolat obtenu à partir de l'adventice *D. horizontalis* ; 10⁴ : 10⁴ conidies/ml ; 10⁵ : 10⁵ conidies/ml ; 10⁶ : 10⁶ conidies /ml ; HS : Hautement significatif ; S : Significatif ; NS : Non significatif. Les moyennes suivies de la même lettre, dans la même colonne, ne sont pas significativement différentes au seuil de 5%, suivant la classification multiple de Student-Newman et Keuls.

6.3.2. Discussion

Les explantats mycéliens et les suspensions conidiennes des trois (03) isolats de *P. sorghina* testés induisent une réduction du nombre de grains germés. Ils provoquent également la mortalité des plantes après germination. En considérant l'infection par les explantats mycéliens, *P. sorghina* pourrait être considéré comme responsable des manques à la levée. Ces résultats ont été établis par Bonzi *et al.* (2012) qui montrent que *P. sorghina* est un champignon impliqué dans le manque à la levée des plantules de sorgho. Notre étude révèle également que l'augmentation de l'effet d'inhibition de la germination, et de mortalité post émergence varie avec la concentration conidienne. Wang *et al.* (2003) montrent que l'incidence et la sévérité de *Phoma exigua*, *Phoma medicaginis* et *Phoma sclerotoides* augmentent avec la concentration en conidies de l'inoculum. Selon nos études, les incidences de *P. sorghina* sur la germination et sur la mortalité post émergence diffèrent selon l'isolat et

la concentration en conidies. De Souza *et al.* (1988), ont montré qu'une infection artificielle des plantes de riz par les isolats de *P. sorghina* révèle une variabilité de l'agressivité entre les isolats de *P. sorghina*. Les résultats de l'étude indiquent que les isolats 1666So11-74, 1341So07-65 et 1Dh08-01(3) testés sur substrat gélosé et sableux sont à l'origine d'une réduction de la longueur des racines, de la hauteur des plantes, du poids frais des racines et des parties aériennes. La réduction de la croissance de ces organes serait due aux mycotoxines secrétées par *P. sorghina*. En effet, selon Venkatsubbaiah *et al.* (1992), *P. sorghina* produit des toxines (acide 6-methylsalicylique, epoxydon et diphenylether), qui inhibent la croissance racinaire du sorgho. La baisse de la croissance racinaire a eu pour conséquence la réduction de la croissance de la partie aérienne, entraînant par conséquent une baisse du poids frais.

Phoma sorghina est transmis à partir des grains inoculés aux organes aériens comme l'attestent nos résultats. Les taux de transmission augmentent avec les doses d'inoculum. Nos résultats sont en accord avec ceux obtenus par Ouédraogo (2011) qui a montré que la transmission de *P. sorghina* et de *Fusarium moniliforme* aux plantes de sorgho obtenues à partir de grains infectés par des suspensions conidiennes de ces champignons est fonction de la concentration de la suspension conidienne.

6.4. Conclusion partielle

L'analyse comparée des effets de différents types d'inoculum sur la sensibilité des plantes de sorgho cultivées sur substrat gélosé et sableux a permis de montrer que toutes les formes d'inoculum testées sont pathogènes sur le sorgho quel que soit le substrat utilisé. Les résultats de l'étude révèlent néanmoins que l'inoculum sous la forme mycélienne est plus agressif que l'inoculum sous la forme conidienne. Ils démontrent également que les plantes de sorgho obtenues à partir de grains inoculés par des suspensions conidiennes sont affectées au niveau des racines (Inhibition de la longueur et réduction du nombre de ramifications) et au niveau de la biomasse aérienne (Réduction de la hauteur des plantes et baisse du poids des plantes). Cette étude a permis pour la première fois de montrer qu'un isolat de *Phoma sorghina* obtenu à partir de *Poaceae* sauvages est également pathogène du sorgho. Cette étude a aussi mis en évidence la variabilité entre les isolats de *Phoma sorghina* testés. Au regard de la variation observée au niveau des trois isolats testés nous avons entrepris d'analyser la variabilité du pouvoir pathogène des isolats de *Phoma sorghina* en tenant compte de nos résultats obtenus au niveau de la caractérisation morphologique.

Chapitre 7: Analyse de la variabilité du pouvoir pathogène de *Phoma sorghina* sur le sorgho

Résumé

L'étude du pouvoir pathogène de 13 isolats de *Phoma sorghina* a été réalisée en vase de végétation sur un substrat sableux. Les grains de sorgho de la variété locale 1617So10 désinfectés à l'hypochlorite de sodium sont inoculés avec des suspensions conidiennes des isolats de *P. sorghina* concentrés à 10^6 conidies/ml. Au nombre des isolats testés, seuls 1Dh08-01(3), 474So07-40 et 181.80 réduisent significativement le taux de germination des grains de sorgho comparativement au témoin. L'isolat 474So07-40 est le plus agressif dans les conditions de notre expérience. L'infection par *P. sorghina* affecte significativement le poids et la hauteur des plantes en comparaison avec le témoin. Tous les isolats utilisés en expérimentation réduisent de manière significative le poids des plantes. De plus, ils réduisent la taille des plantules issues de grains inoculés à l'exception des isolats 1670So11-78, 1671So11-79 et 1672So11-80. Les isolats 474So07-40 et 1Dh08-01(3) se montrent plus virulents comparativement aux autres sur le développement de la plante de sorgho.

Mots clés : Pouvoir pathogène, isolats, *Phoma sorghina*, germination, synthèse de la matière.

Abstract

Pathogenic study of thirteen isolates of *Phoma sorghina* on sorghum seed germination and sorghum plant growth was studied in green house. The grains of locale variety 1617 So10 disinfected with hypochlorite of sodium are infected by *P. sorghina* inocula concentrated at 10^6 conidia/ml. Among the isolates tested, 1Dh08-01(3), 474So07-40 and 181.80 significantly reduce sorghum seed germination when compared with the control. The isolate 474So07-40 is the most virulent in the experimental conditions. In measuring weight and height of sorghum plant obtained from infected seed, we notice that infection by *P. sorghina* significantly diminishes the capacity of synthesis of infected plants compared to the control. All the isolates tested significantly reduce the weight of vegetative aerial organ of sorghum. Excepted, the isolates 1670So11-78, 1671So11-79 and 1672So11-80 the other *P. sorghina* isolates tested diminish the height of sorghum plant obtained from infected seed. The isolates 474So07-40 and 1Dh08-01(3) are the most virulent on sorghum growth during the experience.

Keyword: pathogenic, isolates, *Phoma sorghina*, germination, sorghum growth

7.1. Introduction

La sélection variétale pour la résistance à une maladie nécessite une bonne connaissance de l'agent pathogène responsable de ladite maladie. Dans ce contexte, la sélection doit tenir compte de la diversité génétique de l'agent pathogène, de ses capacités d'adaptation, de manière à anticiper son évolution dans le temps et dans l'espace.

Phoma sorghina est un des agents pathogènes responsables de moisissures des grains du sorgho (Zida *et al.*, 2010). Ce champignon a été identifié sur plusieurs espèces végétales, ce qui pourrait sous-entendre l'existence d'une variabilité pathogénique au sein des isolats du champignon (Zainun et Parbery, 1974, Venkatasubbaiah *et al.*, 1992 ; Porello et Moreno, 2005). Les travaux que nous avons réalisés *in vitro* indiquent une diversité morphologique des isolats de *P. sorghina* sur milieu de culture malt agar. D'autres travaux révèlent également l'existence d'une variabilité morphologique au niveau des isolats de *P. sorghina* (Pazoutova, 2009). De Souza *et al.* (1988) ont mis en évidence une variabilité du pouvoir pathogène des isolats de *P. sorghina* sur une même variété de riz. Au Burkina Faso, peu de travaux de recherches ont été menés sur le pouvoir pathogène des isolats de *P. sorghina* sur le sorgho. L'étude du pouvoir pathogène des isolats d'un agent pathogène revêt une importance car il permet de vérifier leurs rôles potentiels dans l'expression des symptômes.

Au regard de la nature polyphage de *P. sorghina*, il nous a paru important d'analyser la variabilité du pouvoir pathogène de ce champignon sur le sorgho au Burkina Faso.

7.2. Matériel et méthodes

7.2.1. Matériel

7.2.1.1. Matériel fongique

Treize isolats de *Phoma sorghina* sont retenus selon les classes définies dans le chapitre 4. Les caractères des isolats sont donnés dans le tableau 24.

7.2.1.2. Variété de sorgho utilisée

Les tests de pouvoir pathogène ont été conduits en conditions de laboratoire en utilisant une variété locale 1617So10 provenant de la région du Sud-Ouest (Gaoua). Cette variété a été retenue à l'issue d'une expérimentation préliminaire conduite au laboratoire avec les variétés IRAT204 et 1617So10. Cette étude a révélé que la locale 1617So10 est plus sensible que IRAT 204. Par ailleurs, l'évaluation de la mycoflore sur les semences a montré que la locale

1617So10 est faiblement infectée par *P. sorghina* ce qui constitue un avantage car cette faible présence de *P. sorghina* va faciliter la désinfection des grains.

Tableau 24: Caractéristiques des isolats de *P. sorghina* testés

Code	Organe	Provenance	Classe
1341So07-65	Grain rouge de sorgho	Région du Sud-Ouest	(3)
1666So11-74	Grain blanc de sorgho	Région du Centre-Nord	(3)
1Dh08-01(3)	Grain de <i>Digitaria horizontalis</i>	Région des Hauts-Bassins	3
2Spf08-02	Grain de <i>Setaria pallide-fusca</i>	Région des Hauts-Bassins	3
803Ri06-03	Grain de riz	Région du Sud-Ouest	1
181.80		Pays-Bas	1
180.80		Pays-Bas	1
591Mi06-04	Grain de mil	Région des Hauts-Bassins	3
474So07-40	Grain rouge de sorgho	Région de l'Est	4
1Hs08-1	Feuille d'oseille	Région des Hauts-Bassins	2
1670So11-78	Grain rouge de sorgho	Région des Hauts-Bassins	-
1672So11-80	Grain blanc de sorgho	Région des Hauts-Bassins	-
1671So11-79	Grain blanc de sorgho	Région des Hauts-Bassins	-

- Isolats n'ayant pas fait l'objet de classification. Les classes indiquées entre parenthèses sont celles obtenues à partir de la classification des isolats de *Phoma sorghina* faits à partir du sorgho.

7.2.2. Méthodes

7.2.2.1. Désinfection des grains de sorgho

Cent (100) grains de la variété 1617So10 sont trempés dans de l'hypochlorite de sodium 1% pendant 4 mn. Au cours de la période de trempage, le mélange est agité de temps en temps avec une spatule de séparation pour favoriser l'immersion des grains de sorgho. A l'issue du temps de désinfection, les grains sont rincés trois fois à l'eau stérile et séchés en conditions aseptiques sous la hotte à flux laminaire pendant 24 h.

7.2.2.2. Préparation de l'inoculum

Pour optimiser la production conidienne de *P. sorghina*, 10 grains de sorgho de l'échantillon 1617So10 désinfectés à l'hypochlorite de sodium à 1% pendant 4 mn sont introduits dans dix

(10) tubes à essai contenant 10 ml de gélose à 1%. Ensuite, un explantat mycélien de chaque isolat testé est prélevé dans la zone de croissance active de la colonie âgée de cinq (5) jours, et déposé à proximité de chaque grain à l'aide d'une aiguille incurvée. Les tubes à essai sont incubés pendant 10 jours à 22°C sous 12 h de lumière blanche alternée avec 12 h d'obscurité. Les pycnides développées dans les tubes sont râpées à l'aide d'une spatule transférées dans un tube à essai de 10 ml contenant 3 ml d'eau stérile. L'amas de pycnides est écrasé dans l'eau et le mélange est homogénéisé à l'agitateur vortex. Après cette phase de dispersion des conidies, le mélange est filtré à l'aide de papier filtre et la concentration conidienne est ajustée à 10^6 conidies/ml en utilisant la cellule de Malassez.

7.2.2.3. Préparation du substrat sableux

Le substrat utilisé est du sable fin et blanc prélevé dans la carrière de Kôrô située à 13 km de Bobo-Dioulasso sur l'axe Bobo-Dioulasso-Ouagadougou. Le sable a été stérilisé à la vapeur à une température de 90°C pendant 3 à 4 h. Après refroidissement, il est réparti à raison de 800 ml de sable par assiette de 13 cm de diamètre et 6,5 cm de profondeur. La surface de chaque assiette est bien nivelée et des poquets de 1 cm de profondeur sont réalisés dans le sable préalablement humidifié. Au total, 25 poquets sont réalisés par assiette. Ces poquets sont disposés en cercles concentriques.

7.2.2.4. Dispositif expérimental

Le dispositif expérimental est une randomisation simple comportant 13 traitements. Pour chaque traitement, 100 grains de sorgho de la variété 1617So10 sont utilisés et chaque traitement est répété 4 fois.

7.2.2.5. Ensemencement et inoculation

Un grain de sorgho est introduit dans chaque poquet et une goutte de 20 μ l de la suspension conidienne de l'inoculum est déposée sur chaque grain à l'aide d'une micropipette. Les poquets sont refermés et les assiettes sont recouvertes de sachet plastique, en vue de limiter l'évaporation et conserver la chaleur. Les assiettes sont découvertes après le début de l'émergence. L'eau est apportée 24 h après semis et les plantes sont arrosées au besoin. L'incubation se fait pendant 10 jours dans les conditions ambiantes du laboratoire à des températures variant entre 28 et 33°C.

7.2.2.6. Evaluation

L'évaluation a consisté à dénombrer les plantes de sorgho vivantes et mortes dix (10) jours après semis (JAS). Le pourcentage de plantes vivantes et mortes est ensuite calculé. La hauteur (cm) et le poids (cg) de cinq (5) plantes bien développées par répétition sont évalués à 10 JAS pour la hauteur et à 15 JAS pour le poids.

7.2.2.7. Analyse des données et présentation des résultats

Les données obtenues ont été enregistrées dans le logiciel Microsoft Excel puis, une analyse de variance est faite à l'aide du logiciel SPSS 11.0. Lorsque l'analyse de variance révèle des différences significatives entre les traitements, les moyennes sont rangées selon la classification multiple de Student-Newman et Keuls au seuil de 5%. Les résultats sont présentés sous forme de graphiques et photographies.

7.3. Résultats et discussion

7.3.1. Résultats

7.3.1.1. Effets de *Phoma sorghina* sur la levée des plantes de sorgho

L'analyse de variance montre des différences hautement significatives entre les traitements (Annexe 6). Les isolats 1Dh08-01(3) et 474So07-40 réduisent significativement la levée des plantes de sorgho par rapport au témoin. Ils semblent plus agressifs dans nos conditions d'expérience. Les autres isolats de *P. sorghina* n'ont pas d'effets repressifs sur l'émergence des plantes de sorgho. Certains isolats auraient même tendance à améliorer le taux d'émergence des plantes de sorgho (Figure 9).

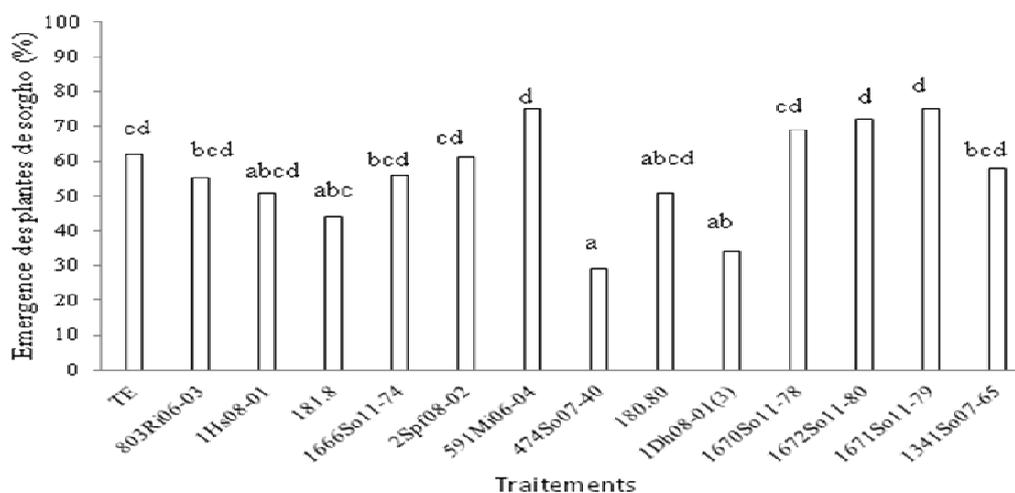


Figure 9: Effets des isolats de *Phoma sorghina* sur l'émergence des plantes de sorgho issues de grains inoculés à 10 jours après semis.

