

BURKINA FASO
Unité-Progrès-Justice

MINISTRE DES ENSEIGNEMENTS SECONDAIRE ET SUPERIEUR

.....
UNIVERSITE POLYTECHNIQUE DE BOBO-DIOULASSO

.....
INSTITUT DU DEVELOPPEMENT RURAL



MEMOIRE DE FIN DE CYCLE

Présenté en vue de l'obtention du

DIPLÔME DE MASTER EN PRODUCTION VEGETALE

THEME

Évaluation de la mycoflore des semences d'oignon et recherche de méthodes de lutte basées sur l'utilisation des extraits aqueux de plantes locales (*Eclipta alba* L., *Cymbopogon citratus* (D.C.) Stapf et *Portulaca oleracea* L.).

Par KONE Son-Mina Marguérite

Directeur de mémoire : Pr Irénée SOMDA

Maître de stage : Pr Irénée SOMDA

N: -2014/MaPV

Avril 2014

Table des matières

	Pages
Dédicace	vi
Liste des tableaux	x
Liste des illustrations.....	xi
Résumé	xii
Abstract	xiii
Introduction générale.....	1
PREMIERE PARTIE : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE	3
Chapitre 1 : Généralités sur l'oignon, <i>Allium cepa</i> L.....	4
1.1. Origine et distribution	4
1.2. Taxonomie.....	4
1.3. Caractéristiques botaniques.....	4
1.3.1. Morphologie	4
1.3.2. Cycle de développement	4
1.3.3. Mode de production des semences d'oignon	5
1.4. Diversité variétale de l'oignon au Burkina Faso.....	6
1.5. Zones de production et sols.....	6
1.6. Types de culture	6
1.7. Fertilisation et irrigation.....	7
1.8. Importance économique de la filière oignon au Burkina Faso.....	7
Chapitre 2 : Maladies, ravageurs et méthodes de lutte.....	9
2.1. Maladies de l'oignon.....	9
2.1.1. Maladies fongiques	9
2.1.1.1. Moisissure noire	9
2.1.1.2. Pourriture du col.....	9
2.1.1.3. Pourriture basale.....	10



2.1.1.4. Alternariose ou la tache pourpre de l'oignon.....	10
2.1.1.5. Pourriture blanche	11
2.1.1.6. Mildiou.....	11
2.1.2. Maladies bactériennes	13
2.1.2.1. Pourritures molles induites par <i>Erwinia</i> spp.	13
2.1.2.2. Pourritures molles causées par <i>Pseudomonas</i> spp.	13
2.1.3. Maladie virale.....	13
2.2 Ravageurs	14
2.2.1. Mouche de l'oignon <i>Delia antiqua</i> Meigen	14
2.2.2. Chenilles.....	14
2.2.3. <i>Trips tabaci</i> Lindeman	15
2.2.4. Nématodes à lésions, <i>Pratylenchus penetrans</i> (Cobb) Filip.et Stek.	15
2.2.5. Nématodes à galles, <i>Meloidogyne</i> spp.	15
Chapitre 3 : Contrôle de la qualité sanitaire des semences	17
3.1. Principes et définition.....	17
3.2. Quelques méthodes courantes de contrôle de la qualité sanitaire des semences	18
3.2.1. Tri des semences sèches infectées.....	18
3.2.2. Test de lavage.....	18
3.2.3. Méthode du papier buvard.....	18
3.2.4. Culture sur milieu gélosé.....	18
3.2.5. Test basé sur les symptômes développés sur les jeunes plantes	19
3.3. Amélioration de la qualité sanitaire des semences.....	19
3.3.1. Mesures de quarantaine	19
3.3.2. Méthode chimique.....	20
3.3.3. Utilisation de substances naturelles végétales.....	20
DEUXIEME PARTIE : EXPERIMENTATIONS	21
Chapitre 4 : Évaluation de la mycoflore des semences d'oignon	22

4.1. Matériel et méthodes	22
4.1.1. Matériel d'étude	22
4.1.2. Méthodes	22
4.1.2.1. Collecte des échantillons	22
4.1.2.2. Échantillonnage et incubation	22
4.1.2.2.1. Échantillonnage	22
4.1.2.2.2. Ensemencement et incubation	24
4.2. Collecte des données	24
4.3. Analyse des données et présentation des résultats	25
4.4. Résultats et Discussion	25
4.4.1. Résultats	25
4.4.1.1. Taux d'infection par les champignons pathogènes	27
4.4.1.2. Taux de contamination par les champignons saprophytes	27
4.4.2. Discussion	27
4.5. Conclusion partielle	28
Chapitre 5 : Analyse de la mycoflore sur plantules d'oignon obtenues à partir de semences naturellement infectées	29
5.1. Matériels et méthodes	29
5.1.1. Matériels	29
5.1.2. Méthodes	29
5.1.2.1. Conduite de l'essai	29
5.1.2.2. Incubation des organes	30
5.1.2.3. Évaluation et analyse des résultats	31
5.2. Analyse des données et présentation des résultats	32
5.3. Résultats et discussion	32
5.3.1. Résultats	32
5.3.1.1. Émergence des plantules	32

5.3.1.2. Taux d'infection des plantules par les champignons	33
5.4. Discussion	37
5.5. Conclusion partielle.....	38
Chapitre 6 : Évaluation de l'efficacité des extraits aqueux de plantes <i>in vitro</i> sur la croissance radiale des champignons	39
6.1. Matériel et méthodes	39
6.1.1. Matériel	39
6.1.1.1. Espèces végétales et fongicide testées	39
6.1.1.2. Espèces fongiques testées.....	40
6.1.2. Méthodes	40
6.1.2.1. Obtention et préparation des extraits aqueux	40
6.1.2.2. Dispositif expérimental	41
6.1.2.3. Préparation des milieux de culture	41
6.1.2.4. Inoculation et incubation.....	41
6.1.2.5. Évaluation et analyse des données	42
6.2. Résultats et Discussion.....	42
6.2.1. Résultats	42
6.2.1.1. Efficacité des extraits aqueux sur la croissance radiale (en cm) des champignons à quatre jours après incubation.....	42
6.2.1.2. Efficacité des extraits aqueux sur la croissance radiale (en cm) des champignons à sept jours après incubation (7 JAI).....	43
6.2.2. Discussion	45
6.3. Conclusion partielle.....	46
Chapitre 7 : Efficacité des extraits aqueux de <i>Cymbopogon citratus</i> (D.C.) Stapf et de <i>Portulaca oleracea</i> en traitement de semences	47
7.1. Matériel et méthodes	47
7.1.1. Matériel biologique	47
7.1.2. Méthodes	48