7.3.1.2. Effet de *Phoma sorghina* sur la mortalité des plantes de sorgho issues de grains inoculés

L'analyse de variance se rapportant au pourcentage de plantes mortes après émergence présente des différences hautement significatives entre les traitements (Annexe 7). La mortalité des plantes obtenues à partir de grains inoculés par *P. sorghina* est relativement basse. Seuls les isolats 2Spf08-02 et 1341So07-65 présentent un nombre de plantes mortes après émergence significativement différent de celui enregistré au niveau du témoin (Figure 10).

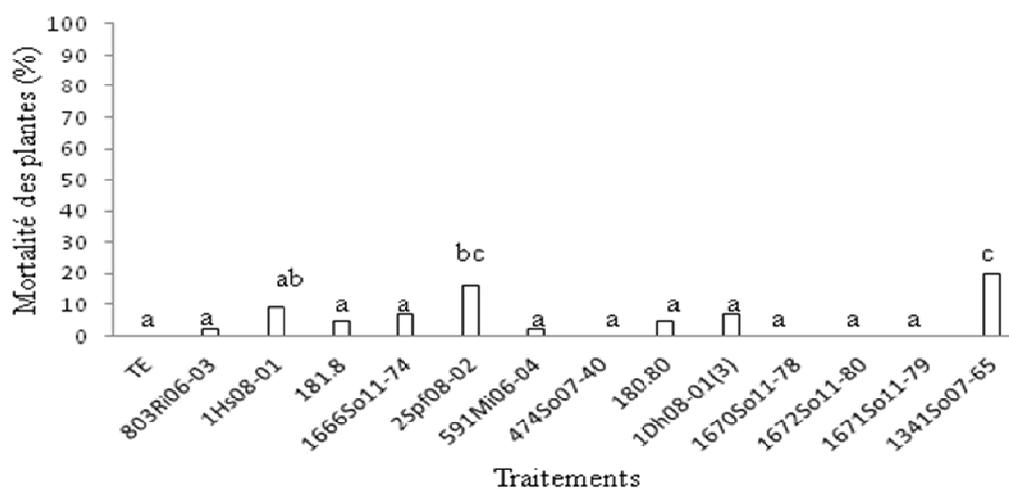


Figure 10: Effets des isolats de *Phoma sorghina* sur la mortalité post-émergence des plantules de sorgho à 15 jours après semis.

7.3.1.3. Effet des isolats de *Phoma sorghina* sur le poids des plantes issues de grains infectés

L'analyse de variance indique des différences hautement significatives entre les traitements (Annexe 8). D'une manière générale, tous les isolats testés réduisent significativement le poids frais des plantes de sorgho comparativement au témoin eau. Les isolats 474So07-40 et 1Dh08-01(3) semblent affecter négativement le développement des plantes. Ces isolats se distinguent nettement de l'isolat de référence 180.80 (Figure 11).

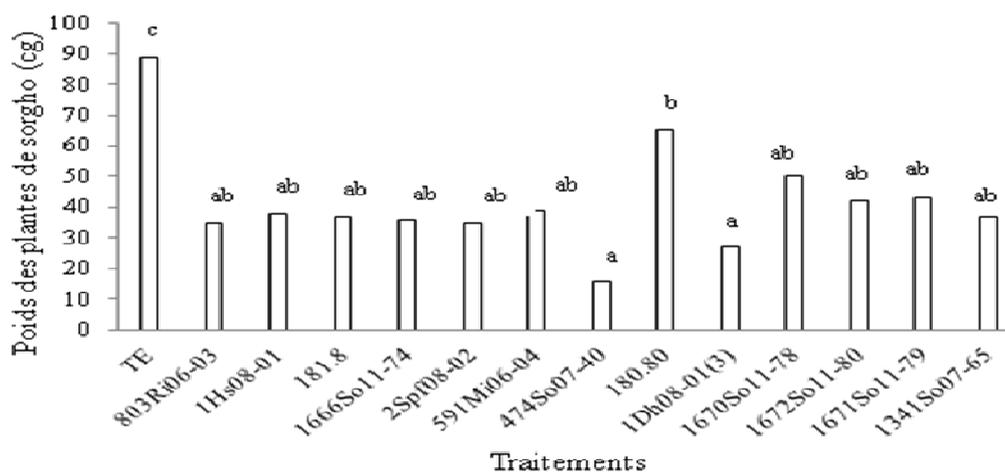


Figure 11: Effets des isolats *Phoma sorghina* sur la biomasse des plantes de sorgho à 15 jours après semis.

7.3.1.4. Effets de *P. sorghina* sur la hauteur des plantes de sorgho obtenues à partir des grains inoculés

Une analyse de variance sur la hauteur moyenne des plantes révèle des différences hautement significatives entre les traitements (Annexe 9). Excepté les isolats 1670So11-78, 1672So11-80 et 1671So11-79, les autres isolats réduisent de manière significative la hauteur des plantes comparativement au témoin eau. Les isolats 474So07-40 et 1Dh08-01(3) réduisent significativement la hauteur des plantes et apparaissent comme les isolats les plus agressifs (Figure 12).

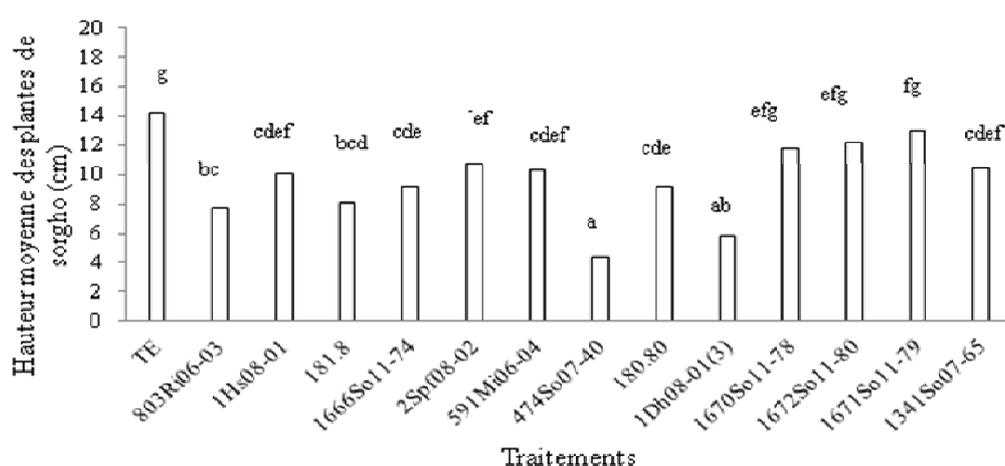


Figure 12 : Effets des isolats de *P. sorghina* sur la hauteur des plantes de sorgho issues de grains inoculés.

7.3.2. Discussion

Phoma sorghina est un des agents de moisissure du sorgho. L'étude du pouvoir pathogène de 13 isolats bien caractérisés de *P. sorghina* sur la levée des plantes de sorgho indique que les isolats 474So07-40 et 1Dh08-01(3) sont les plus agressifs que les autres isolats testés. Ils occasionnent une diminution significative du pourcentage de plantes levées comparativement au témoin eau. En effet, les agents de moisissures des grains de sorgho peuvent être à l'origine de perte de la viabilité des grains de sorgho (Castor et Frederiksen, 1980 ; Gopinath et Shetty, 1980 ; Williams et Rao, 1984 ; Zida *et al.*, 2010). *P. sorghina* n'est pas seulement responsable de manque à la levée, il est aussi impliqué dans la mortalité post émergence au niveau du sorgho et d'autres espèces végétales (Punithalingam, 1985). Dans nos conditions d'expérimentation, nous avons observé des mortalités post-émergence pour tous les isolats, excepté les isolats 474So07-40, 1670So11-78, 1671So11-79 et 1672So11-80. La mesure du poids de 5 meilleures plantes, obtenue à partir de grains artificiellement inoculés par une suspension conidienne de *P. sorghina* révèle que, les capacités de synthèse de la matière sèche des plantes issues de grains inoculés par *P. sorghina* sont relativement inférieures à celles obtenues à partir des grains non inoculés. Ce qui se traduit par une réduction significative du poids des plantes inoculées par *P. sorghina* par rapport aux plantes non inoculées. L'infection par *P. sorghina* affecte également la croissance en hauteur des plantes. Les résultats de notre expérience attestent pour l'ensemble des isolats employés une baisse significative de la taille des plantes issues de grains inoculés par *P. sorghina* comparativement au témoin ; excepté les isolats 1670So11-78, 1672So11-80 et 1679So11-79. A ce niveau également, l'isolat 474So07-40 se montre plus agressif par rapport à l'ensemble des isolats de *P. sorghina* utilisés pour l'expérimentation. Venkatasubbaiah *et al.* (1992) ont montré que les phytotoxines telles que epoxydon et diphenylether secrétées par *P. sorghina* inhibent l'élongation de la racine du sorgho à 1000 microgrammes par boîte de Petri par comparaison avec le témoin eau. La réduction du développement de la racine pourrait affecter la capacité d'absorption de la plante entraînant ainsi un problème de développement normal de la plante.

7.4. Conclusion partielle

L'étude de la variabilité du pouvoir pathogène des isolats de *P. sorghina* indique clairement l'existence d'une diversité pathogénique au sein des isolats. Les isolats provenant du sorgho (474So07-40 et 1341So07-65) et l'isolat issu de la mauvaise herbe (1Dh08-01(3)) sont plus agressifs. L'appartenance à une même classe, l'origine végétale et la provenance de l'isolat n'ont aucune influence sur l'agressivité des isolats de *P. sorghina*. Cette étude, tout comme la précédente, atteste de la grande diversité au sein des populations de *P. sorghina* d'origines géographiques et biologiques diverses.

Dans les deux chapitres précédents, nos résultats ont montré clairement le rôle joué par *P. sorghina* sur l'inhibition de la germination, la réduction du taux d'émergence et la vigueur des plantes de sorgho en termes de hauteur et de biomasse aérienne. Il est également démontré que tous les isolats, quelles que soient leurs origines, sont virulents sur le sorgho avec des niveaux d'agressivité variables. L'analyse des racines et des organes aériens des plantes issues des grains inoculés avec les isolats de *P. sorghina* révèle que ce champignon est transmis des grains aux plantes.

L'étude de la variabilité de 13 isolats de *P. sorghina*, montre encore, si besoin était, une grande diversité au sein des populations de ce champignon. Fort de ces résultats, nous nous sommes proposé de rechercher des méthodes de lutte alternatives contre *P. sorghina* qui soient accessibles aux producteurs et inoffensives vis-à-vis de l'homme, des animaux et de l'environnement

Quatrième partie :

Recherche de méthodes de lutte alternatives à la lutte chimique contre *Phoma sorghina*

Chapitre 8: Efficacité des extraits aqueux de plantes en traitement de semences en fonction des taux d'infection par *Phoma sorghina* et sa localisation dans les grains de sorgho.

Résumé

La localisation de *Phoma sorghina* dans les différentes parties du grain de sorgho et l'efficacité des extraits aqueux de plantes contre cette espèce en fonction de sa localisation sur le grain ont été étudiées par la méthode du papier buvard humidifié. L'examen des différentes parties du grain de sorgho à la loupe indique la présence de *P. sorghina* dans toutes les parties du grain de sorgho. L'étude des relations entre l'infection des différentes parties du grain de sorgho par *P. sorghina*, montre qu'il ya une corrélation positive entre l'infection du péricarpe et les autres parties du grain. Ainsi, les résultats obtenus révèlent que 63% de l'infection de l'albumen par *P. sorghina* est expliqué par l'infection du péricarpe et que 58% de l'infection de l'embryon est expliqué par celui de l'albumen. L'utilisation des extraits aqueux de plantes en traitement de semences permet de réduire significativement le taux d'infection par *P. sorghina* dans toutes les parties du grain de sorgho.

Mots clés : *Phoma sorghina*, localisation, grain de sorgho, extrait aqueux, efficacité.

Abstract

The location of *P. sorghina* on the different parts of sorghum seed and the efficacy of plant aqueous extract of *C. citratus* and *A. indica* were studied using blotter method. The identification of different parts of sorghum seed under a compound microscope shows that *P. sorghina* is present on all the parts of sorghum seed. There is a positive correlation between the infection of pericarp and the other parts of sorghum seed. The results reveal that 63% of endosperm infection by *P. sorghina* is explained by the infection of pericarp and 58% of embryo infection by *P. sorghina* is explained by the infection of pericarp and endosperm. The use of plant aqueous extracts in seed treatment lowers the infection rate of *P. sorghina* in all the components of sorghum seed. In comparison with the fungicide calthio C, plant aqueous extracts of lemon grass and *A. indica* have a tendency to lower the infection rate of *P. sorghina*.

Key words: *Phoma sorghina*, location, sorghum seed, aqueous extracts, efficacy.

8.1. Introduction

Les agents pathogènes portés et transmis par la semence ont des conséquences dévastatrices sur les productions végétales si elles ne sont pas protégées. Le traitement des semences aide à la protection des plantes en favorisant le bon établissement de cultures en vue de l'obtention de meilleurs rendements. Il est l'utilisation et l'application d'agents biologiques, physiques et chimiques ainsi que les procédés appliqués aux semences qui procurent une protection des semences et des plants et améliorent l'établissement de cultures saines (FIS, 1999). Au Burkina Faso, les fongicides chimiques sont utilisés pour la protection des semences et des plantes contre les agressions des agents pathogènes. Le sorgho est la principale céréale produite au Burkina Faso. Sa culture est confrontée à des difficultés de divers ordres dont l'existence d'un nombre important d'agents pathogènes pouvant se développer sur la plante (DGPER/MAHRH, 2010).

Phoma sorghina est un des agents pathogènes les plus fréquemment rencontrés sur les semences de sorgho produites par les producteurs au Burkina Faso (Somda *et al.*, 2007 ; Bonzi, 2007 et Zida *et al.*, 2008). Il fait partie du complexe de champignons responsables des moisissures des grains de sorgho. Pour lutter contre ce champignon, Bonzi *et al.* (2012) ont montré que les extraits aqueux de plantes de *C. citratus* (DC) Stapf. et *A. indica* A. Juss. sont efficaces en traitement de semences contre *P. sorghina* et *C. graminicola* (Ces.) Wilson. Cependant, l'évaluation de la mycoflore sur les plantes de sorgho issues de grains traités avec ces extraits révèle la présence de *P. sorghina* et d'autres champignons sur les organes végétatifs (feuilles, tiges et les racines). Ce résultat pose un problème quant à la localisation de l'infection de certains champignons notamment *P. sorghina*. Pour apporter une réponse scientifique à ce problème, nous avons entrepris de rechercher *P. sorghina* dans les différentes parties du grain de sorgho traité et non traité.

8.2. Matériel et Méthodes

8.2.1. Matériel

8.2.1.1. Echantillons de semences de sorgho

Les échantillons de semences ont été identifiés en fonction de leurs niveaux d'infection par *Phoma sorghina*. Ce sont les échantillons de semences de la variété locale 1341So07 manifestant trois niveaux d'infection qui sont 20%, 50% et 70%, l'échantillon de semence de la variété ICSV1001 avec un taux d'infection de 15% et l'échantillon de semence de la variété Sarioso 02 infectée à 35%.

8.2.1.2. Espèces végétales testées

Les extraits aqueux de deux espèces végétales ont été testés. Ces espèces sont :

8.2.1.2.1. Citronnelle

La citronnelle (*Cymbopogon citratus* (D.C.) Stapf.) est une *Poaceae* aromatique. C'est une herbe vivace à feuilles linéaires vert clair, longuement effilées, pubescentes, sans ramification avec une odeur de citron (Photo 18). Elle est cultivée pour ses propriétés médicinales et est aussi utilisée en cosmétique et en parfumerie (Okezie et Agyakwa, 1987).

8.2.1.2.2. Neem

Le neem (*Azadirachta indica* A. Juss.) est un arbre de la famille des *Meliaceae*. Il a une taille comprise entre 5–15 m à cime arrondie, avec des feuilles composées toujours vertes (Photo 19). C'est une plante qui a des propriétés médicinales insecticides (Arbonnier, 2002).



Photo 18

Photo : J. M. Michaud



Photo 19

Photo S. Bonzi

Photo 18: Plante de *Cymbopogon citratus* (Citronnelle)

Photo 19: Feuille et fleur de *Azadirachta indica* (Neem)

8.2.1.3. Fongicide chimique

Le fongicide utilisé est le Calthio C. C'est un produit à propriétés fongicides et insecticides composé de 25% de Chlorpyrifos-éthyl et 25% de Thirame. Il est sous forme de poudre de couleur verte et est utilisé à la dose de 20 g pour 5 Kg de semences.

8.2.2. Méthodes

8.2.2.1. Traitement des semences

8.2.2.1.1 Cas du témoin eau

Un lot de cent dix (100) grains représentatifs de chaque échantillon de semences est prélevé à l'aide d'un diviseur conique. Ces grains sont trempés séparément pendant 24 h dans des boîtes de Petri contenant 8 ml d'eau stérile, de sorte qu'ils ne soient pas complètement immergés. Ils sont ensuite incubés pendant 24 h à la température ambiante du laboratoire (28-32°C) en vue de faciliter la séparation des différentes parties des grains.

8.2.2.1.2. Cas du fongicide insecticide

L'échantillonnage de cent (100) grains est effectué comme précédemment décrit. Ces cent (100) grains sont pesés à l'aide d'une balance électronique de précision. En fonction du poids, la quantité adéquate du fongicide insecticide est déterminée. Les grains sont ensuite enrobés avec le Calthio C et incubés sur du papier buvard humidifié avec de l'eau stérile pendant 24 h à la température ambiante du laboratoire (28-32°C).

8.2.2.1.3. Cas des extraits aqueux

Les feuilles de citronnelle séchées à l'ombre sont fournies par le laboratoire Phytofla de Banfora. Les feuilles sont ensuite découpées en petits morceaux puis réduites en poudre à l'aide d'un broyeur. Trente (30) grammes de poudre de citronnelle sont mis en macération dans 100 ml d'eau. Le mélange est gardé pendant 24 h à la température ambiante du laboratoire (28–32°C). A la fin du temps de macération, l'extrait est obtenu par pressage puis filtrage à travers un tissu fin. Cet extrait est stérilisé à l'autoclave à 120°C pendant 30 mn pour détruire tous les micro-organismes.

L'extrait du Neem utilisé a été fourni par l'IRSAT, Ouagadougou. Cet extrait est obtenu après extraction dans de l'éthanol à 75% et 25% d'eau. Il est dilué à 10% pour les besoins de notre étude.

Après l'échantillonnage de 100 grains, ces derniers sont introduits séparément dans des tubes à essai préalablement stérilisés. Cinq (5) ml d'extrait aqueux sont introduits dans chaque tube

et incubés pendant 24 h à la température ambiante du laboratoire. Les grains sont ensuite transférés dans des boîtes de Pétri contenant du papier buvard humidifié. Ces boîtes sont ensuite déposées à l'obscurité dans les conditions de température du laboratoire.

8.2.2.2. Dissection des grains de sorgho et incubation des différentes parties

Après 24 heures d'incubation dans les conditions de laboratoire, les différentes parties du grain à savoir le tégument, l'albumen et l'embryon sont séparées à l'aide d'un scalpel et d'une pince. Avant de passer d'une partie à une autre, les outils sont stérilisés à l'alcool puis à la flamme. Chaque partie du grain est déposée dans une boîte de Petri contenant trois disques de papier buvard humidifiés. Les fragments de cinq grains sont disposés dans une même boîte de Petri. Les boîtes de Petri contenant les fragments sont incubées sous 12 h de lumière proche U. V. alternée avec 12 h d'obscurité pendant 7 jours à 22°C.

8.2.2.3. Evaluation, analyse des données et expression des résultats

A issue de la période d'incubation, les différentes parties du grain sont observées au microscope stéréoscopique et au microscope optique pour identifier les différents champignons et particulièrement *P. sorghina*. Pour chaque organe, les initiales des noms des champignons identifiés sont notées à gauche de chaque partie du grain de sorgho. Les données obtenues sont enregistrées dans les fiches d'évaluations.

L'analyse de variance et les tests de corrélations de Pearson sont effectués avec le logiciel SPSS 11.0. Les résultats sont consignés dans des tableaux ou illustrés par des graphiques.

8.3. Résultats et discussion

8.3.1. Résultats

8.3.1.1 Effet des extraits aqueux sur l'incidence de *Phoma sorghina* dans les différentes parties des grains de sorgho naturellement infectés.

L'analyse de variance montre des différences hautement significatives entre les traitements quel que soit l'échantillon de semences testé. D'une manière générale, il ressort de l'examen du tableau 25 que plus le taux d'infection de l'échantillon est élevé plus le champignon est présent dans les différentes parties du grain de sorgho. Quel que soit le niveau d'infection des semences, les téguments apparaissent plus infectés que les autres parties des grains non traités (Témoin eau) (Tableau 26). Au niveau de ce traitement, l'embryon et l'albumen présentent statistiquement les mêmes taux d'infection même si l'albumen semble le plus infecté. Comparativement au témoin eau, le fongicide contrôle efficacement l'infection des trois

parties des grains par *P. sorghina* au niveau de tous les échantillons de semences testés (Tableau 25). Les effets des extraits aqueux de citronnelle et de neem sont plus perceptibles au niveau des échantillons de semences manifestant des taux élevés d'infection par *P. sorghina* (50 et 70%). En effet, ces extraits réduisent fortement les taux d'infection des trois parties du grain traités. Ces extraits sont aussi efficaces que le fongicide quelle que soit la localisation de *P. sorghina* dans les grains (Tableau 25).

Tableau 25 : Efficacité des extraits aqueux de plantes en traitement de semences de sorgho naturellement infectées par *Phoma sorghina*

Traitements	Incidence de <i>Phoma sorghina</i> dans les différentes parties des grains en fonction des niveaux d'infection														
	T 15%	A 15%	E 15%	T 20%	A 20%	E 20%	T 35%	A 35%	E 35%	T 50%	A 50%	E 50%	T 70%	A 70%	E 70%
Témoin eau	4,75b	4,5b	1,00	4,25b	1,50	0,50	9,50b	3,50b	1,50	15,25c	8,50c	5,75c	17,75b	14,00b	9,75b
Témoin fongicide	0,25a	0,5a	0,25	1,25a	1,00	0,25	1,25a	1,25a	0,25	8,75b	4,75b	2,25b	8,75a	5,75ab	2,75a
<i>C. citratus</i>	0,00a	0,00a	0,25	0,00	0,00	0,00	0,00a	0,00a	0,00	2,50a	0,5a	0,00a	6,75a	4,75ab	0,75a
<i>A. indica</i>	1,00a	0,75a	0,00	1,00	0,00	0,00	1,75	1,00a	1	4,25ab	2,75ab	0,5a	7,25a	2,25a	0,75a
Valeur de F	15,09	19,04	2,51	16,94	2,45	0,73	24,46	7,61	2,33	13,24	14,74	30,95	10,71	4,17	7,89
Probabilité	0,000	0,000	0,10	0,000	0,11	0,55	0,000	0,004	0,12	0,000	0,000	0,000	0,001	0,03	0,004
Signification	HS	HS	NS	HS	NS	NS	HS	HS	NS	HS	HS	HS	HS	S	HS

T 15% : Tégument des grains de l'échantillon de sorgho infecté à 15% par *Phoma sorghina* ; A% : Albumen des grains de l'échantillon de sorgho infecté à 15% par *P. sorghina* ; E 15% : Embryon des grains de l'échantillon de sorgho infecté à 15% par *P. sorghina* ; idem pour les autres. HS : Hautement significatif ; NS : Non significatif ; S : Significatif. Les moyennes suivies par la même lettre dans une même ne sont pas significativement différent au seuil de 5% selon la classification multiple de Student-Newman et Keuls.

Tableau 26: Effet des extraits aqueux sur l'incidence de *Phoma sorghina* dans les différentes parties du grain de la variété locale 1341 So07, des variétés ICSV1001 et Sariaso 02.

Traitements	Echantillons de semences de sorgho naturellement infectées				
	ICSV 1001 15%	1341 So07 20%	Sariaso 02 35%	1341 So07 50%	1341 So07 70%
Tégument/témoin eau	4,75b	4,25c	9,5c	12,5f	17,75g
Albumen/témoin eau	0,25a	1,5ab	1,25a	8,5e	14fg
Embryon/témoin eau	0a	0,5a	0a	6cde	9,75ef
Tégument/témoin fongicide	0,25a	1,25ab	1,75ab	8,25de	8,75def
Albumen/témoin fongicide	1a	1ab	1a	4,25abcd	5,75abcde
Embryon/témoin fongicide	4,5b	0,25a	3,5b	1,25ab	2,75abcd
Tégument/ <i>C. citratus</i>	0,5a	0a	1,25a	2,75abc	6,75abcde
Albumen/ <i>C. citratus</i>	0a	0a	0a	0,25a	4,75abcde
Embryon/ <i>C. citratus</i>	0,75a	0a	1a	1a	0,75a
Tégument/ <i>A. indica</i>	0,75a	1ab	1a	3,5abc	7,25bcde
Albumen/ <i>A. indica</i>	1a	0a	1,5a	2,5abc	2,25abc
Embryon/ <i>A. indica</i>	0,25a	0a	0,25a	2,75abc	0,75a
Valeur de F	11,33	8,78	16,63	17,06	7,43
Probabilité	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Signification	HS	HS	HS	HS	HS

HS : Hautement significatif. Les moyennes suivies de la même lettre dans la même colonne, ne sont pas significativement différentes au seuil de 5% selon la classification multiple de Student-Newman et Keuls.

8.3.1.2. Corrélations entre les taux d'infection par *Phoma sorghina* des différentes parties du grain de sorgho

L'analyse des données montre qu'il existe une forte corrélation entre les taux d'infection du tégument et les deux autres parties du grain par *P. sorghina* (Albumen, $r = 0,794$, $p = 0,000$; Embryon $r = 0,763$, $p = 0,000$). En outre, la présence de *P. sorghina* dans l'albumen est fortement corrélée avec l'infection de l'embryon ($r = 0,759$, $p = 0,000$). Au niveau de chaque partie du grain, l'analyse montre une corrélation positive et significative entre les taux d'infection. Par exemple, l'infection du tégument est modérément corrélée à l'infection du tégument et les courbes de corrélations entre les taux d'infection des différentes parties des grains de sorgho (tégument, albumen et embryon) par *P. sorghina* montrent des coefficients de détermination R^2 variant de 0,58 à 0,63 (Figures 13, 14 et 15). Au regard de la figure 13, il ressort que 63% de l'infection de l'albumen est expliquée par l'infection du tégument, alors que 58% de l'infection de l'embryon est expliquée par l'infection du tégument (figure 14). Il en est de même pour l'albumen dont 58% de l'infection est expliquée par l'infection de l'embryon (Figure 15).

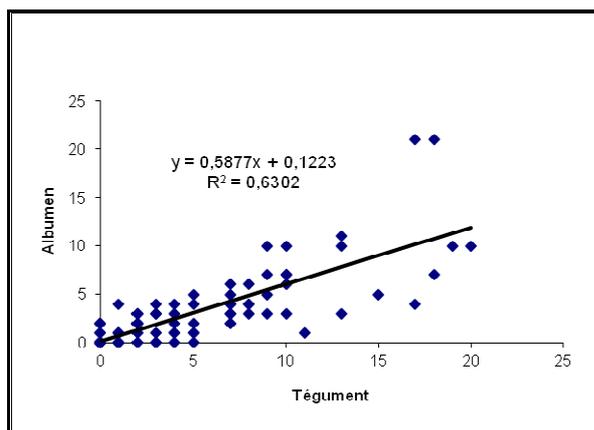


Figure 13: Courbe de corrélation entre les taux d'infection du tégument et de l'albumen par *P. sorghina*

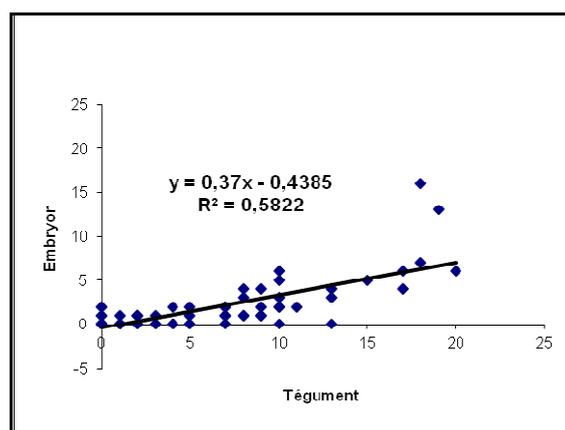


Figure 14: Courbe de corrélation entre les taux d'infection du tégument et de l'embryon par *P. sorghina*

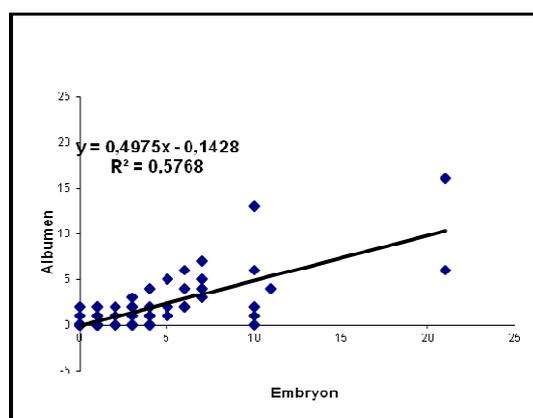


Figure 15: Courbe de corrélation entre les taux d'infection de l'embryon et de l'albumen par *P. sorghina*

8.3.2. Discussion

Les résultats de l'analyse de variance montrent que *Phoma sorghina* peut infecter toutes les parties du grain de sorgho. Des résultats analogues ont été obtenus par Mathur *et al.* (1975) qui ont indiqué la présence de *Fusarium moniliforme* dans toutes les parties du grain de sorgho. L'infection par *P. sorghina* baisse progressivement des téguments, à l'albumen puis à l'embryon pour tous les lots de semences et quels que soient les traitements. Ce phénomène peut s'expliquer par le fait que l'infection commencerait au niveau du tégument et progresserait vers les autres parties du grain de sorgho qui sont plus en profondeur. Des résultats similaires ont été obtenus par Adam (1995) qui a travaillé sur la localisation de *Macrophomina phaseolina* sur les graines de niébé. Il a aussi constaté que l'infection du

champignon est plus élevée sur les téguments que sur les cotylédons et l'embryon. Kulwant *et al.* (1993) en faisant une étude histopathologique de *Ascochyta fabae* f. sp. *lentis* dans les grains de lentille révèlent que l'infection commence dans la région du hilum puis s'étend au cotylédon et à l'embryon.

L'étude des relations entre les taux d'infection des différentes parties du grain de sorgho souligne l'existence d'une corrélation significative et positive entre les taux d'infection de l'embryon, de l'albumen et celui du tégument par *P. sorghina*. Il ressort en effet qu'une infection du tégument par ce champignon présage de la présence du champignon dans l'albumen et l'embryon.