7.1.2.1. Échantillonnage	48
7.1.2.2. Dispositif expérimental	48
7.1.2.3. Préparation des extraits et trempage des grains	48
7.1.2.3.1. Préparation des extraits	48
7.1.2.3.2. Trempage des grains.....	48
7.1.2.4. Incubation des semences	48
7.1.2.5. Évaluation, analyse des données et expression des résultats	49
7.2. Résultats et Discussion.....	49
7.2.1. Résultats	49
7.2.1.1. Effet des extraits aqueux de <i>C. citratus</i> et de <i>P. oleracea</i> sur le taux d'infection par <i>A. flavus</i> et <i>A. niger</i> dans l'échantillon E-6.	49
7.2.1.2. Effets des extraits aqueux de <i>C. citratus</i> et de <i>P. oleracea</i> sur le taux d'infection des semences d'oignon naturellement infectées par <i>F. oxysporum</i> et <i>F. solani</i>	50
7.2.2. Discussion	51
7.3. Conclusion partielle.....	52
Conclusion générale et perspectives	53
Références bibliographiques	55

Annexes

Dédicace

A ma très chère et bien aimée famille,

Je dédie ce mémoire.

Remerciements

Le présent mémoire a été réalisé dans le cadre de notre formation de Master en Production végétale à l'Institut du Développement Rural (IDR). Les travaux de recherche ont été effectués au Laboratoire (Systèmes Naturels, Agro systèmes et de l'Ingénierie de l'Environnement (SYNAIE) et dans l'unité Santé des plantes de l'Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso (UPB). La réalisation de ce mémoire a été possible grâce à plusieurs personnes qui n'ont ménagé aucun effort pour nous soutenir. Nous voudrions à travers ces lignes adresser nos sincères remerciements à toutes ses bonnes volontés. Nos remerciements vont particulièrement à:

- Pr Irénée SOMDA, enseignant chercheur à l'Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso notre directeur de mémoire et maître de stage qui, en dépit de ses lourdes responsabilités, nous a accompagné tout au long de notre stage. Nous lui adressons nos sincères gratitude pour nous avoir proposé le thème d'étude et pour avoir mis à notre disposition les moyens nécessaires à la réalisation de ce travail. Sa disponibilité, sa rigueur et surtout ses conseils ne sauraient être sans merci ;
- Dr Schémaéza BONZI, enseignant chercheur à l'IDR. Nous lui disons infiniment merci pour sa disponibilité inconditionnelle dans le suivi de nos activités, ses conseils et soutiens multiformes ;
- M. Gaston T. DABIRE, ingénieur Agronome doctorant, pour les amendements apportés au document ;
- M. Ollo PALE, technicien de laboratoire phytopathologique. Nous lui disons merci pour sa disponibilité inconditionnelle, son soutien et ses conseils permanents ;
- Dr Jérôme T. YAMEOGO, enseignant chercheur à l'IDR pour ses conseils et encouragements ;
- Dr Zéphirin DAKUYO de Phytofla à Banfora pour nous avoir fourni gracieusement les feuilles sèches de citronnelle ;
- M. Amoro OUATTARA, technicien au laboratoire sciences des sols de Farako-Bâ pour avoir accepté réduire en poudre nos feuilles de citronnelle.

Nous adressons également nos remerciements à :

- Notre père KONE Valérien, notre mère Mme KONE/KONE Thérèse, nos frères Blaise et Franck, nos sœurs Sophie, Hortense et Pélagie. Nous leurs disons merci pour leur soutien multiforme ;
- M. KONATE Désiré notre époux, KONATE Mahama Mendel Frédéric et KONATE Clément Hugues Evrad nos fils, pour leur patience, encouragements et soutiens multiformes à notre égard ;
- Abbé Paul KIENOU qui nous a quitté très tôt et qui ne cessait de nous encourager, nous lui adressons nos hommages ;
- Tous le personnel scientifique du laboratoire SYNAIE et à mes camarades stagiaires pour leurs apports, suggestions et soutiens moraux spécialement SANON Aboudou et OUEDRAOGO S. Aboubacar ;
- Tous le corps professoral de l'IDR qui nous a donné les connaissances et compétences nécessaires pour la réalisation de ce travail ;
- Tous ceux qui ont apporté leur pierre pour la réussite de ce stage.

QUE CHACUN TROUVE ICI L'EXPRESSION DE NOTRE PROFONDE GRATITUDE !

Sigles et abréviations

CPF: Confédération paysanne du Faso

DGPSA: Direction générale des prévisions et des statistiques agricoles

DPSAA: Direction de la prospective et des statistiques agricoles et alimentaires

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

FAOSTAT: Food and Agriculture Organization Corporate Statistical Database

IDR: Institut du Développement Rural.

INSD: Institut National de la Statistique et de la Démographie

ISTA: International Seed Testing Association

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

PAFASP: Projet d'Appui aux Filières Agro-Sylvo-Pastorales

PDA: Potato Dextrose Agar

PIB: Produit Intérieur Brut

SYNAIE: Systèmes Naturels, Agrosystèmes et de l'Ingénierie de l'Environnement

UPB: Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso

UV: Ultra Violet

JAI: Jour après incubation

JAS : Jour après semis

Liste des tableaux

	Pages
Tableau 1: Caractéristiques des échantillons de semences d'oignon analysés	23
Tableau 2: Taux d'infection (%) des échantillons de semences d'oignon par les champignons selon la méthode d'incubation directe	26
Tableau 3: Taux d'émergence des plantules des 17 échantillons de semences d'oignon.....	32
Tableau 4: Prévalence des espèces fongiques développées sur des semences d'oignon testées	34
Tableau 5: Prévalence des espèces fongiques sur les échantillons de semences d'oignon testées	35
Tableau 6: Caractéristiques des échantillons de champignons testés	40
Tableau 7: Effet des extraits aqueux sur la croissance mycélienne (en cm) des champignons testés 4 Jours après incubation (4JAI).....	43
Tableau 8: Effet des extraits aqueux sur la croissance mycélienne (en cm) des champignons 7 JAI	44
Tableau 9: Caractéristiques des échantillons testés.....	47
Tableau 10: Effets des extraits aqueux de <i>C. citratus</i> et de <i>P. oleracea</i> sur l'abondance de <i>A. flavus</i> et de <i>A. niger</i> dans l'échantillon de semences d'oignon E-6.....	50
Tableau 11: Effets des extraits aqueux de <i>C. citratus</i> et de <i>P. oleracea</i> sur l'abondance de <i>F. oysporum</i> et <i>F. solani</i> dans l'échantillon de semences d'oignon E-11.....	51