L'examen des différentes parties du grain après traitement avec les extraits montre que les extraits de *Cymbopogon citratus* et de *Azadirachta indica* sont efficaces dans la réduction du taux d'infection des différentes parties des grains par *P. sorghina*. En effet les travaux de Bonzi (2007) ont également montré que les extraits de *C. citratus* et *A. indica* sont efficaces contre *P. sorghina* en traitement de semences.

Les extraits aqueux de plantes sont aussi efficaces que le fongicide aux taux d'infection de 50 et 70%. Ces extraits tendent à diminuer le taux d'infection par *P. sorghina* dans les différentes parties du grain de sorgho. Cela pourrait s'expliquer par le fait que les extraits aqueux étaient sous forme liquide, les composés peuvent être bien absorbés par les grains. De ce fait, ils permettent de contrôler les champignons localisés à la surface et sur les autres parties couvertes par le tégument.

8.4. Conclusion partielle

Les études expérimentales portant sur les effets des extraits aqueux de *C. citratus* et de *A. indica* sur *P. sorghina* en fonction des taux d'infection et de la localisation sur le grain de sorgho ont mis en exergue que *P. sorghina* infecte toutes les parties du grain de sorgho. Les extraits aqueux du neem et de la citronnelle et le fongicide Calthio C réduisent significativement le taux d'infection dans les différentes parties du grain. L'extrait aqueux de la citronnelle semble plus intéressant que le neem dans la réduction du taux d'infection par *P. sorghina* des différentes parties des grains. Au regard des résultats fort appréciables obtenus avec l'extrait aqueux de citronnelle, des études en station devraient être entreprises afin de vérifier l'efficacité de cet extrait au champ.

Chapitre 9: Efficacité de l'extrait aqueux de citronnelle sur le développement des plantes de sorgho et la protection des grains en conditions naturelles au champ contre *Phoma sorghina*.

Résumé

L'effet de l'extrait aqueux de *Cymbopogon citratus* sur la levée des plantes de sorgho et son efficacité contre la transmission de *P. sorghina* aux plantes issues de grains traités ont été évalués au champ au cours de trois (03) années consécutives 2008, 2009 et 2010. Nous avons également évalué l'effet de la protection des panicules de sorgho avant épiaison sur la réduction de l'infection par *P. sorghina*. Il a été établi que l'extrait aqueux de *C. citratus* n'a pas d'effets repressifs sur le taux de germination des grains de sorgho comparativement aux différents témoins eau et fongicide. L'évaluation de la mycoflore sur les organes végétatifs montre que *P. sorghina* est transmis aux organes aériens des plantes de sorgho quel que soit le traitement. L'extrait de *C. citratus* réduit significativement la transmission de *P. sorghina* aux grains obtenus à partir de plantes issues de semences traitées en comparaison avec les témoins. La protection des panicules de sorgho avant l'épiaison permet de limiter l'infection des grains par *P. sorghina* en comparaison avec les panicules non protégées.

Mots clés : extraits aqueux, levée, transmission, *Phoma sorghina*, panicules protégées, citronnelle.

Abstract

Effect of aqueous extract of *Cymbopogon citratus* on sorghum seed germination and its efficacy against *P. sorghina* transmission to sorghum vegetative organs and seed were studied in field conditions in 2008, 2009 and 2010. During these years, we also examined the effect of panicle protection on *P. sorghina* infection reduction. The aqueous extract of *C. citratus* lower sorghum seed germination compared to untreated seed, seed treated with water and those treated with fungicide. *P. sorghina* is transmitted to the whole vegetative organs and seed of all the treatments. However, the aqueous extract of *C. citratus* significantly reduces the transmission of *P. sorghina* compared to untreated seeds, to seed treated with water and those treated with fungicide. The protection of sorghum panicles before flowering limits the infection by *P. sorghina* compared to the panicles not protected.

Key words: Aqueous extracts, germination, transmission, *Phoma sorghina*, protected panicle.

9.1. Introduction

Les champignons portés et transmis par les semences de sorgho sont à l'origine de différents dommages sur les grains dans les entrepôts (décoloration, pourriture, destruction l'embryon...) et au champ (manque à la levée, mortalité post émergence, anomalies diverses sur la plantes entraînant des pertes de rendement).

Phoma sorghina, un des champignons responsables des moisissures, est fréquemment rencontré sur les semences de sorgho et d'autres céréales cultivées au Burkina Faso (Somda *et al.*, 2007 ; Bonzi, 2007 ; Zida *et al.*, 2008a). Ce champignon sécrète une mycotoxine appelée acide ténuazonique qui est à l'origine de l'hémorragie du rhinopharynx (Boiron, 2006). Une maladie appelée onyalai serait due à une toxine non encore identifiée et produite par *P. sorghina*. Cette maladie se manifeste par la formation de boutons remplis de sang dans la bouche et les narines (Rabie *et al.*, 1975). La présence de *P. sorghina* sur les grains de sorgho destinés à la consommation pourrait engendrer un problème de santé publique (Majumder *et al.*, 1997; Galvano *et al.*, 2001). Par conséquent, la forte prévalence de *P. sorghina* dans les grains de sorgho qui sont consommés sous forme de purée (tô) ou de boisson non alcoolisées et alcoolisées (dolo) pourrait engendrer des problèmes de santé au Burkina Faso. Ainsi, des mesures efficaces de lutte contre ce champignon doivent-elles être développées pour limiter ses effets sur la santé des populations.

Le traitement des semences constitue un moyen efficace de lutte contre les champignons (FIS, 1999 ; 2000 et Bonzi *et al.*, 2012). Il implique des moyens physiques, chimiques et biologiques. Au nombre des techniques mises en œuvre, le traitement avec les pesticides chimiques est largement utilisé à 60%. L'usage des produits chimiques a des conséquences sur la santé humaine, animale et sur l'environnement (Harris *et al.* 2001; Dukic *et al.* 2004). Par ailleurs, il augmente considérablement les charges d'exploitation de l'agriculteur. Au regard des effets négatifs liés aux produits synthétiques, le recours à une solution alternative pour résoudre les problèmes pathologiques réside entre autres dans l'utilisation des pesticides dérivés des plantes. L'efficacité des extraits de plantes dans la lutte contre les champignons est bien documentée (Okemo *et al.*, 2003 ; Abdulrahman et Aba, 2005 ; Abdul *et al.*, 2006 ; Satish *et al.*, 2007, Zida *et al.*, 2008b). Au nombre des travaux réalisés dans ce domaine, il ya ceux de Somda *et al.* (2007) qui ont montré l'efficacité des huiles essentielles de *Cymbopogon citratus* sur la croissance mycélienne de *Colletotrichum graminicola* et *P. sorghina*. En traitement de semences, Bonzi *et al.* (2012) ont prouvé que les extraits aqueux de

Cymbopogon citratus, *Portulaca oleracea* et *Azadirachta indica* réduisent les taux d'infection par *C. graminicola* et *P. sorghina* sur les grains de sorgho naturellement infectés.

La présente étude a pour objectif d'évaluer l'efficacité de l'extrait aqueux de la citronnelle (*Cymbopogon citratus*) sur le développement des plantes de sorgho et la protection des grains en condition naturelles au champ contre *P. sorghina*.

9.2. Matériel et méthodes

9.2.1. Matériel et site d'étude

L'échantillon de semences de sorgho 1341 So07 est utilisé pour les tests. C'est une variété locale à péricarpe rouge provenant de la région du Sud-Ouest (Diébougou). Cet échantillon est fortement infecté par *P. sorghina* (99%).

Cymbopogon citratus (D.C.) Stapf. Les caractéristiques de cette plante sont données dans le paragraphe 8.2.1.2.1. du chapitre 8.

Les expérimentations ont été conduites à la station de l'Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles INERA/CRREA-Ouest à Farako-Bâ, située à 15 km de Bobo-Dioulasso sur l'axe Bobo-Banfara à 04°20 de longitude Ouest, 11°06 de latitude et à 405 m d'altitude. Elle est caractérisée par une pluviométrie comprise entre 900 et 1100 mm, une saison des pluies qui dure généralement cinq (05) mois, de Mai à Octobre. Les températures et pluviométries moyennes mensuelles pendant les trois années d'expérimentation (2008,2009 et 2010) sont présentées par la figure 16. Les sols sont de type ferrugineux tropical à texture argilo-sableuse ou sablo-limoneuse en surface. Ils sont pauvres en matière organique (0,7%) et ont un pH compris entre 5 et 5,5.

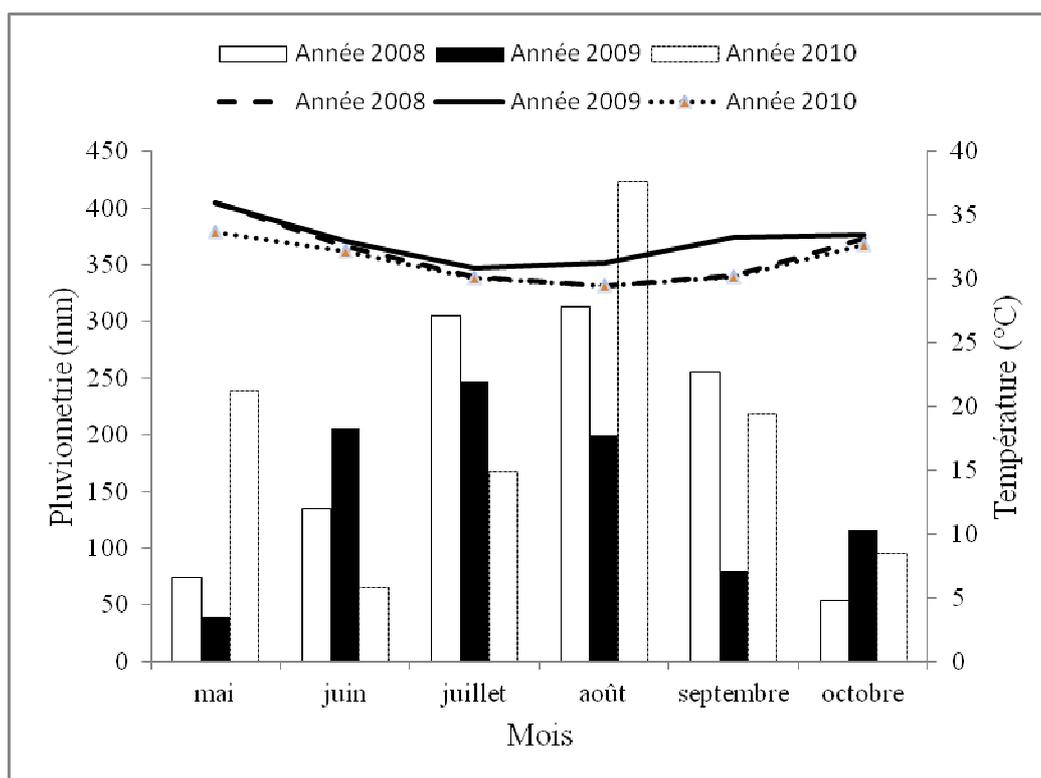


Figure 16 : Pluviométrie et température moyennes mensuelles à la station du CRREA Farakobâ de 2008 à 2010.

9.2.2. Méthodes

9.2.2.1. Préparation des extraits de citronnelle et traitement des semences

Cymbopogon citratus : la poudre des feuilles a été fournie par le laboratoire Phytofla, Région des Cascades (Banfora).

Un extrait à 30% est préparé en laissant macérer 30 g de poudre dans 100 ml d'eau stérile pendant 24 heures à 25°C. A l'issue de la période de macération, l'extrait est obtenu par pressage et filtrage à travers un tissu fin. Sept cent cinquante (750) grains sont trempés dans 30 ml d'extrait dans un pot de 100 ml pendant 24 h à la température ambiante du laboratoire (25-28°C). A l'issue du temps de trempage, les grains sont séchés sous la hotte à flux laminaire pendant 24 heures.

9.2.2.2. Dispositif expérimental

C'est un bloc Fisher comprenant quatre traitements répétés trois fois. Les traitements sont : le témoin absolu (les grains de sorgho n'ont pas fait l'objet d'un traitement), le témoin eau (les grains de sorgho trempés pendant 24 h dans l'eau stérile), le témoin fongicide (les grains de

sorgho enrobés avec le fongicide Calthio C, le traitement avec l'extrait de *C. citratus* (les grains de sorgho trempés pendant 24 h dans l'extrait). La répétition est constituée par une parcelle élémentaire. Chaque parcelle élémentaire à une superficie de 11,52 m² comportant 5 lignes de 10 poquets (Soit 50 poquets par parcelle élémentaire).

9.2.2.3. Préparation du sol, semis et entretien des plantes

Les travaux de préparation du sol ont consisté à un labour à plat suivi d'un hersage. Ensuite un planage manuel est effectué avant le semis. Le semis est fait en ligne avec un écartement de 80 cm entre les lignes et 40 cm entre les poquets. Cinq grains de sorgho sont semés par poquet et ils ont été réalisés les 15 juillet 2008, 17 juillet 2009 et 4 août 2010.

L'entretien des plantes a consisté à un sarclage manuel 14 jours après semis (JAS). L'engrais minéral NPK 14-23-14-6S-1B est appliqué immédiatement après le sarclage à la dose de 100 kg/ ha soit 96 g par parcelle élémentaire. L'urée est apportée à 45 JAS juste avant l'opération de buttage à raison de 50 kg/ ha soit 48 g par parcelle élémentaire. Au stage gonflement, sept (07) panicules sont protégées au moyen d'enveloppes en papier kraft pour éviter qu'elles soient exposées à l'inoculum présent dans l'air. Ces panicules sont identifiées dans les poquets ayant au moins deux plantes.

9.2.2.4. Evaluation

9.2.2.4.1. Evaluation de l'effet des extraits sur la levée et la transmission de *Phoma sorghina* aux organes végétatifs

Elle a consisté à compter le nombre de plantes levées par poquet. Cette observation est pratiquée sur les trois lignes centrales à 10 JAS. Pour l'évaluation de la transmission, dix plantes sont prélevées au hasard sur les trois lignes centrales et disposées séparément dans des enveloppes en papier kraft. Au laboratoire, les racines sont lavées à l'eau du robinet. Des fragments de 1 à 2 cm de chaque organe végétatif sont prélevés et déposés dans des boîtes de Pétri de 90 cm de diamètre contenant trois disques de papier buvard humidifiés. Au total dix fragments sont introduits dans une boîte de Petri. Les boîtes de Petri sont ensuite incubées sous 12 h de lumière proche de l'U. V. alternée avec 12 h d'obscurité. L'évaluation a lieu cinq (5) jours après incubation (JAI) pour les feuilles et sept (7) JAI pour les tiges et les racines.

9.2.2.4.2. Effet des extraits sur la transmission de *P. sorghina* aux grains

A maturité les panicules protégées et les panicules non protégées d'un même poquet sont récoltées et battues séparément. A partir des grains obtenus, un échantillon de travail est

constitué à l'aide du diviseur conique. La mycoflore est évaluée selon la méthode du papier buvard humidifié décrite par Mathur et Kongsdal (2003). Au total 200 grains sont utilisés.

9.2.2.5. Analyse des données et présentation des résultats

Les données sont d'abord enregistrées dans le logiciel Microsoft Excel et analysées à l'aide du logiciel SPSS 11.0. Lorsque l'analyse de variance révèle des différences significatives entre les traitements, les moyennes calculées sont comparées suivant la classification multiple de Student-Newman et Keuls au seuil de 5%.

Les résultats sont présentés sous forme de tableaux.

9.3. Résultats et discussion

9.3.1. Résultats

9.3.1.1. Effet de l'extrait aqueux de *Cymbopogon citratus* sur la levée des grains de sorgho

L'analyse de variance ne montre pas de différences significatives entre les traitements quelle que soit l'année d'expérimentation au champ. Pour l'extrait aqueux de *C. citratus*, nous avons enregistré au cours des années 2009 à 2010 une tendance à la baisse de la levée en comparaison avec les témoins absolu, eau et fongicide (Tableau 27).