Liste des illustrations

	Pages
Figure 1: Évolution de la production d'oignon bulbe au Burkina Faso de 1996/1997 à 2010/2011	8
Planche 1: Différents symptômes de maladies fongiques sur l'oignon.....	12
Planche 2: Échantillonnage et ensemencement de graines d'oignon.	24
Planche 3: Processus d'obtention des plantules d'oignon, la dissection des plantules et de l'ensemencement en boîte de Petri.	31
Planche 4: Espèces de plantes utilisées ; a : Plante de <i>Cymbopogon citratus</i> , b : Plante de <i>Eclipta alba</i> , c : Plante de <i>Portulaca oleracea</i>	40
Planche 5a: Effets des traitements sur la croissance mycélienne de <i>F. moniliforme</i> 7 JAI	44
Planche 5b: Effets des traitements sur la croissance mycélienne de <i>A. niger</i> 7 JAI	44
Photo 1: Pourriture bactérienne.....	13
Photo 2: <i>Delia antiqua</i> Meigen	14
Photo 3: Chenilles et dégâts causés.....	15

Résumé

Les producteurs d'oignon au Burkina Faso sont confrontés à des attaques parasitaires qui engendrent d'importantes pertes de récoltes allant de 30 à 40%. Les symptômes les plus couramment rencontrés sont typiques de dégâts d'agents pathogènes d'origine fongique. Étant donné que la semence est un des moyens de transmission des champignons, nous avons entrepris d'évaluer la mycoflore des semences et de rechercher des méthodes de lutte. L'évaluation de la mycoflore de semences d'oignon a été faite selon la méthode du papier buvard humidifié. Au total, quinze (15) espèces de champignons dont 10 espèces pathogènes et 5 espèces saprophytes ont été identifiées. Les espèces de champignons pathogènes dont les taux d'infection sont plus élevés sont *Fusarium moniliforme* (0-6,25%), *F. oxysporum* (0-12,5%), *F. solani* (0-34%). *Aspergillus flavus* (0-87,5%), *A. niger* (0-90,25%), *Cladosporium sp.* (0-12,25%), *Penicillium sp.* (0-88%), *Rhizopus sp.* (0-85, 75%) sont les champignons saprophytes rencontrés sur les semences. L'évaluation de la mycoflore sur des plantules issues de semences d'oignon naturellement infectées par les champignons est faite selon la méthode d'incubation en chambre humide. Cette étude a permis d'identifier trois champignons saprophytes les plus fréquents que sont : *A. flavus* (35,29%), *A. niger* (58,82%) et *Cladosporium sp.* (94,12%). Quant aux espèces pathogènes, les plus fréquentes sont *C. lunata* (64,71%), *E. rostratum* (41,18%), *Phoma sp.* (41,18%), *Bipolaris sp.* (35,29%), *F. oxysporum* (35,29%), à des taux d'infection respectifs de 0-11,11% , 0-1,34% , 0-13,33% , 0-1,65% et 0-13,33%. Sur les feuilles ont été notés des champignons responsables de maladies foliaires. Ce sont *Cladosporium sp.*, *Exserohilum rostratum*, *Phoma sp.* et *Stemphylium botryosum*. L'efficacité des extraits aqueux de *Cymbopogon citratus* (30%), *Portulaca oleracea* (30%) et de deux écotypes de *Eclipta alba* (25%) a été testé sur trois isolats de *Fusarium* (*Fusarium moniliforme*, *F. oxysporum* et *F. solani*) et un isolat de *Aspergillus niger* *in vitro* et aussi en traitement de semences. Il ressort du test d'efficacité *in vitro* que *C. citratus* est l'extrait qui contrôle la croissance mycélienne de *Fusarium moniliforme*, *F. oxysporum*, *F. solani* à des taux d'inhibition respectifs de 92,17%; 45,28%; 68,51%. Il est suivi de l'extrait de *P. oleracea* de la Vallée du Kou. L'extrait contrôlant le mieux la croissance mycélienne de *A. niger* est celui de *P. oleracea* de la Vallée de Kou. *C. citratus* et *P. oleracea* sont efficaces en traitement de semences contre *A. flavus*, *A. niger*, *F. oxysporum* et *F. solani*.

Mots clés : Oignon, champignons, croissance mycélienne, traitement de semences, extraits aqueux de plantes, Burkina Faso.

Résumé

Les producteurs d'oignon au Burkina Faso sont confrontés à des attaques parasitaires qui engendrent d'importantes pertes de récoltes allant de 30 à 40%. Les symptômes les plus couramment rencontrés sont typiques de dégâts d'agents pathogènes d'origine fongique. Étant donné que la semence est un des moyens de transmission des champignons, nous avons entrepris d'évaluer la mycoflore des semences et de rechercher des méthodes de lutte. L'évaluation de la mycoflore de semences d'oignon a été faite selon la méthode du papier buvard humidifié. Au total, quinze (15) espèces de champignons dont 10 espèces pathogènes et 5 espèces saprophytes ont été identifiées. Les espèces de champignons pathogènes dont les taux d'infection sont plus élevés sont *Fusarium moniliforme* (0-6,25%), *F. oxysporum* (0-12,5%), *F. solani* (0-34%). *Aspergillus flavus* (0-87,5%), *A. niger* (0-90,25%), *Cladosporium sp.* (0-12,25%), *Penicillium sp.* (0-88%), *Rhizopus sp.* (0-85, 75%) sont les champignons saprophytes rencontrés sur les semences. L'évaluation de la mycoflore sur des plantules issues de semences d'oignon naturellement infectées par les champignons est faite selon la méthode d'incubation en chambre humide. Cette étude a permis d'identifier trois champignons saprophytes les plus fréquents que sont : *A. flavus* (35,29%), *A. niger* (58,82%) et *Cladosporium sp.* (94,12%). Quant aux espèces pathogènes, les plus fréquentes sont *C. lunata* (64,71%), *E. rostratum* (41,18%), *Phoma sp.* (41,18%), *Bipolaris sp.* (35,29%), *F. oxysporum* (35,29%), à des taux d'infection respectifs de 0-11,11% , 0-1,34% , 0-13,33% , 0-1,65% et 0-13,33%. Sur les feuilles ont été notés des champignons responsables de maladies foliaires. Ce sont *Cladosporium sp.*, *Exserohilum rostratum*, *Phoma sp.* et *Stemphylium botryosum*. L'efficacité des extraits aqueux de *Cymbopogon citratus* (30%), *Portulaca oleracea* (30%) et de deux écotypes de *Eclipta alba* (25%) a été testé sur trois isolats de *Fusarium* (*Fusarium moniliforme*, *F. oxysporum* et *F. solani*) et un isolat de *Aspergillus niger* *in vitro* et aussi en traitement de semences. Il ressort du test d'efficacité *in vitro* que *C. citratus* est l'extrait qui contrôle la croissance mycélienne de *Fusarium moniliforme*, *F. oxysporum*, *F. solani* à des taux d'inhibition respectifs de 92,17%; 45,28%; 68,51%. Il est suivi de l'extrait de *P. oleracea* de la Vallée du Kou. L'extrait contrôlant le mieux la croissance mycélienne de *A. niger* est celui de *P. oleracea* de la Vallée de Kou. *C. citratus* et *P. oleracea* sont efficaces en traitement de semences contre *A. flavus*, *A. niger*, *F. oxysporum* et *F. solani*.

Mots clés : Oignon, champignons, croissance mycélienne, traitement de semences, extraits aqueux de plantes, Burkina Faso.

Abstract

Onion producers in Burkina Faso are facing parasitic problems which caused important harvest product losses (30-40%). The main Symptoms encountered are typical fungal damages. Considering that seed is a fungi transmission mean, we have undertaken to evaluate seeds fungi and search for struggle method. Fifteen (15) fungi species including ten (10) pathogens species and five saprophytic species has been identified. Pathogens fungi species with which rate infection are essentially *Fusarium moniliforme* (6.25%), *F. oxysporum* (12.5%) and *F. solani* (34%). *Aspergillus flavus* (87.5%), *A. niger* (90.25%), *Cladosporium sp* (12.25%), *Penicillium sp.* (88%), *Rhizopus sp* (85.75%) are saprophytic fungi encountered on seeds. Evaluation of fungi on seedling obtained from naturally infected seed by fungi is done according the method of moisten. This study has permitted to identify three frequent saprophytic fungi. There are *A. flavus* (35.29%), *A. niger*(58.82%) et *Cladosporium sp* (94.12%). The more frequent pathogens fungi are *C. lunata* (64.71%), *E. rostratum* (41.18%), *Phoma sp.* (41.18%), *Bipolaris sp.* (35.29%), *F. oxysporum* (35.29%), which respective infestation rates are 0-11.11%, 0-1.34 %, 0-13.33%, 0-1.65%, 0-13.33%. On seedling leaves fungi that caused leaves diseases are been identified. There are *Cladosporium sp.*, *Exserohilum rostratum*, *Phoma sp.* and *Stemphylium botryosum*. Efficacy of aqueous extract of *Cymbopogon citratus*, *Portulaca oleracea* and two (02) ecotypes of *Eclipta alba* has been tested *in vitro* on three (03) *Fusarium* isolates (*Fusarium moniliforme*, *F. oxysporum* et *F. solani*) and one isolate of *Aspergillus niger* *in vitro*; too but in seeds treatments. The results of this study shown that aqueous extract of *C. citratus* significantly reduce the mycelium growth of *F. moniliforme*, *F. oxysorum*, *F. solani*. The inhibition (%) rates of each fungus are 92.17% for *F. moniliforme*, 45.28% for *F. oxysporum* and 68.51% for *F. solani*. Only *P.oleracea* collected from Kou valley have significantly reduced the mycelium growth of *A. niger*. In seed treatment, the aqueous extract of *C. citratus*, *P. oleracea* from Niassan are efficient in reducing the infection rate of *A. flavus*, *A. niger*, *F. oxysporum* and *F. solani*.

Key words: Onion, Fungi, Mycelial growth, seeds treatment, plants aqueous extract, Burkina Faso.

Introduction générale

Le Burkina Faso est un pays dont l'économie repose en grande partie sur l'agriculture qui regroupe plusieurs filières dont celle des céréales traditionnelles (mil, maïs et sorgho), du riz, du coton, des fruits et légumes et des oléagineux. Ce secteur emploie plus de 80% de la population active et contribue à hauteur de 40% au Produit Intérieur Brut national (INSD, 2009). Cependant, cette agriculture demeure embryonnaire et ne couvre pas les besoins de la population. Depuis les années 1970, la filière horticole s'est très vite avérée être un important atout pour le développement des exportations et le gain de devises pour le Burkina Faso (EASYPol, 2007). En effet, étant soucieux du bien-être de sa population et la diversification des produits à exporter, le pays prône pour la maraichiculture. Cela à travers le cadre de stratégie de croissance accélérée et de développement durable à l'horizon 2025 (SCADD) encourageant la culture des fruits et légumes tels que la mangue, le haricot vert, la pomme de terre, l'oignon, etc. La filière oignon du pays est peu organisée mais, elle est en pleine croissance. En effet, le Burkina Faso est un grand producteur et consommateur d'oignon et se situe au 4^e rang des pays producteurs d'oignon en Afrique de l'ouest après le Nigéria, le Niger et le Sénégal (PAFASP, 2011). La filière renferme de plus en plus de producteurs. Le nombre de producteurs est passé de 70 000 à plus de 96 000 entre 1996 et 2001 (EASYPol, 2007). La production d'oignon est passée de 70 000 tonnes en 2007 à 329 319 tonnes (soit 43% de la production de légumes) en 2009-2010 (PAFASP, 2011). D'autre part, on enregistre une amélioration des revenus des producteurs (EASYPol, 2007).

Malgré les efforts consentis par le gouvernement et les producteurs agricoles, la filière oignon rencontre d'énormes difficultés à tous les maillons de la filière à savoir la production, la conservation et la commercialisation. Les contraintes à la production sont d'ordre cultural (difficulté d'accès aux intrants de bonne qualité, insuffisance de l'accompagnement technique des producteurs, faible mobilisation des ressources en eau, difficulté d'accès aux terres, haute pression parasitaire) et d'ordre climatique (fortes température et faible pluviosité). Les contraintes liées à la conservation sont entre autres l'insuffisance des infrastructures de stockage en quantité et en qualité, la faible maîtrise des techniques de gestion des denrées entreposées. Pour ce qui est de la commercialisation, on note selon D'Alessandro et Soumah (2008), les contraintes telles que l'inaccessibilité de certains sites de production, la surabondance de l'offre en période de grande production (entre Janvier et Mai), les pertes (70% oignons bulbes) et les coûts d'évacuation importants, l'inorganisation des producteurs.