Tableau 27: Effet des extraits aqueux de *Cymbopogon citratus* sur la levée des plantes de sorgho à 10 jours après semis

Traitement	Pourcentage de levée des plantes de sorgho		
	Année 2008	Année 2009	Année 2010
Témoin absolu	72	44,66	48
Témoin eau	48,22	44,66	45,33
Témoin fongicide	77,78	44,22	57,33
Extrait <i>C. citratus</i>	48,44	36,66	43,78
Valeur de F	1,89	1,47	2,06
Probabilité	0,20	0,30	0,63
Signification	NS	NS	NS

NS : Non significatif

9.3.1.2. Efficacité de l'extrait aqueux de *C. citratus* sur la transmission de *P. sorghina*

L'analyse des données relevées n'indique pas de différences significatives entre les traitements. Les plantes de sorgho issues des semences traitées avec l'extrait aqueux de *C. citratus* et le fongicide insecticide Calthio C sont infectées à des taux variables par *P. sorghina*. Il ressort cependant de l'analyse du tableau 28 que *P. sorghina* est fréquemment observé sur les feuilles et les tiges par rapport aux racines. L'abondance du champignon sur les organes varie d'une année à une autre quel que soit le traitement.

Tableau 28: Effet de l'extrait aqueux de *Cymbopogon citratus* sur la transmission de *Phoma sorghina* aux organes végétatifs du sorgho.

Traitement	Pourcentage d'organes végétatifs infectés par <i>P. sorghina</i>								
	Année 2008		Année 2009			Année 2010			
	Feuilles	Tiges	Feuilles	Tiges	Racines	Feuilles	Tiges	Racines	
Témoin Absolu	53,3	66,7	66,7	50	10	30	40	10	
Témoin Eau	56,7	83,3	70	30	10	46,7	10	30	
Témoin Fongicide	60	88,8	60	53,3	13,3	73,3	26,7	06,7	
<i>C. citratus</i>	43,3	46,7	80	53,3	13,3	50	06,7	10	
Valeur de F	1,52	0,29	0,29	0,76	0,06	1,35	3,52	0,41	
Probabilité	0,27	0,82	0,81	0,54	0,97	0,32	0,06	0,75	
Signification	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	

NS : non significatif

9.3.1.3. Effet de l'extrait aqueux de *Cymbopogon citratus* sur la transmission de *Phoma sorghina* aux grains de sorgho.

L'analyse de variance des données relevées exprime des différences hautement significatives entre les traitements au niveau des panicules protégées en 2008 et 2010 et les panicules libres en 2009 et 2010. D'une manière générale, la protection des panicules de sorgho à l'exercion paniculaire permet de réduire les niveaux d'infection des grains par *P. sorghina*. Le traitement avec l'extrait aqueux de *C. citratus* a tendance à réduire l'infection par *P. sorghina* par rapport aux témoins eau et fongicide quelle que soit l'année (Tableau 29). Enfin en 2010, l'extrait de *C. citratus* a permis de diminuer significativement le taux d'infection par *P. sorghina* comparativement aux témoins utilisés (Tableau 29).

Tableau 29: Effet des extraits aqueux sur la transmission de *Phoma sorghina* aux grains.

Traitement	Pourcentage d'infection des grains par <i>P. sorghina</i>					
	Année 2008		Année 2009		Année 2010	
	P protégée	P Libre	P protégée	P Libre	P protégée	P Libre
Témoin absolu	39b	67,33	9,5	25c	33,5a	57,66a
Témoin eau	32,5bc	51,53	17,66	34,33bc	37a	47,5a
Témoin fongicide	64,33a	70,5	27,83	45b	18,8b	55,83a
<i>C. citratus</i>	19cd	40,16	11	18,33c	11,17c	30b
Valeur de F	19,74	1,98	2,8	12,34	30,12	7,83
Probabilité	0,000	0,19	0,06	0,03	0,000	0,009
Signification	HS	NS	NS	S	HS	HS

P. protégée : Panicule protégée, P. libre : Panicule libre. HS : Hautement significatif, NS : Non significatif, S : Significatif. Les moyennes suivies par la même lettre dans une même colonne ne sont pas significativement différents au seuil de 5% selon la classification multiple de Student-Newman et Keul.

9.3.1.4. Analyse comparée des taux d'infection par *Phoma sorghina* des panicules protégées et des panicules non protégées (libres)

La protection des panicules avec des enveloppes en papier kraft avant la période d'épiaison limite considérablement l'infection par *P. sorghina*. Une analyse comparée des taux d'infection par *P. sorghina* au niveau des panicules protégées et non protégées montre une tendance à la réduction du taux d'infection au niveau des panicules protégées. En 2010, l'analyse fait une distinction nette entre les deux catégories de panicules par rapport à leurs taux d'infection par *P. sorghina* excepté le traitement avec l'extrait de *C. citratus* où le niveau d'infection par *P. sorghina* ne diffère pas significativement entre les panicules protégées et les panicules non protégées (Tableau 30).

Tableau 30: Effet de l'extrait aqueux de *Cymbopogon citratus* et de la protection des panicules sur la transmission de *Phoma sorghina* aux grains.

Traitements	Pourcentage d'infection des grains par <i>Phoma sorghina</i>		
	Année 2008	Année 2009	Année 2010
Témoin Absolu/P. protégée	39cde	9,5d	35,5c
Témoin eau/P. protégée	32,5de	17,66cd	37bc
Témoin fongicide/P. protégée	64,33abc	27,83bcd	18,83d
<i>C. Citratus</i> /P. protégée	19e	11d	11,17d
Témoin absolu/P. libre	67,33ab	25cd	57,67a
Témoin eau/P. libre	51,53bcd	34,33bc	47,7ab
Témoin fongicide/P. libre	70,5ab	45ab	55,83a
<i>C. citratus</i> /P. libre	40,16cde	18,33cd	30c
Valeur de F	5,69	6,27	22,00
Probabilité	0,002	0,001	0,000
Signification	HS	HS	HS

HS : Hautement significatif. Les moyennes suivies par la même lettre dans une même colonne ne sont pas significativement différents au seuil de 5% selon la classification multiple de Student-Newman et Keuls.

9.3.2. Discussion

L'extrait de plante *Cymbopogon citratus* est efficace en traitement de semences contre *Phoma sorghina* et *Colletotrichum graminicola*. Selon Bonzi (2012), cet extrait abaisse le taux d'infection par *P. sorghina* dans les grains de sorgho naturellement infectés plus que le fongicide Calthio C.

L'évaluation de la mycoflore sur les organes végétatifs des plantes de sorgho provenant de grains traités indique que *P. sorghina* infecte tous les organes végétatifs des plantes quel que soit le traitement appliqué. L'extrait aqueux de plantes employé ainsi que le fongicide quoique efficaces en traitement de semences n'empêchent pas la transmission de *P. sorghina* aux organes végétatifs. La détection de *P. sorghina* sur ces organes dénote que l'infection par ce champignon n'est pas superficielle. Elle pourrait affecter les parties plus profondes comme l'albumen et l'embryon. Le grain de sorgho étant un caryopse, le trempage de ces grains pendant 24 h ne permettrait pas une accumulation suffisante de l'extrait dans le grain à même de détruire le champignon dans les couches profondes du grain de sorgho. C'est le même constat que nous faisons au niveau du fongicide qui par enrobage réduit considérablement la

présence du champignon à la surface du grain mais reste sans effet lorsque le champignon infecte les couches profondes du grain.

Les expérimentations conduites aux champs au cours de trois (03) années consécutives (2008, 2009 et 2010) attestent que l'extrait de *C. citratus* n'a pas d'effet répressif sur la levée et il réduit la transmission de *P. sorghina* aux grains. Nos résultats sont en accord avec ceux obtenus par Abd-El-Khair et El-Gamal Nadia (2011) qui ont montré que les extraits aqueux des organes secs du piment et de la citronnelle réduisent l'incidence des mortalités pré et post émergence chez *Phaseolus vulgaris*. L'extrait de *C. citratus* aurait un effet systémique qui limiterait l'infection par *P. sorghina* (l'inoculum de l'air).

La protection des panicules entraîne une baisse de l'infection des grains de sorgho par *P. sorghina*. En effet, des études réalisées par Amusa *et al.* (2004) révèlent que l'inoculum de *P. sorghina*, *Fusarium moniliforme* et *Curvularia lunata* présent dans l'air infectait les grains de sorgho pendant la période de floraison. Nos travaux corroborent ceux de Amusa et Falola (2004) et ils confirment bien que l'inoculum de l'air contribue à augmenter le taux d'infection des grains par *P. sorghina*.

9.4. Conclusion partielle

En trois années d'expérimentation en station, nous avons montré que l'extrait de *C. citratus* permet de réduire la transmission de *P. sorghina* aux grains obtenus à partir de plantes issues de grains traités. Nos résultats indiquent également que le fongicide améliore la levée des grains de sorgho naturellement infectés. Cette étude a permis enfin de mettre en exergue le rôle joué par l'inoculum de l'air de *P. sorghina* dans l'augmentation du taux d'infection des grains de sorgho par ce champignon.

La recherche de méthodes alternatives à la lutte chimique contre *Phoma sorghina* nous a permis de montrer l'efficacité des extraits aqueux de neem et de la citronnelle dans la lutte contre *P. sorghina* en traitement de semences. Ces extraits aqueux de plantes tout comme le fongicide Calthio C réduisent significativement l'infection par *P. sorghina* dans toutes les parties des grains de sorgho comparativement au témoin eau. Parmi les extraits testés, celui de la citronnelle est plus intéressant dans la réduction du taux d'infection par *P. sorghina*. Au regard de l'efficacité de l'extrait aqueux de la citronnelle, il pourrait être proposé aux producteurs en traitement de semence dans le cadre de la lutte contre *P. sorghina*. Pour ce faire, il serait judicieux de vérifier l'efficacité de cet extrait sur le développement des plantes de sorgho et la protection des grains en conditions naturelles au champ.

Au cours des trois années d'expérimentation au champ, les résultats des évaluations de la mycoflore des grains de sorgho produits par les plantes issues de semences traitées révèlent que l'extrait de la citronnelle réduit l'infection des grains par *P. sorghina*. Nous avons aussi montré que l'inoculum de *P. sorghina* présent dans l'air contribue à élever le taux d'infection.

Conclusion générale et perspectives

Conclusion générale et perspectives

La mise en œuvre de stratégies de lutte efficaces et durables contre les maladies des plantes nécessite de disposer de connaissances sur la nature, le polymorphisme et les conditions de développement des agents pathogènes responsables. En ce qui *P. sorghina*, les connaissances scientifiques sur le pathosystème *Phoma sorghina*-Sorgho sont insuffisantes au Burkina Faso. C'est dans ce contexte de quasi-absence de données scientifiques sur *P. sorghina* et son incidence sur la culture du sorgho que s'inscrivent nos travaux de recherche qui visent l'amélioration de la productivité et de la qualité des grains de sorgho. Les travaux se sont déroulés à l'Université polytechnique de Bobo-Dioulasso et ont porté sur l'évaluation de l'incidence de *P. sorghina* dans les échantillons de semences de sorgho et de *Poaceae* sauvages, sur l'analyse de la variabilité morphologique et pathogénique des isolats de *P. sorghina* et enfin, la recherche de méthodes de lutte basées sur les extraits de plantes.

A l'issue de ce travail, des résultats importants sont obtenus, ils ont été exploités pour élaborer une stratégie de lutte respectueuse de l'environnement et pour dégager des perspectives de recherche.

De l'évaluation de la mycoflore des semences de sorgho et de *Poaceae* sauvages

Les échantillons de semences de sorgho collectés dans différentes zones agro-écologiques du Burkina Faso sont infectés par les champignons. Dans l'ensemble des échantillons de semences testées, 40 espèces de champignons ont été identifiées à des taux variables et elles sont réparties dans 19 genres. Les espèces les plus fréquentes et dont les taux d'infection sont supérieurs à 50% sont *Aspergillus niger*, *Rhizopus sp.* et *Phoma sorghina*. *P. sorghina* est détecté dans la quasi-totalité des échantillons de semences de sorgho à des taux très élevés. Au regard de l'abondance et de la fréquence de *P. sorghina* dans les échantillons de sorgho, nous préconisons que des études soient envisagées pour vérifier la présence ou l'absence de mycotoxines de ce champignon dans les grains de sorgho. Par ailleurs, l'analyse de la mycoflore des semences provenant de différentes variétés cultivées dans une même localité pourrait permettre d'élucider les effets du fond génétique des variétés de sorgho sur l'abondance de *P. sorghina* dans les grains.

De la caractérisation phénotypique des isolats de *Phoma sorghina*

La caractérisation morphologique des isolats de *P. sorghina* sur milieu malt agar indique une variabilité entre les isolats d'espèces végétales différentes et entre les isolats d'une même espèce végétale. Il a été même montré que les caractères culturaux varient entre les isolats d'un même échantillon de semence de sorgho. L'analyse en composante principale a permis le regroupement des isolats en tenant compte de la croissance mycélienne à 4 et 7 jours après incubation et du nombre de bandes des colonies mycéliennes. Les isolats ne sont regroupés ni en fonction de l'espèce végétale, ni selon la zone agro-écologique ou l'origine géographique. Néanmoins, il est apparu que les isolats obtenus à partir des échantillons de sorgho sont regroupés selon la variété. Nonobstant les variabilités observées entre les isolats d'un même échantillon de sorgho, ceux-ci appartiennent à la même classe dans la plupart des cas. Si les isolats de *Phoma sorghina* provenant d'un même échantillon de semence de sorgho semblent homogènes pour les critères utilisés, il serait intéressant d'analyser la variabilité des souches isolées à partir d'un même isolat. Compte tenu du polymorphisme observé avec les isolats provenant des mauvaises herbes, il apparaît opportun d'analyser les isolats des grains d'autres *Poaceae* sauvages d'origines géographiques plus diversifiées.

La température d'incubation et le pH du milieu de culture ont permis de discriminer les isolats de *P. sorghina*. Nos travaux ont montré que la température au-delà de 32°C est un facteur limitant pour le développement de ce champignon. Aussi, serait-il intéressant d'envisager l'utilisation de ce facteur pour la désinfection des semences sorgho infectées par *P. sorghina*.

De l'étude de la variabilité du pouvoir pathogène de *Phoma sorghina*

L'approche méthodologique mise au point a permis d'apprécier la pathogénie des isolats de *P. sorghina*. Quel que soit le substrat testé (sable ou gélose), *P. sorghina* inhibe la germination et la levée des plantes. Il provoque une réduction de la longueur des racines et du nombre de ramifications des racines et de la hauteur des plantes. Les isolats de la mauvaise herbe *Digitaria horizontalis* (1Dh08-01(3)) et du sorgho (474 So07-40) réduisent le taux de levée tout comme l'isolat de référence 181.80. L'agressivité de l'isolat de *Digitaria horizontalis* comparativement à la majorité des isolats issus des grains de sorgho interpelle quant au rôle joué par ces plantes-hôtes de relais sur la sélection des populations pathogènes sur le sorgho. En tout état de cause, il faudrait poursuivre les expérimentations avec un nombre plus élevé d'isolats de *P. sorghina* de différentes espèces de *Poaceae* sauvages collectés dans les différentes zones agro-écologiques du Burkina Faso.

L'étude de la variabilité de *Phoma sorghina* devrait se poursuivre par la caractérisation moléculaire et biochimique des isolats ainsi caractérisés.

De la recherche de méthodes de lutte contre *Phoma sorghina*

L'étude des effets des extraits aqueux de *Cymbopogon citratus* et de *Azadirachta indica* contre *Phoma sorghina* a permis de démontrer leur efficacité dans la réduction des taux d'infection par *P. sorghina* localisé dans les différentes parties des grains (Tégument, albumen et embryon). L'extrait aqueux de citronnelle apparait plus efficace dans le contrôle de *P. sorghina*. Les expérimentations conduites au champ pendant trois ans ont confirmé l'efficacité de l'extrait de citronnelle. En effet, en 2009 et 2010, l'extrait a permis de baisser le taux de transmission de *P. sorghina* des semences aux panicules. Au cours de la troisième année d'expérimentation, les résultats ont clairement montré la contribution de l'inoculum aérien dans l'infection des grains de sorgho.

Au regard des performances fort intéressantes de l'extrait de citronnelle dans la réduction de l'infection des semences et de la transmission de *P. sorghina* aux grains, il serait nécessaire que des études soient entreprises pour la mise au point d'une formulation adéquate permettant une large utilisation de l'extrait aqueux de citronnelle.

Proposition d'une approche de lutte afin de contribuer à l'amélioration de la qualité des semences de sorgho et perspectives

En nous appuyant sur les informations obtenues de la présente étude et celles antérieures, la stratégie de lutte devrait se fonder sur la démarche suivante :

- Nettoyer et brûler les résidus de cultures et les *Poaceae* sauvages afin de réduire l'inoculum primaire du champignon,
- Produire de la semence peu infectée en contre-saison. En cette période, le taux d'humidité de l'air est faible. Cette période n'est pas très propice au développement des agents de moisissures,
- Traiter d'abord la semence avec l'extrait aqueux de *Cymbopogon citratus* à 30% puis, protéger les panicules de sorgho avant la période d'épiaison dans le cadre de la production de semences,
- Sécher les panicules après récolte sous aire protégée.

Pour améliorer la durabilité de cette lutte, les activités futures devraient être orientées vers :

- la caractérisation moléculaire pour avoir une meilleure connaissance de la variabilité de *Phoma sorghina* au Burkina Faso,
- l'identification des substances actives de la citronnelle et proposition de formulations adéquates.

Remarques conclusives sur le plan de la recherche fondamentale et appliquée

Il est indéniable que *P. sorghina* est un champignon très peu étudié dans le monde en dehors de quelques études sporadiques conduites en Afrique du Sud. Nos travaux ont permis d'apporter des connaissances scientifiques sur ce champignon quelque peu négligé. Ils ouvrent de nouvelles perspectives de recherche fondamentale sur les aspects génétiques des interactions Phoma-sorgho et sur la capacité et les conditions de production des mycotoxines par ce champignon dans les conditions de culture du sorgho au Burkina Faso.

Les propriétés antifongiques de l'extrait de citronnelle sont clairement mises en évidence par nos travaux antérieurs et ceux de la présente thèse. Ce potentiel antifongique de la citronnelle révélé *in vitro* (milieu de culture) et *in vivo* (Traitement de semences) entraîne des conséquences sur le plan du développement de la culture de cette espèce. En effet, de nouvelles perspectives d'utilisations autres que cosmétiques (Huiles essentielles) et alimentaire (Infusette de feuilles) s'offrent aux promoteurs locaux de la culture de la citronnelle.

Remarques conclusives sur le plan de la santé publique

En dehors des mycotoxines produites par *Phoma sorghina* et connues pour leurs effets néfastes sur la santé humaine, l'implication de ce champignon dans la manifestation de certaines maladies de la peau est de plus en plus documentée. Il n'est pas à exclure que les mycotoxicoses dues à *P. sorghina* sévissent au sein de nos populations rurales au regard du rôle social que jouent les produits dérivés de la transformation des grains du sorgho. En tout état de cause, la recherche de solution à la problématique Phoma-santé végétale et humaine demande une collaboration étroite entre les agronomes, les médecins, les pharmaciens, les vétérinaires, les chimistes et les biochimistes.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- Aa H.A. van der, Vanev S., 2002.** A revision of the species described in *Phyllosticta*. Centraalbureau voor Schimmelcultures, Utrecht, The Netherlands.
- Abd-El Khair H., El-Gamal Nadia G., 2011.** Effects of aqueous extracts of some plant species against *Fusarium solani* and *Rhizoctonia solani* in *Phaseolus vulgaris* plants. *Archives of Phytopathology and Plant Protection*, 44(1): 1-16.
- Abd-El-Khair h., Wafaa M.H., 2007.** Application of some Egyptian medicinal plant extracts against potato late and early blights. *Research Journal of Agriculture and Biological Science*, 3 (3): 166-175.
- Abdel-Rahim A.M., Tawfig S., 1985.** Evaluation of *Acremonium zonatum* and *Phoma sorghina* for the biological control of water hyacinth. *Pest Management*, 31: 157-158.
- Abdul L., Sahel A.K., Ashik I.K., Rahman H., Anwar H., 2006.** Efficacy of Some Plant Extracts in Controlling Seed-Borne Fungal Infections of Mustard. *Bangladesh Journal of Microbiology*, 23(2): 168-170.
- Abdulrahman A., Aba A., 2005.** Antifungal activity of some extracts against some plants pathogenic fungi. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 8 (3) 413-417.
- Adam T., 1995.** Etude de deux parasites d'origine tellurique sur Niébé : *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid. et *Striga gesnerioides* (Willd.) Vatke. Thèse de doctorat l'Université Abdou Moumouni, Niamey, Niger, 102 p.
- Agrios G.N., 1997.** Plant Pathology. 4th edn. Academic Press, United States.
- Akram A., Iqbal S.H.M., Ahmed N., Iqbal U., Ghaffoor A., 2008.** Morphological variability and mycelia compatibility among the isolates of *Sclerotinia sclerotium* associate with stem rot of chickpea. *Pakistan Journal of Botany*, 40 (6): 2663-2668.
- Alabi D.A., Oyero I.A., Jimoh, Amusa N.A., 2005.** Fungitoxic and phytotoxic effects of *Vernonia amygdalina* (L.), *Bryophyllum pinnantus* Kurz, *Ocimum gratissimum* (Closium) L. and *Eucalyptus globules* (Caliptos) Labill water extracts on cowpea and cowpea seedling pathogens in ago-lwoye, South Western Nigeria. *World Journal of Agricultural Science* 1 (1): 70-75.
- Amusa N.A., Falola O., 2004.** Pre-harvest infection of sorghum (*Sorghum bicolor* (L.) Moench) cultivars in the humid forest agroecological zones of Nigeria. *Acta Fytotechnica et Zootechnica* 7: 7-10.
- Anamika, Sobita S., 2011.** Inhibitory effect of botanical extracts against *Alternaria alternata* of aloe vera dry rot. *Archives of Phytopathology and Plant Protection*, 44 (15): 1462-1466.

Arbonnier M., 2002. Arbres, arbustes et lianes des zones sèches d'Afrique de l'Ouest. 2^e éd. CIRAD et MNHM. 173p.

Aveskamp M.M., De Gruyter J., Crous P.W., 2008. Biology and recent developments in the systematics of *Phoma*, a complex genus of major quarantine significance. *Fungal Diversity*, 31: 1-18.

Balole T.V., Legwaila G.M., 2006. *Sorghum bicolor* (L.) Moench. (Editeurs). PROTA 1: Cereals and pulses/Céréales et légumes secs. In: Brink, M. and Belay, G. [CD-Rom]. PROTA, Wageningen, Pays Bas.

Begoude B.A.D., Lahlali R., Friel D., Tondje P.R., Jijakli M.H., 2007. Response surface methodology study of the combined effects of temperature, pH and a_w on the growth rate of *Trichoderma asperellum*. *Journal of Applied Microbiology*, 103: 845-854.

Boerema G.H., Bollen G.J., 1975. Conidiogenesis and conidial septation as differentiating criteria between *Phoma* and *Ascochyta*. *Persoonia*, 8: 111-144.

Boerema G.H., Dorenbosch M.M.J., Kesteren H.A. van, 1973. Remarks on species of *Phoma* referred to *Pevronelaea* IV. *Persoonia*, 7(2):131-139.

Boiron P., 2006. Champignons toxigènes et mycotoxines. Laboratoire de Mycologie, Faculté de Pharmacie, Lyon, France, 71p.

Bonzi S., 2005. Efficacité des extraits aqueux dans la lutte contre les champignons transmis par les semences de maïs (*Zea mays* L.) : Cas particulier de *Bipolaris maydis* (Nisikado et Miyake) Shoem., agent de l'helminthosporiose. Mémoire de fin de cycle d'ingénieur du développement rural, Institut du Développement Rural, Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso. 56p.

Bonzi S., 2007. Efficacité des extraits aqueux de quatre plantes dans la lutte contre les champignons transmis par les semences de sorgho (*Sorghum bicolor* (L.) Moench) : cas particulier de *Colletotrichum graminicola* (Ces.) Wilson et *Phoma sorghina* (Sacc.) Boerema, Dorenbosch et Van Kesteren. Mémoire de DEA, Institut du Développement Rural, Université polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, 39 p.

Bonzi S., Somda I., Zida E., Sérémé P., 2012: Efficacy of plant extracts and effect of seed soaking duration on treatment of sorghum seed naturally infected by *Colletotrichum graminicola* and *Phoma sorghina*. *Archives of Phytopathology and Plant Protection*, 45: 1404-1410.

Broscious S.C., Kirby H.W., 1988. Economic evaluation of fungicides for control of alfalfa foliar diseases. *Phytopathology*, 78: 934-939.

- Castor L.L., Frederiksen R.A., 1980.** Fusarium head blight occurrence and effects on sorghum yield and grain characteristics in Texas. *Plant Disease*, 64: 1017-1019.
- Chantereau J., 1994.** La taxonomie du sorgho. In Actes de l'atelier de formation sur les variétés locales de sorgho, Samanko, Mali, 17-27 p.
- Da S., 1994.** Valorisation des *Guinea* dans un programme de création variétale pour la zone Nord guinéenne. In Atelier de formation sur les variétés locales de sorgho, Samanko, Mali du 10-14 octobre. 113-119 p.
- Dababneh B. F., Khalil A., 2007.** The inhibitory effect of extracts from Jordanian medicinal plants against phytopathogenic fungi. *Plant Pathology Journal* 6 (2): 191-194.
- Dabin B., 1985.** Sols tropicaux acides, cah.O.R.S.T.O.M, sér, pédol, 21 (1):7-19.
- Dao K., 2010.** Les agents de moisissures des semences de sorgho au Burkina Faso : transmission, localisation et efficacité de quelques extraits aqueux en traitement de semences. Mémoire de fin de cycle d'Ingénieur du Développement Rural, Institut du Développement Rural, Université polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, 63p.
- DGPER /MAHRH, 2010.** Résultats définitifs de la campagne agricole et de la situation alimentaire et nutritionnelle 2009 /2010. Ministère de l'Agriculture, de l'Hydraulique et des Ressources Halieutiques, Ouagadougou, Burkina Faso, 58 p.
- Dhaliwal G.S., Koul O., 2007.** Biopesticides and Pest Management: Conventional and Biotechnological Approaches. Kalyani Publishers, New Delhi.
- Dillard H., 1988.** Influence of temperature, pH, osmotic potential and fungicide sensitivity on germination of conidia and growth from *Sclerotinia* of *Colletotrichum coccodes* *in vitro*. *Ecology and Epidemiology*, 78 (10): 1357-1361.
- Do Armalar A.L., Dal Soglio F.K., De carli M.L., Barbosa Neto J.F., 2005.** Pathogenic fungi causing symptoms similar to *Phaeosphaeria* leaf spot of maize in Brazil. *Plant Disease*. 89: 44-49.
- Dukic N.M., Bozin B., Sokovic M., Simin N., 2004.** Antimicrobial and antioxidant activity of *Melissa officinalis* L. (Lamiaceae) essential oil. *Journal of Agricultural Food Chemistry*, 52: 2485-2489.
- El-AbdellAoui F., Ouazzani Touhami A., Badoc A., Douira A., 2005.** Culture *in vitro* de deux isolats de *Curvularia tuberculata* et pouvoir pathogène sur six cultivars de riz. *Bulletin de la Société de Pharmacie*, Bordeaux, France, 144 : 7-26.
- Fakhrunnisa, Hashmi M.H., Ghaffar A., 2006.** Seed-borne mycoflora of wheat, sorghum and barley. *Pakistan Journal of Botany*, 38 (1): 185-192.

- FAO., 1996.** Food and Agricultural Organisation of the United Nations. *Annuaire de Production* , 49: 254.
- Faris Mokaiesh S., Boccara M., Denis J.B., Derrien A., Spire D., 1996.** Differentiation of the “Ascochyta complex” fungi of pea by bio-chemical and molecular markers. *Curr. Genetic*, 29: 182-190.
- FIS, 1999.** Le Traitement de Semences: Un outil pour l’agriculture durable. Chemin du reposoir 7, CH 1260 Nyon, Suisse, 8p.
- FIS, 2000.** Principes directeurs de l’industrie pour l’élimination de semences traitées par des produits de protection des plantes. Chemin du Reposoir 7, 1260 Nyon, Suisse, 9p.
- Fitt B.D.L., Brun H., Barbeti M.J., Rimmer S.R., 2006.** World-wide importance of Phoma stem canker (*Leptosphaeria maculans* and *L. biglobosa*) on oilseed rape (*Brassica napus*). *European Journal of Plant Pathology*, 114: 3-15.
- Frederiksen R.A., 1986.** Compendium of Sorghum diseases. American Phytopathological Society, St. Paul Minnesota, USA, 82 p.
- Galvano F., Piva A., Ritieni A., Galvano G., 2001.** Dietary strategies to counteract the effect of mycotoxin. *Journal of Food Protection*, 64: 120-131.
- Gopinath A., Shetty H.S., 1980.** Comparison of field and laboratory evaluation of head mould of sorghum with special reference to *Fusarium*. *Indian Phytopathology*, 40: 52-55.
- Goyal P., Chahar M., Mathur A.P., Kumar A., Chattopadhyay C., 2011.** Morphological and cultural variation in different oilseed Brassica isolates of *Alternaria brassicae* from different geographical regions of India. *Indian Journal of Agricultural Sciences*, 81 (11) 1052-1058.
- Guerin L., 1993.** Analyse de la diversité des *Pythium* spp. impliqués dans le cavity spot de la carotte et étude des relations hôte-parasite en vue de la sélection variétale pour la résistance. Thèse de Doctorat de l’Université de Rennes I, Rennes, France, 101p.
- Gugel R.K., Peter G.A., 1992.** History, occurrence, impact, and control of Blackleg of rapeseed. *Canadian Journal of Plant Pathology*, 14: 36-45.
- Gwary D.M., Mailafiaya D.M., Jibrin T.J., 2006.** Survival of *Colletotrichum sublineolum* and other seed-borne fungi in sorghum seeds after twenty months of storage. *International Journal of Agriculture and Biology*, 8 (5): 676-679.
- Hammond K.E., Lewis B.G., 1987.** The establishment of systemic infection in leaves of oilseed rape by *Leptosphaeria maculans*. *Plant Pathology*, 36: 135-147.
- Harlan J.R., de Wet J.M.J., 1972.** A simplified classification of cultivated sorghum. *Crop Science*, 12: 172–176.