Plusieurs efforts sont entrepris par les responsables politiques et les acteurs de la filière pour remédier à ces différentes contraintes surtout biotiques. Mais l'accent n'est pas mis sur la recherche d'origine de ces agents. Or, les semences peuvent véhiculer un nombre considérable d'agents pathogènes (Champion, 1997). De plus, plusieurs auteurs à travers des études (Mathur et Kongsdal, 2003 ; Somda *et al.*, 2003) ont montré que les semences de céréales et de légumineuses sont des matériels de propagation des agents pathogènes. Ainsi, pour pallier la pression biotique notamment parasitaire, des produits chimiques sont utilisés de façon abusive dans les périmètres maraichers. Hormis leur efficacité en lutte parasitaire, les produits chimiques engendrent des pollutions environnementales et présentent des risques d'intoxication pour l'homme et les animaux. Ils deviennent peu efficaces à long terme à cause du développement d'une résistance de la plupart des agents pathogènes. Il est donc nécessaire de rechercher des méthodes de lutte moins nocives et facilement accessibles aux producteurs, telles que l'utilisation des extraits végétaux. Selon Nebié (2006), les plantes aromatiques peuvent constituer une source de produits phytopharmaceutiques et le savoir faire traditionnel peut être une base pour la valorisation de ces ressources naturelles. Pour une utilisation efficace de ces méthodes, une étude sanitaire fongique des semences graines s'impose. C'est dans l'optique de contribuer à la recherche de méthodes de lutte alternative à la lutte chimique qui soient efficaces, saines vis à vis de l'environnement et compatibles avec d'autres méthodes de lutte que s'inscrit notre étude qui porte sur l'évaluation de la mycoflore des semences d'oignon et recherche de méthodes de lutte basées sur l'utilisation des extraits aqueux de plantes locales.

Les objectifs spécifiques de l'étude sont :

- (1) Évaluer la mycoflore des semences d'oignon ;
- (2) Évaluer l'efficacité des extraits aqueux de trois espèces végétales (*Eclipta alba*, *Cymbopogon citratus* et *Portulaca oleracea*) contre des champignons transmis par les semences d'oignon *in vitro* ;
- (3) Évaluer l'efficacité des extraits aqueux de *Cymbopogon citratus* et de *Portulaca oleracea* en traitement de semences.

Le présent mémoire est subdivisé en deux grandes parties. La première fait cas de la synthèse bibliographique structurée en trois chapitres. La deuxième partie porte sur les expérimentations réalisées et comprend quatre chapitres.

**PREMIERE PARTIE : SYNTHESE
BIBLIOGRAPHIQUE**

Chapitre 1 : Généralités sur l'oignon, *Allium cepa* L.

1.1. Origine et distribution

Originaire d'Asie, l'oignon a été cultivé depuis le début de l'ère historique dans le bassin méditerranéen. Il a été disséminé par l'homme depuis son origine et est arrivé au Burkina Faso à partir d'Égypte où il est cultivé il y'a plus de 5 000 ans ((B.D.P.A., 1993). L'oignon s'est bien adapté dans la zone soudano-sahélienne pour les variétés qui font des bulbes en conditions de jours courts (B.D.P.A., 1993).

1.2. Taxonomie

Appartenant à la classe des monocotylédones, l'oignon appartient au super ordre des *Liliiflorae*, à l'ordre des Asparagales, à la famille des *Alliaceae*, à la tribu des *Alliae*, au genre *Allium* et à l'espèce *cepa*. Trois sous genres dont *Rhizirideum*, *Allium* et *Melanocrommum* émanent du genre *Allium* ((B.D.P.A., 1993). L'espèce *Allium cepa* est une espèce diploïde ($2n=16$) qui appartient au sous genre *Allium* (Hanelt, 1990).

1.3. Caractéristiques botaniques

1.3.1. Morphologie

La plante de l'oignon est constituée d'une tige très courte souterraine du centre de laquelle sont émises les feuilles de façon alternée de l'extérieur vers l'intérieur. Les feuilles formant 2 rangées opposées ont des limbes qui présentent une cavité interne. Elle produit 12 à 20 feuilles cylindriques ou quasi cylindriques en fonction de la date de semis et du type variétal. L'enracinement de la plante est superficiel, environ 20 cm (Messiaen *et al.*, 1993 ; B.D.P.A., 1993).

1.3.2. Cycle de développement

L'oignon est une plante bisannuelle qui forme à sa première année de production un bulbe bien différencié. Le bulbe repart en végétation, après une période de dormance, lorsque les conditions sont favorables à son développement. Le bulbe émet une ou plusieurs hampes florales pour la formation des ombelles (Messiaen *et al.*, 1993). Chaque fleur à nervure centrale verte comprend un périanthe de six (06) sépales blanches, six (06) anthères vertes ou jaunes, un (01) ovaire à trois (03) loges contenant chacun deux (02) ovules, un (01) stylet

terminé par un (01) stigmate. Un liquide gluant est exsudé par la surface stigmatique pour le dépôt des grains de pollen (de Bon, 1987 cité par Tarpaga, 2012).

1.3.3. Mode de production des semences d'oignon

L'émission de hampes florales peut se produire soit à partir de bulbes replantés en deuxième année de production (une fois la dormance levée) soit chez des plantes en voie de croissance végétative. Il existe alors deux (02) types de cycles de production des semences (Messiaen *et al.*, 1993).

-Cycle de production bisannuel (Bulb to seed) (bulbe à graine)

Selon Brewster (1994), le cycle de développement de l'oignon se fait en trois phases dont deux à la première année de production et une à la deuxième année. La première phase part de la germination de la semence à la maturation du bulbe. La seconde correspond à la période de dormance après la formation du bulbe. Et la troisième phase répond à l'étape de la reproduction sexuée.

Il ressort qu'un bon rendement en production de semences graines est observé lorsque la mise en terre de la semence est faite pendant la saison sèche (Tarpaga, 2012).

-Cycle de production annuel (*Seed to seed*) ou « graine à graine »

Elle repose sur la faculté qu'ont certaines variétés d'oignon (cas du violet de galmi), à monter en graines en premier cycle de culture (Tarpaga, 2012). Un semis précoce est par rapport à une production normale de bulbes afin que les plantes subissent une vernalisation suffisante. Les plantes qui présentent des ombelles bien développées sont sélectionnées et laissées en végétation jusqu'à maturité (Messiaen *et al.*, 1993).

La production de graine à graine est pratiquée par plusieurs agriculteurs d'Afrique car cette pratique est facile et peu coûteuse. Pour l'oignon commun, la récolte de graines pour 1 ha planté avec 5 t de bulbes mère peut atteindre 500 kg (Messiaen et Rouamba, 2004).

Les semences d'oignon doivent être récoltées par temps sec, traitées avec douceur lors du nettoyage et emmagasinées dès que possible en atmosphère sèche. Elles se détériorent rapidement dans des conditions tropicales humides, en quelques mois. Cependant, si on les stocke, avec une teneur en eau de 7-8% dans des emballages hermétiquement clos ou des récipients avec un produit desséchant, elles peuvent être conservées plusieurs années (Messiaen et Rouamba, 2004).