- Harris C.A., Renfrew M.J., Woolridge M.W., 2001.** Assessing the risk of pesticide residues to consumers: recent and future developments. *Food Additives and Contaminants* 18: 1124-1129.
- Hepperly H.R., Feliciano C., Sotomayor-Rios A., 1987.** Influence of panicle fungicide and harvest schedules on sorghum seed quality under humid tropical condition in Puerto Rico. *Journal of Agriculture University Press*, 71:75-83.
- Hiromi I., Natthamon S., Fumiyuki K., 2011.** Application of selected plant extracts to inhibit growth of *Penicillium expansum* on apple fruits. *Plant pathology Journal* 10 (2): 79-84.
- Hutchinson L.J., Chakravarty P., Kawchuk L.M., Hiratshuka Y., 1994.** *Phoma etheridgei* sp. nov. from black galls and cankers of trembling aspen (*Populus tremuloides*) and its potential role as a bioprotectant against the aspen decay pathogen *Phellinus tremulae*. *Canadian Journal of Botany*, 72: 1424-1431.
- Inam-Ul-Haq M., Javed N., Khan A.M., Jaskani M.J., Khan M.M., Khan H.U., Irshad G., Gowen S.R., 2009.** Role of temperature, moisture and *Trichoderma* species on the survival of *Fusarium oxysporum* Ciceri in the rainfed areas of Pakistan. *Pakistan Journal of Botanical*, 41 (4): 1965-2009.
- Islam S.M.M., Masum M.M.I., Fakir M.G.A., 2009.** Prevalence of seed-borne fungi in sorghum of different locations of Bangladesh. *Science Research and Essay*, 4 (3): 175-179.
- ISTA (International Seed Testing Association), 1999.** International Rules for Seed Testing. *Seed Science and Technology*, 23: 269p.
- Kaiser C., Van der Merwe R., Bekker T.F., Labuschagne N., 2005.** *In vitro* inhibition of mycelium growth of several phytopathogenic fungi, including *Phytophthora cinnamomi* by soluble silicon. *South African Avocado Growers Association Yearbook*, 28: 70-74.
- Kapooria R.G., 1973.** Variability in teliospores of *Puccinia penninetti*. *Journal of General Microbiology*, 77: 443-446.
- Kordali S., Cakir A., Mavi A., Kilic H., Yildirim A., 2005.** Screening of chemical composition and antifungal activity of essential oils from three Turkish *Artemisia* species. *Journal Agriculture Food Chemistry*. 53 : 1408–1416.
- Koul O., Walia S., Dhaliwal G.S., 2008.** Essential oils as green pesticides: potential and constraints. *Biopestic. Int.* 4 (1): 63-84.
- Kulwant S., Khare M. N., Mathur S. B., 1993.** *Ascochyta* f. sp. *lentis* in Seed of *Lentis*, its Location and Detection. *Acta Phytopathologica and Entomologica Hungarica* 28: 201-208.

- Lacroix M., 1998.** Système racinaire de la tomate de serre, champignons phytopathogènes et environnement. Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation Québec, Canada, 17 p.
- Li B., Lai T., Qin G., Tian S., 2010.** Ambient pH stress inhibits spore germination of *Penicillium expansum* by impairing protein synthesis and folding: A proteomic-based study. *Journal of Proteome Research*, 9: 298-307.
- Magan N., Aldred D., 2005.** Condition of formation of ochratoxin A. in drying transport and in different commodities. *Food Additives and Contaminants Supplement*, 10-16.
- Magan N., Aldred D., 2007.** Post-harvest control strategies: minimizing mycotoxins in the food chain. *International Journal of Food Microbiology*, 119 (1-2): 131-139.
- Majumder U.K, Gupta M., Mukhopadhyay D.K., 1997.** Effect of mycotoxins isolated from *Penicillium nigricans* on glucose-6-phosphate dehydrogenase, *Indian Journal of Experimental Biology*, 35:1233–1236.
- Malho S.M., McGaw L.J., Eloff J.N., 2010.** Antifungal activity of leaf extracts from South African trees against plant pathogens. *Crop Protection* 29: 1529-1533.
- Mathur S.B., Kongsdal O., 2003.** Common Laboratory Seed Health Testing Methods for detecting fungi. First edition, Kandrup Bogtrykkeri edition, 436p.
- Mathur S.K., Marthur S.B., Neergaard P., 1975.** Detection of Seed-Borne Fungi in Sorghum and Location of *Fusarium moniliforme*. *Seed Science and Technology* 3, 683-690.
- Mendes M.A.S., Urben A.F., Oliviera A.S., Marinho V.L.A., 2006.** Interceptação de *Phoma exigua* var. *foveata*, praga exótica e quarentenária para o Brasil, em germoplasma de batata procedente da França. *Fitopatologia Brasileira*, 31: 601-603.
- Mensah J.A., 2000.** Effect of some micro-environmental factors on the conidial germination and mycelium growth of the entomogenous fungi, *Metarrhizium flovo-viride* and *M. anisopliae* (Deuteromycota Hyphomycetes). *Ghana Journal of Agricultural Science*, 40: 81-91.
- Meyer S.L.F., 2005.** Morphological variability and molecular phylogeny of the nematophagous fungus *Monacrosporium drechsleri*. *Mycologia*, 97 (2) 405-415.
- Miric E., Aitken E.A.B., Goulter K.C., 1999.** Identification in Australia of the quarantine pathogen of sunflower *Phoma macdonaldii* (Teleomorph: *Leptosphaeria lindquistii*). *Australian Journal of Agricultural Research*, 50: 325-332.
- Montealegre J., Valderrama L., Herrera R., Besoain X., Pérez L.M., 2009.** Biocontrol capacity of wild and mutant *Trichoderma harzianum* (Rifai) strains on *Rhizoctonia solani*

618 : effect of temperature and soil type during storage. *Journal of Biotechnology*, 12 (4) 1-11.

Mughogho L.K., 1986. Loose kernel smut. *In: Compendium of sorghum diseases*, Frederiksen, R.A. (ed.). (ed.). The American Phytopathological Society, St. Paul, Minnesota, USA. pp. 18-21.

Murphy P. A., Hendrich S., Langren C., 2006. Food mycotoxins: an update. *Journal of Food Science*, 71 (5).

Nadia Z.D., Abd El-Salam A.M.E., El-Hawary F.M.A., 2010. Importance of plant extract formulation in managing different pests attacking beans in new reclaimed area and under storage conditions. *Archives of Phytopathology and Plant Protection* 43 (7): 700-711.

Naylor V.D., Leonard K.J., 1977. Survival of *Colletotrichum graminicola* in infected corn stalks in North Carolina. *Plant Disease*, 61: 382-383.

Nébié R.C.H., 2006. Etudes des huiles essentielles de plantes aromatiques du Burkina Faso : Production, Composition chimique et Propriétés insecticides. Thèse de Doctorat d'Etat ès Sciences Physiques (Chimie Organique : structure et réactivité), Université de Ouagadougou, Burkina Faso. 175p.

Nega E., Ulrich R., Werner S., Jahn M., 2003. Hot water treatment of vegetable seed, an alternative seed treatment method to control seed borne pathogens in organic farming. *Journal of plant diseases and protection*, 110 (3): 220-234.

Néya A., 1997. Relations entre *Sorghum bicolor* (L.) Moench et *Colletotrichum graminicola* (Ces.) Wilson : Variabilité, Résistance variétale et pertes de rendement. Thèse de Doctorat de l'Ecole Nationale Supérieure Agronomique de Rennes. France, 190p.

Néya A., Kaboré K.B., 1987. Mesure de l'incidence de l'antracnose et de la pourriture rouge des tiges causées par *Colletotrichum graminicola* chez le sorgho. *Phytoprotection*, 68 : 121-126.

Néya A., Le Normand M., 1998. Responses of sorghum genotypes to leaf anthracnose (*Colletotrichum graminicola*) under field conditions in Burkina Faso. *Crop Protection*, vol.17 (1): 47-53.

Odvodny G.N., Hepperly P.R., 1992. Foliar diseases of sorghum. *In: de Milliano W.A.J., Frederiksen R.A., Bengston G.D., eds., Sorghum and millet diseases: a second world review.* Patancheru A.P. India: International Crops Research Institute for semi-Arid Tropics, 167-177.

Okemo P.O., Bais H.P., Vivanco J.M., 2003. *In vitro* activities of *Maesa lanceolata* extract against fungal plant pathogens. *Fitoterapia*, 74: 312-316.

- Ouédraogo R.A., 2011.** Biologie, écologie et efficacité des extraits végétaux contre *Phoma sorghina* (Sacc.) Boerema Dorenbosch and Van Kesteren et *Fusarium moniliforme* Sheld., agents de moisissures du sorgho. Mémoire de fin de cycle d'ingénieur du développement rural, Institut du Développement Rural, Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, 73 p.
- Owusu E. O., 2001.** Effect of some Ghanaian plant components on control of two stored-product insect pests of cereals. *Journal of Stored Products Research*, 37: 85-91.
- Panchal V.H., Dhale D.A., 2011.** Isolation of seed borne-fungi of sorghum (*Sorghum vulgare* Pers.). *Journal of Phytology*, 3 (12): 45-48.
- Paynter Q., Waipara N., Peterson P., Hona S., Fowler S., Gianotti A., Wilkie P., 2006.** The impact of two introduced biocontrol agents, *Phytomyza vitalbae* and *Phoma clematidina*, on *Clematis vitalba* in New Zealand. *Biological Control*, 36: 350-357.
- Pazoutova S., 2009.** Genetic variation of *Phoma sorghina* isolates from Southern Africa and Texas. *Folia Microbiol*, 54 (3): 217-229.
- Peever T.L., Barve M.P., Stone L.J., Kaiser W.J., 2007.** Evolutionary relationships among *Ascochyta* species infecting wild and cultivated host in the legume tribes Cicereae and Viciae. *Mycologia*, 99: 59-77.
- Porello A.E., Moreno M.V., 2005.** First report of *Phoma sorghina* (Sacc.) Boerema Dorenbosch & van Kest on wheat leaves (*Triticum aestivum* L.) in Argentina. *Mycopathologia*, 159: 75-78.
- Poubom C.F.N., Awah E.T., Tchuanyo M., Tengoua F., 2005.** Farmer's perceptions of cassava pest and indigenous control methods in Cameroon. *International Journal of Pest Management*, 51 (2): 157-164.
- Punithalingam E., 1985.** Description of Pathogenic Fungi and Bacteria. *Plant Pathology*, 55:1234.
- Rabie C.J., Van Rensburg S.J., Van Der Watt J.J., Lubben A., 1975.** Onyalai- the possible involvement of a mycotoxin produced by *Phoma sorghina* in the aetiology. *South African Medecinal Journal* 57: 1647-1650.
- Rani P.U., Devanand P., 2011.** Efficiency of different plant foliar extracts on grain protection and seed germination in maize. *Research Journal of Seed Science* 4 (1): 1-14.
- Saccardo P.A., 1880.** Conspectus generum fungorum Italiae inferiorum nempe ad Sphaeropsideas, Melanconieas et Hyphomyceteas pertinentium systemate sporologico dispositurum. *Michelia*, 2: 1-38.

Sartorato A., Fernanda M., Penteado P., Otavio J., Menten M., 1990. Chemical control of *Phoma sorghina* in rice (*Oryza sativa* L.) seeds. *Ravista Brasileira de sementes*, 12 (2): 59-65.

Satish S., Mohana D.C., Ranhavendra, M.P., Raveesha K.A., 2007. Antifungal activity of some plant extracts against important seed borne pathogens of *Aspergillus sp.* *Journal of Agricultural Technology*, 3 (1): 109-119.

Satish S., Raghavendra M.P., Raveesha K.A., 2009. Antifungal potentiality of some plant extracts against *Fusarium sp.* *Archives of Phytopathology and Plant Protection*, 42 (7): 618-625.

Séréme P., 1999. La maladie de taches brunes du niébé (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) au Burkina Faso : Connaissance des agents pathogènes impliqués et développement de méthode de lutte. Thèse de Doctorat d'Etat ès Sciences naturelles, spécialité phytopathologie, UFR Biosciences, Université de Cocody, Abidjan, Côte d'Ivoire, 213 p.

Singh U.P., Maurya S., Singh A., Gohain L., 2010. Foliar spray of aqueous extract of neem (*Azadirachta indica*) cake to control balsam (*Impatiens balsaminia*) powdery mildew. *Archives of Phytopathology and Plant Protection* 43 (11): 1056-1063.

Smith I.M., McNamara D.G., Scott P.R., Harris K.M., 1992. Quarantine pests for Europe. Data sheets on quarantine pests for the European communities and for the european and mediteranean Plant Protection Organization. CABI Publishing, United Kingdom and OEPP/EPPO, France.

Somda I., 1996. La nécrose du collet des crucifères due à *Leptosphaeria maculans*. Polymorphisme de l'agent pathogène et conséquence sur l'efficacité et la durabilité potentielle de la résistance des lignées de recombinaison de colza-Moutarde brune. Thèse de Doctorat de l'Ecole Nationale Supérieure Agronomie de Rennes, France, 137 p.

Somda I., Konaté S., Ouédraogo M.R., Kaboré Y.E., Ouédraogo N.J., Lankoandé D.O., Coulibaly T.O., Ouédraogo K.A., Takahasi J., Sato M., Iizuka K., Kato R., 2012. Manuel Pathologie des semences. PDSA, MAHRH, Ouagadougou, Burkina Faso, 77p.

Somda I., Leth V., Séréme P., 2007. Antifungal Effect of *Cymbopogon citratus*, *Eucalyptus camaldulensis* and *Azadirachta indica* Oil Extracts on Sorghum Seed-Borne Fungi. *Asian Journal of Plant Sciences*, 6: 1182-1189.

Sparringa R.A., Kendall M., Westby A., Owens J.D., 2002. Effect of temperature, pH, water activity and CO₂ concentration on growth of *Rhizopus oligosporus* NRRL 2710. *Journal of Applied Microbiology*, 92: 329-337.

- Stewart-Wade S.M., Boland G.J., 2004.** Selected cultural and environmental parameters influence disease severity of dandelion caused by the potential bioherbicidal fungi, *Phoma herbarum* and *Phoma exigua*. *Biocontrol Science and Technology*, 14: 561-569.
- Stewart-Wade S.M., Boland G.J., 2005.** Oil emulsions increase efficacy of *Phoma herbarum* to control dandelion but are phytotoxic. *Biocontrol Science and Technology*, 15: 671-681.
- Sullivan R.F., White Jr J.F., 2000.** *Phoma glomerata* as a mycoparasite of powdery mildew. *Applied and Environmental Microbiology*, 66: 425-427.
- Sutton B.C., 1980.** The Coelomycetes. Fungi Imperfecti with Pycnidia, Acervuli and Stromata. 1st edn. Commonwealth Mycological Institute, United Kingdom.
- Taziebou L.C., Etoa F.X., Essia Ngang J.J., 2004.** Effect of some environment factors on the microbial growth and biodegradability of a pesticide mixture by soil micro organisms. *Journal of the Cameroon Academy of Sciences*, 4 (1): 41-47.
- Thomas D.M., Ibrahim S., Sako M., 1996.** Development of leaf anthracnose and its effect on yield and grain of sorghum. *In: West Africa. Plant Disease*, 8: 151-153.
- Traore M., 2012.** Impact des pratiques agricoles (rotation, fertilisation et labour) sur la dynamique de la microfaune et la macrofaune du sol sous culture de sorgho et du niébé au Centre Ouest du Burkina Faso. Thèse de doctorat de l'Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, 156 p.
- Valério H.M., Casela C.R., Resende M.A., Santos F.G., 2004.** Variability of anthracnose fungus *Colletotrichum graminicola*: *In sorghum* genotype mixtures. *Fitopatologia Brasileira*, 29:567-569.
- Van Du P., Loan L.C., Cuong N.D., Van Nghiep H., Thach N.D., 2001.** Survey on seed-borne fungi and its effects on grain quality of common rice cultivars in the Mekong Delta. *Omonrice*, 9: 107-113.
- Venkatasubbaiah H. P., Van Dyke C. G., Chilton W. S., 1992.** Phytotoxic metabolites of *Phoma sorghina*, a new Foliar pathogen of pokeweed. *Mycologia*, 84 (5): 715-723.
- Wallace G.B., Wallace M.A., 1953.** Diseases of Sorghum. *Pamphlet Departementt of Agriculture Tenqenvike* N° 267.
- Wang H., Hwang S., F., Chang K. F., Gossen B. D., Turnbull G. D. Howard R. J., 2003.** Assessing resistance to spring black stem and leaf spot of alfalfa caused by *Phoma spp.* *Can. Journal plant Science*, 84: 311-317.
- Warren H.L., 1986.** Leaf anthracnose. *In: Compendium of sorghum diseases.* American Phytopathological Society, St. Paul, Minnesota, USA, 10-11 p.

White J.F., Morgan-Jones G., 1983. Studies in the genus *Phoma*. II Concerning *Phoma sorghina*. *Mycotaxon*, 18: 5-13.