1.4. Diversité variétale de l'oignon au Burkina Faso

Il existe une multitude de variétés d'oignon cultivées et adaptées à différentes zones écologiques. Il existe plus d'une cinquantaine de variétés dans le catalogue officiel mondial (Collin *et al.*, 2004). Selon FAO (2008), seulement sept variétés sont inscrites dans le catalogue ouest africain des espèces et variétés végétales. Ce sont : le blanc de Galmi, le blanc de Soumarana, le jaune hâtif de Valence, le local Maranville, le red Créole, le Texas early yellow grano et le violet de Galmi. Seulement six variétés sont recommandées au Burkina Faso, à savoir le violet de Galmi, le violet de Soumarana, le Red créole et le Texas early yellow grano (MAHRH, 2008). Le violet de Noflaye et le violet de Garango y sont aussi rencontré.

1.5. Zones de production et sols

Toutes les régions de Burkina Faso sont productrices d'oignon. Cependant les 4 principales régions productrices sont : La Boucle du Mouhoun (3 700 ha avec une production de 121 150 tonnes d'oignon bulbe), la région du Nord (2 000 ha avec 49 950 tonnes), la région du Centre-Nord (1 520 ha avec 36 030 tonnes) et la région du Centre-Ouest (1 630 ha avec 24 245 tonnes) (PAFASP, 2013). Les sols les plus adaptés à cette production sont les sols légers, humifères et humides de bas fonds et les sols ameublés à texture fine en surface (Mémento de l'Agronome, 1993). De plus, les oignons peuvent pousser sur n'importe quel sol de pH > 5,6. Mais une absorption suffisante de calcium est essentielle pour avoir un bon développement végétatif et une bonne tolérance aux maladies. Les cultures d'oignons se font souvent avec irrigation (Messiaen et Rouamba, 2004).

1.6. Types de culture

Semis direct : le semis direct est la méthode normale pour une culture à grande échelle dans les pays tempérés. Dans les régions tropicales, il est rarement utilisé parce qu'il exige un niveau technique élevé, un équipement de semis de précision et une grande compétence dans l'utilisation des herbicides et l'irrigation. Les jeunes plants périssent facilement lors de fortes pluies. En outre, une culture par semis direct occupe les parcelles 50 jours plus tôt (B.D.P.A., 1993; Messiaen et Rouamba, 2004).

Semis en pépinière suivi du repiquage en champ: la production de plants en pépinière, en semant à la densité de 500–1000 graines/m² (1,5–3 g/m²), convient pour les petits agriculteurs. Environ 40–50 jours après le semis, les jeunes plants qui ont la grosseur d'un

crayon, sont transplantés à une densité de 16–36 plants/m². Pour faciliter le désherbage un espacement de 30–35 cm entre les lignes est nécessaire. De fortes densités de repiquage procurent une récolte plus importante, mais les bulbes seront plus petits (B.D.P.A., 1993, 1993 ; Messiaen et Rouamba, 2004).

Production à partir de bulbilles : le repiquage de bulbes est utilisé dans les pays tempérés pour une production précoce. On obtient des bulbes mûrs très petits pesant moins de 3 g (diamètre 1,6 cm) par un semis tardif (longueur du jour supérieure à 12 heures, températures moyennes supérieures à 25°C) à la même densité que pour des plants à repiquer. Ils sont récoltés et repiqués après une période de conservation à une densité normale pour la production précoce de gros bulbes. Cette méthode est parfois appliquée en zone tropicale (au Sénégal par exemple, pour la production de récoltes précoces) (B.D.P.A., 1993; Messiaen et Rouamba, 2004).

1.7. Fertilisation et irrigation

Pour une bonne production, les oignons exigent un sol fertile. Les meilleurs rendements, dans des stations expérimentales en Afrique, ont été obtenus avec un fort apport d'engrais de formule 14-23-14 de NPK et suffisamment de sulfates (Messiaen et Rouamba, 2004). Les bulbes obtenus avec une fertilisation azotée excessive se conservent mal (Messiaen et Rouamba, 2004).

L'irrigation à la raie est couramment pratiquée avec des oignons plantés en doubles lignes sur des planches de 40–50 cm de largeur. La plupart des agriculteurs arrosent leurs oignons manuellement, à raison de 3–4 l/m² les jours secs. Cet arrosage manuel ou par asperseurs n'est pas très approprié pour les oignons parce qu'il favorise les maladies cryptogamiques des feuilles. L'irrigation par goutte à goutte est la méthode la plus appropriée, mais elle est coûteuse et jusqu'à présent rarement employée (Messiaen et Rouamba, 2004).

1.8. Importance économique de la filière oignon au Burkina Faso

La filière fruits et légumes avec son niveau de technologie utilisée et de superficie cultivée (30 000 hectares) en 2007 engendrait près de 400 000 emplois, dont 100 000 occupés par les femmes sur une population active totale d'environ six millions d'individus. Elle représente 16,5% de la production de l'agriculture et 10,5% de celle du secteur primaire. En 2002, elle contribuait à près de six (06) milliards de FCFA en valeur ajoutée, soit une contribution moyenne de 4,5% au produit intérieur brut du pays. En termes d'impacts macro économiques,

le contexte est jugé très favorable par la libéralisation du commerce et des prix, la privatisation des entreprises et la mondialisation de l'économie. L'impact macro économique sur la balance commerciale notamment n'est pas négligeable, car la filière fruits et légumes y contribue à 5% environ par an, d'où son importance par rapport aux autres activités agricoles. En termes d'impacts micro économiques, on peut dire d'une part que la filière renferme de plus en plus de producteurs. D'autre part, on enregistre une amélioration des revenus des Producteurs (EASYPol, 2007).

La filière oignon avec une production croissante participe à la réduction de la pauvreté dans de nombreux pays en voie de développement. En 2008, la superficie couverte par l'oignon était de 11 449 ha soit 41,4% de la superficie totale des cultures maraîchères (DPSAA, 2011). Selon PAFASP (2011), au Burkina Faso, la production de l'oignon a augmenté de 30 000 tonnes (campagne agricole 97/98) à plus de 366 000 tonnes (pendant la campagne de 2011) (figure 1). L'examen des prix oignon au niveau des producteurs montre que le prix de l'oignon a connu un accroissement important entre 2005 et 2010 à Réo au Sanguié passant de 61 000 FCFA la tonne à 110867 FCFA la tonne (Guissou *et al.*, 2012). Le chiffre d'affaire de l'oignon bulbe est passé de 4,38 milliards de FCFA en 2005 à 24,87 milliards en 2008 soit 30% de la valeur totale des ventes (DPSAA, 2011 ; Guissou *et al.*, 2012). La production couvre largement les besoins de la population burkinabé en période de production et le surplus est exporté vers le Ghana, la Côte d'Ivoire et le Togo. Les exportations oignon bulbes sont passées de 56 530 tonnes en 2009 à 120 974 tonnes en 2010 (FAO, 2013). Néanmoins, force est de constater que les oignons du Burkina sont fortement concurrencés par ceux en provenance du Niger et de la Hollande, surtout aux périodes creuses de la production (CPF, 2011).

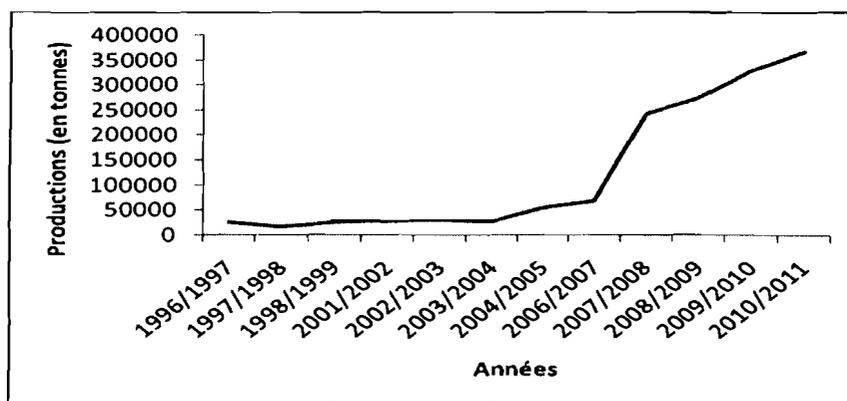


Figure 1: Évolution de la production d'oignon bulbe au Burkina Faso de 1996/1997 à 2010/2011

Chapitre 2 : Maladies, ravageurs et méthodes de lutte

2.1. Maladies de l'oignon

2.1.1. Maladies fongiques

2.1.1.1. Moisissure noire

Elle est provoquée par *Aspergillus niger* Tiegh et se caractérise par une coloration noire poussiéreuse sur la hauteur des collets et parfois sur les tuniques externes (Planche 1 photo a page 12). Les oignons meurtris sont plus susceptibles à ce champignon. Cette moisissure ramollit les tissus de l'oignon, ce qui engendre souvent la pourriture molle bactérienne (Chaput, 1995).

Les mesures de contrôle sont la minimisation des dommages sur les bulbes et aussi, la récolte des bulbes et graines sous des conditions sèches (Sumner, 1995 ; Schwartz *et al.*, 2007 cités par Dabré, 2013). La maladie est prévalent dans les régions de production tropicales et subtropicales où les températures élevées favorisent son développement. Bien qu'elle puisse causer des problèmes au champ, les plus grandes pertes sont observées au cours du stockage où l'on a une pourriture des bulbes. Dans les régions tempérées, elle est associée à de mauvaises conditions de conservation (Koike *et al.*, 2007).

2.1.1.2. Pourriture du col

Cette maladie fréquemment observée au niveau des oignons entreposés est causée par des espèces de *Botrytis* tels que *B. allii* Munn, et *B. squamosa* J. C. Walker (Chaput, 1995). L'infection se manifeste au cours de l'entreposage par une pourriture du col (Delahaut et Stevenson, 2004). Il arrive souvent que la pourriture se manifeste avant la récolte des bulbes. Il y a habituellement, à l'intérieur de l'oignon, une séparation entre les tuniques saines et les tuniques infectées. Au fur et à mesure que la maladie progresse, les tissus deviennent gris et une moisissure grise se forme (Planche 1 photo b page 12). Des sclérotés noirs apparaissent tôt ou tard dans les tissus affectés. Les symptômes de pourriture peuvent facilement être confondus avec ceux de la pourriture bactérienne. Le bulbe finit par être complètement détérioré. Parfois, les deux maladies sont présentes en même temps (Chaput, 1995 ; Delahaut et Stevenson, 2004). Les méthodes de lutte sont d'ordres préventif et curatif. Les méthodes préventives sont entre autres, la destruction des résidus de récolte, l'utilisation des cultivars moins sensibles et l'application de faibles doses d'engrais azotés (Lacy et Lorbeer, 1995 cités

par Dabré, 2013). Les méthodes curatives reposent essentiellement sur l'utilisation du mancozèbe 80% (avec une dose d'emploi de 2,5 kg/ha et le Boscalid (510) 267 G/KG + Pyraclostrobine 67 G/KG (à une dose de 1,5 kg/ha (E-phy, 2013).

2.1.1.3. Pourriture basale

Causé par *Fusarium oxysporum* f. sp. *Cepae* (Schlect.) Sn.et H., le pourridié fusarien est responsable des fontes de semis. Il pénètre d'abord dans le plateau des bulbes à partir des racines produisant ensuite de graves pertes en stockage (Sinaré, 1995). L'infection se développe en général lorsque les températures du sol sont très élevées. Les premiers symptômes au champ sont le jaunissement des feuilles et le dépérissement de leur extrémité. Au fur et à mesure que la maladie progresse, toute la partie aérienne de la plante peut s'affaïsser. Le plateau de l'oignon prend une coloration brun rosâtre et la zone infectée devient vulnérable à des pourritures bactériennes secondaires (Planche 1 photo c page 12). Si l'infection se produit tard dans la saison, il arrive que les symptômes n'apparaissent qu'une fois les oignons entreposés (Chaput, 1995). L'utilisation de variétés résistantes, l'utilisation de semences certifiées saines, la rotation culturale avec des plantes non hôtes sont les méthodes de lutte contre le pourridié fusarien (Koike *et al.*, 2007 ; Davis et Aegerter, 2010 ; Conn *et al.*, 2012).

2.1.1.4. Alternariose ou la tache pourpre de l'oignon

Elle est causée par *Alternaria porri* Ellis, un champignon opportuniste qui affecte les feuilles déjà atteintes par d'autres organismes pathogènes, insectes ou par des facteurs environnementaux (Chaput, 1995 ; Allen, 2005). Les périodes de temps chaud (18 - 30 °C) et humide sont propices à la propagation de la tache pourpre. Cette maladie se caractérise par de petites taches brunes de couleur pourpre au centre de la tache. Sous des conditions favorables, les taches forment des lésions ovales de teinte pourpre qui présentent des anneaux concentriques (Planche 1 photo d page 12) conduisant à un dépérissement du feuillage. Les feuilles plus vieilles ont tendance à être plus vulnérables à cette maladie (Chaput, 1995 ; Allen, 2005 ;). Pour lutter contre l'alternariose de l'oignon, il faut utiliser des variétés résistantes ou tolérantes, enfouir les résidus de culture après la récolte pour réduire la propagation et la survie de l'inoculum et la rotation des cultures avec des plantes non-hôtes (Miller et Lacy, 1995 cité par Dabré, 2013).