Williams R.J., Rao K.N., 1984. A review of sorghum grain moulds. *Trop. Pest Management*. 27 : 200-211.

Williams R.J., Frederiksen R.A., Girad J.C., 1978. Manuel d'identification des maladies du sorgho et du mil. Bulletin d'information n°2. Patancheru, A.P. India : International Institute for the Semi-Arid Tropics, 88p.

Wilson C.L., Solar J.M., Ghaouth A. El., Wisniewski M.E., 1997. Rapid evaluation of plant extract and essential oils for antifungal activity against *Botrytis cinerea*. *Plant Disease* 81 (2): 204-210.

Yago J.I., Roh J.H., Bae S.D., Yoon Y.N., Kim H.J. Nam M.H., 2011. The effect of seed-borne mycoflora from sorghum and foxtail millet seed on germination and transmission. *Mycobiology*, 39 (3): 206-218.

Zainun W., Parbery D.G., 1974. *Phoma sorghina*, a seed-borne pathogen of *Macroptilium* and *Stylosanthes* species. *Australian Plant Pathology*, 3 (4): 70-70.

Zakaria A., Baka M., 2010. Antifungal activity of six Saudi medicinal plant extracts against five phytopathogenic fungi. *Archives of Phytopathology and Plant Protection*, 43 (8): 736-743.

Zentmyer G.A., Thorn W.A., Paulus A.O., Burns R.M., 1958. Hot-water treatment of Avocado seed. *California Avocado Society*, 42: 108-110.

Zhao S., Shamoun S.F., 2005. Effect of potato dextrose broth and gelatin on germination and efficacy of *Phoma exigua*, a potential biocontrol agent for salal (*Gaultheria shallon*). *Canadian Journal of Plant Pathology*, 27: 234-244.

Zhao S., Shamoun S.F., 2006. Effects of cultremedia, temperature, pH, and light on growth, sporulation, germination, and bioherbicidal efficacy of *Phoma exigua*, a potential biological control agent for salal (*Gaultheria shallon*). *Biocontrol Science and Technology*, 16: 1043-1055.

Zhou L., Bailey K.L., Derby J., 2004. Plant colonization and environmental fate of the biocontrol fungus *Phoma macrostoma*. *Biological Control*, 30: 634-644.

Zida P.E., 2009. Une alternative à la lutte chimique contre les champignons transmis par les semences de sorgho (*Sorghum bicolor* (L.) Moench et du mil (*Penisetum glaucum* (L.) R. Br. par l'utilisation des extraits de plantes du Burkina Faso. Thèse de doctorat, Université de Ouagadougou, Burkina Faso, 214 p.

Zida P.E., Sérémé P., Leth V., Sankara P., Somda I., Néya A., 2008a. Importance of seed-borne fungi of sorghum and pearl millet in Burkina Faso and their control using plant extracts. *Pakistan Journal of Biological Science*, 11 (3) 321-331.

Zida P.E., Sérémé P., Leth V., Sankara P., 2008b. Effect of aqueous extracts of *Acacias gourmaensis* A. Chev. and *Eclipta alba* (L) Hassk. on seed health, seedling vigour and grain yield of sorghum and pearl millet. *Asian Journal of Plant pathology*, 2 (1): 40-47.

Zida P. E., Somda I., Sérémé P., Néya A., Néya J. B., Leth V., Torp Ole J., Lunds S., 2010. Les maladies fongiques transmises par les semences de sorgho au Burkina Faso: Importance, Méthodes de détection et moyens de lutte, Bulletin techniques, Burkina Faso, 39p.

Zongo J.O., Vincent C., Steward R.K., 1993. Effets des extraits de neem amande de la graine de survie des œufs et des larves de la mouche des pousses de sorgho, *Atherigona soccata* Rondani (Dipt., Muscidae). *Journal of Applied Entomology*, 115 (1-5) : 363-369.

Webographie

www.Faostat.fao.org du 31 juillet 2012.

www.fabrinet.up.ac.za/cthb/kiaat_proteaceae du 26 juin 2011.

Annexes

Annexe 1 : liste des échantillons de sorgho collectés en 2007

Numéro d'ordre	Localité	Code	Variété	Couleur
Région des Hauts-Bassins				
1	Toussiana	675So07	Locale	Blanche
2	Orodara	684So07	Locale	Blanche
3	Orodara	687So07	Locale	Blanche
4	Orodara	690So07	Locale	Blanche
5	Karangasso sambla	723So07	Locale	Rouge
6	Karangasso Sambla	725So07	Locale	Rouge
7	Farakobâ	Sa01	Sariaso 01	Blanche
8	Farakobâ	Sa02	Sariaso 02	Blanche
9	Farakobâ	Sa03	Sariaso 03	Blanche
10	Farakobâ	Sa10	Sariaso 10	Blanche
11	Farakobâ	ICSV1001	ICSV 1001	Rouge
12	Farakobâ	SPV35	SPV35	Blanche
13	Orodara	1380So07	Locale	Blanche
Région de la Boucle du Mouhoun				
14	Solenzo	744So07	Locale	Blanche
15	Nouna	1268So07	Locale	-
16	Souri	1269So07	Locale	Blanche
17	Pasakongo	1284So07	Locale	Blanche
18	Mondasso	1287So07	Locale	Blanche
19	Siby	1295So07	Locale	Blanche
20	Siby	1299So07	Locale	Blanche
Région du Centre-Sud				
21	Léo	1315So07	Locale	Blanche
Région du Sud-Ouest				
22	Dissin	1320So07	Locale	Rouge
23	Dissin	1321So07	Locale	Rouge
24	Dissin	1341So07	Locale	Rouge
25	Diébougou	1344So07	Locale	Rouge
26	Dissin	1355So07	Locale	-
27	Wallala	1372So07	Locale	-
28	Wallala	1377So07	Locale	-

Annexe 1 : Liste des échantillons collectés en 2007. Suite

Numéro d'ordre	Localité	code	Variété	Couleur
Région du Centre-Nord				
1	Kaya	238So07	Locale	Rouge
2	Korsimoro	245So07	Locale	Blanche
3	Kaguientenga	249So07	Locale	Rouge
4	Kaguientenga	250So07	Locale	Blanche
5	Kaguientenga	251So07	Locale	Blanche
Région du Centre				
6	Guiloungou	254So07	Locale	Blanche
7	Guiloungou	255So07	Locale	Blanche
8	Guiloungou	256So07	Locale	Rouge
9	Guiloungou	257So07	Locale	Rouge
10	Guiloungou	265So07	Locale	Blanche
Région du Centre-Ouest				
11	Ipendo	279So07	Locale	Rouge
12	Ipendo	280So07	Locale	Blanche
13	Ipendo	189So07	Locale	Blanche
14	Ipendo	302So07	Locale	Blanche
15	Tita	315So07	Locale	Blanche
16	Réo	325So07	Locale	Blanche
17	Bogré	333So07	Locale	Rouge
18	Ouanda	343So07	Locale	Rouge
19	Bittou	362So07	Locale	Rouge
Région de l'Est				
20	Fada N' Gourma	369So07	Locale	Blanche
21	Fada-N' Gourma	370So07	Locale	Blanche
22	Fada-N' Gourma	371So07	Locale	Blanche
23	Fada-N' Gourma	372So07	Locale	Blanche
24	Fada-N' Gourma	377So07	Locale	Blanche
25	Diapangou	382So07	Locale	Rouge
26	Bondaogiri	480So07	Locale	Blanche
27	Diapangou	475So07	Locale	Rouge
28	Bondaogiri	456So07	Locale	Blanche
29	Diapangou	413So07	Locale	Rouge
30	Zoenatuga	482So07	Locale	Rouge
31	Zoenatuga	476So07	Locale	Rouge
32	Zoenatuga	483So07	Locale	Blanche
33	Zoenatuga	485So07	Locale	Rouge
35	Zoenatuga	474So07	Locale	Rouge
36	Zoenatuga	477So07	Locale	Blanche
37	Diapangou	407So07	Locale	Rouge
38	Zoenatuga	479So07	Locale	Blanche
39	Zoenatuga	458So07	Locale	Blanche
40	Diapangou	409So07	Locale	Rouge
41	Diapangou	392So07	Locale	Rouge
Sahel				
42	Pobé Mengao	203So07	Locale	Rouge
43	Pobé Mengao	213So07	Locale	Rouge
44	Kongoussi	216So07	Locale	Blanche
45	Dori	274So07	Locale	Blanche
46	Poulaé	276So07	Locale	Blanche
Région du Sud				
47	Pô	438So07	Locale	Rouge
48	Kaïbo	430So07	Locale	Rouge
49	Kaïbo	427So07	Locale	Blanche

Annexe 1: Liste des échantillons de sorgho collectés en 2010

Num	Localité	Code	Variété	Couleur
Région de la Boucle du Mouhoun				
1	Boromo	1477So10	Locale	Blanche
2	Safané	1480So10	Locale	Rouge
3	Safané	1481So10	Locale	Blanche
4	Safané	1488So10	Locale	Rouge
5	Low	1490So10	Locale	Blanche
6	Low	1493So10	Locale	Blanche
7	Low	1504So10	Locale	Rouge
8	Low	1505So10	Locale	Blanche
9	Passakongo	1509So10	Locale	Rouge
10	Passakongo	1518So10	Locale	Blanche
11	Passakongo	1519So10	Locale	Rouge
12	Passakongo	1522So10	Locale	Rouge
13	Bondokuy	1531So10	Locale	Blanche
14	Bondokuy	1532So10	Locale	Rouge
15	Bondokuy	1537So10	Locale	Blanche
16	Bondokuy	1538So10	Locale	Rouge
Région des Cascades				
17	Niankologo	1546So10	Kapelga	Blanche
18	Tarfila	1555So10	Locale	Blanche
19	Tarfila	1558So10	Locale	Blanche
Région du Sud-ouest				
20	Loto	1562So10	Locale	Blanche
21	Loto	1564So10	Locale	Rouge
22	Loto	1566So10	Locale	Rouge
23	Loto	1567So10	Locale	Blanche
24	Loto	1571So10	Locale	Rouge
25	Saala	1573So10	Locale	Blanche
26	Saala	1575So10	Locale	Blanche
27	Saala	1585So10	Locale	Rouge
28	Saala	1588So10	Locale	Blanche
29	Saala	1590So10	Locale	Rouge
30	Saala	1595So10	Locale	Blanche
31	Dissin	1598So10	Locale	Rouge
32	Dissin	1602So10	Locale	Blanche
33	Sibera	1604So10	Locale	Rouge
34	Sibera	1606So10	Locale	Blanche
35	Sibera	1608So10	Locale	Rouge
36	Sibera	1610So10	Locale	Blanche
37	Sibera	1611So10	Locale	Blanche
38	Sibera	1612So10	Locale	Blanche
39	Sibera	1613So10	Locale	Blanche
40	Sibera	1614So10	Locale	Blanche
41	Tonkar	1616So10	Locale	Blanche
42	Tonkar	1617So10	Locale	Blanche
43	Tonkar	1618So10	Locale	Rouge
44	Tonkar	1619So10	Locale	Rouge
45	Tonkar	1620So10	Locale	Rouge
46	Tonkar	1621So10	Locale	Blanche

Annexe 3 : Analyse de variance comparée de la croissance mycélienne à 4 et 7 jours après incubation et du nombre de bande à 7 JAI des isolats de *Phoma sorghina* obtenus de diverses espèces végétale.

Variable mesurée	Valeur de F	Probabilité	Signification
Croissance mycélienne à 4 jours	7,24	0,001	Hautement significatif
Croissance mycélienne à 7 jours	33,44	0,000	Hautement significatif
Nombre de bandes à 7 jours	126,27	0,000	Hautement significatif

Annexe 4 : Analyse de variance comparée de la croissance mycélienne à 4 et 7 jours après incubation et du nombre de bande à 7 JAI des isolats de *Phoma sorghina* obtenus du sorgho

Variable mesurée	Valeur de F	Probabilité	Signification
Croissance mycélienne à 4 jours	21,20	0,000	Hautement significatif
Croissance mycélienne à 7 jours	134,05	0,000	Hautement significatif
Nombre de bandes à 7 jours	176,86	0,000	Hautement significatif

Annexe 5 : Analyse de variance des effets de différentes températures sur la croissance mycélienne des isolats de *Phoma sorghina*.

Variable mesurée	Valeur de F	Probabilité	Signification
Croissance mycélienne à 22°C	19,85	0,000	Hautement significatif
Croissance mycélienne à 28°C	56,09	0,000	Hautement significatif
Croissance mycélienne à 32°C	180,76	0,000	Hautement significatif
Croissance mycélienne à 36°C	-	-	-
Croissance mycélienne à 40°C	-	-	-

- Pas de discrimination entre les traitements

Annexe 6 : Analyse de variance des effets de différentes températures d'incubation et de pH du milieu sur la croissance mycélienne des isolats de *Phoma sorghina*.

Variable mesurée	Valeur de F	Probabilité	Signification
pH 6,5 22°C	19,85	0,000	Hautement significatif
pH 6 22°C	32,74	0,000	Hautement significatif
pH 5 22°C	57,72	0,000	Hautement significatif
pH 6,5 28°C	56,09	0,000	Hautement significatif
pH 6 28°C	52,30	0,000	Hautement significatif
pH 5 28°C	72,07	0,000	Hautement significatif
pH 6,5 32°C	180,76	0,000	Hautement significatif
pH 6 32°C	74,43	0,000	Hautement significatif
pH 5 32°C	106,06	0,000	Hautement significatif

Annexe 7 : Analyse de variance des effets des isolats de *Phoma sorghina* sur la levée, la mortalité et le développement des plantes de sorgho.

Variable mesurée	Valeur de F	Probabilité	Signification
Levée (%)	6,30	0,000	Hautement significatif
Mortalité (%)	2,60	0,02	Hautement significatif
Poids (cg)	6,44	0,000	Hautement significatif
Hauteur (cm)	16,16	0,000	Hautement significatif

Annexe 8: Liste des articles

Bonzi S., Somda I., Zida E., Sereme P., 2012. Efficacy of plant extract and effect of seed soaking duration on treatment of sorghum seed naturally infected by *Colletotrichum graminicola* and *Phoma sorghina*. *Archives of Phytopathology and Plant Protection* 45 (12) 1405-1410.

Bonzi S., Somda I., Zida E.P., Sérémé P., 2012. *In Vitro* Untifungal Activity of Various Local Plant Extracts in the Control of *Phoma sorghina* (Sacc.) Boerema and *Colletotrichum graminicola* (Ces.) Wilson as Sorghum Seed Mould in Burkina Faso. *Tropicultura* 30 (2) 103-106.

Bonzi S., Somda I., Zida E., Sereme P., Adam T., 2012. Effect of plant aqueous extract of *Cymbopogon citratus* (D.C.) Stapf on seed germination and its efficacy in controlling *Phoma sorghina* (Sacc.) Boerema Dorenbosch and Van Kesteren transmission from naturally infected seed to sorghum plant organs and grains in field. *Archives of Phytopathology and Plant Protection* 45 (20) : 2429-2436.

Bonzi S., Somda I., Zida P. E., Sereme P., 2012. Efficacy of plant Extracts on *P. sorghina* in Seed Treatment. *World Applied Science Journal* 20 (11): 1549-1553.

Bonzi S., Somda I., Sérémé P., Adam T., Ouédraogo R. A., 2013. Effects of temperature and pH on mycelium growth of *Phoma sorghina* (Sacc.) Boerema Dorenbosch and Van Kesteren *in vitro*. *Pakistan Journal of Biological Science* ISSN 1028-8880 / DOI: 10.3923/pjbs.2013.

Bonzi S., Somda I., Zida E., Sérémé P., Adam T., 2012. Efficacy of essential oils of *Cymbopogon citratus* (D.C.) Stapf, *Lippia multiflora* Moldenke and hot water treatment in the control of seed-borne fungi and their effects against the transmission of *Phoma sorghina* on *Sorghum bicolor* (L.) Moench) in Burkina Faso. *International Journal of Phytology* (Accepté le 26 Décembre 2012).