2.1.1.5. Pourriture blanche

La pourriture blanche est causée par un champignon terricole, *Sclerotium cepivorum* Berk. Il s'agit d'une maladie très dévastatrice qui apparaît d'abord dans le champ et qui continue sa progression en cours de l'entreposage. Dans la partie aérienne de la plante, cette maladie se manifeste d'abord par le jaunissement et le dépérissement progressif des feuilles à partir de leur extrémité puis par leur affaissement au sol. La pourriture blanche se manifeste sur les bulbes par une pourriture molle et une moisissure blanche et duveteuse, laquelle est parsemée de masses de petits sclérotés noirs (Planche 1 photo e page 12). Ces sclérotés survivent dans le sol pendant de nombreuses années. Les bulbes infectés peuvent pourrir dans les caisses-palettes et contaminer d'autres bulbes. La pourriture blanche pose moins de problèmes lorsque les sols sont chauds et secs (Chaput, 1995). La pourriture blanche est l'une des maladies fongiques la plus importante, la plus répandue et la plus destructrice des espèces de *Allium* (Crowe, 1995).

Toutefois, ces symptômes peuvent aussi bien être attribuables à d'autres causes (larve de la mouche de l'oignon, par exemple). Pour bien identifier la maladie, il faut examiner les bulbes et les racines (ACTA, 1990). Utiliser des plants sains et sols sains sont les méthodes de lutte (Crowe, 1995).

2.1.1.6. Mildiou

Le mildiou est causé par *Peronospora destructor* Berk. Il apparaît comme un velouté mauve sur les feuilles cylindriques et éventuellement sur les hampes florales creuses de la plante hôte. Les premiers symptômes du mildiou sont la formation d'un duvet gris violacé sur les feuilles normalement vertes (Planche 1 Photo f page 12) (Chaput, 1995). Le duvet se voit plus facilement tôt le matin. Souvent, la maladie se manifeste d'abord par plaques. Les feuilles atteintes pâlissent, puis jaunissent, se fanent et meurent. La phase où les feuilles sont vertes pâle et jaunes est caractérisée par des lésions de forme ovale qui offrent souvent une porte d'entrée à d'autres maladies comme la tache pourpre ou à des infections bactériennes. La progression du mildiou est favorisée en temps frais (moins de 22 °C) et peut détruire rapidement une culture d'oignons (30 à 45 jours) (Messiaen *et al.*, 1993 ; Chaput, 1995).

La gestion de ce pathogène passe par plusieurs méthodes dont:

- L'utilisation de semences saines et la plantation des transplants indemnes de la maladie;
- l'enfouissement des résidus de culture juste après les récoltes;

-la rotation des cultures excluant les espèces de *Allium* d'au moins 3 à 4 ans pourrait aider à réduire l'inoculum du sol, bien que cette stratégie n'élimine pas les spores aéroportés;
-les repousses doivent être détruites et les parcelles d'oignons doivent être choisies avec un bon mouvement d'air car des endroits protégés favorisent le développement du mildiou par les conditions qui sont créées (Hill, 1995; ACTA, 1999; Koike *et al.*, 2007).



a: Pourritures noires



b: Pourritures du col



c: Pourritures basales



d: Tache pourpre



e: Pourritures blanches



f: Mildiou

Source : Chaput. J. (1995)

Planche 1: Différents symptômes de maladies fongiques sur l'oignon

2.1.2. Maladies bactériennes

2.1.2.1. Pourritures molles induites par *Erwinia* spp.

Elles se manifestent souvent pendant l'entreposage. Les oignons atteints paraissent souvent sains de l'extérieur, mais lorsqu'ils sont coupés, certaines des tuniques internes sont brunes, aqueuses et paraissent cuites. Elles dégagent souvent une odeur infecte caractéristique (Chaput, 1995). Les symptômes de la pourriture molle vont de la tunique spongieuse, gorgée d'eau, au bulbe complètement désagrégé (Photo 1). Les éclaboussures de sol sur le plant sont la principale source d'infection (Chaput, 1995).

2.1.2.2. Pourritures molles causées par *Pseudomonas* spp.

Elles infectent souvent les tuniques externes. Cette infection se caractérise par une couche visqueuse jaune dégageant une odeur (Chaput, 1995).

Pour mieux contrôler les bactérioses, il faut récolter les bulbes à maturité complète et séchés. Il faut également éviter les meurtrissures pendant la récolte et au cours du stockage. Les oignons doivent être conservé dans un entrepôt ventilé (Walker *et al.*, 2009).



Source : Chaput J. (1995)

Photo 1: Pourriture bactérienne

2.1.3. Maladie virale

La bigarrure de l'oignon est causée par un virus (Onion Yellow Dwarf Virus ou OYDV) qui est propagé par des pucerons et disséminé par les bulbilles de semences. Les plantes atteintes jaunissent et se développent mal. Ce Potyvirus cause des striations irrégulières vert-foncé ou vert jaunâtre sur les feuilles et les hampes florales de *Allium cepa*. Les feuilles gravement atteintes présentent des « cloques en creux » et se déforment en s'inclinant vers le sol donnant le symptôme « pattes d'araignée » (ACTA, 1990 ; Messiaen *et al.*, 1993). Pour lutter contre

les viroses, les pépinières productrices de bulbes d'oignon doivent être inspectées à intervalles réguliers pour détecter les éventuelles plantes contaminées, qui doivent être immédiatement éliminées. Dans ces cultures, il est possible de lutter contre les virus en n'utilisant que du matériel sain et en contrôlant les populations de pucerons (OEPP/EPPO, 1994).

2.2 Ravageurs

2.2.1. Mouche de l'oignon *Delia antiqua* Meigen

La première génération de cet insecte (Photo 2) est la plus dévastatrice parce que les larves tuent les jeunes semis en développement. L'insecte entraîne un flétrissement du feuillage et une décomposition des bulbes (ACTA, 1990). L'application de granulés chimiques (Chlorpyrifos) dans le sillon au moment du semis et le traitement insecticide (Cyromazine) des semences sont des méthodes de prévention les plus efficaces contre la mouche de l'oignon (Ritcey et Chaput, 2000 ; Nault, 2013).



Source : Nault (2013)

Photo 2: *Delia antiqua* Meigen

2.2.2. Chenilles

Certaines chenilles de *Spodoptera* ou *Agrotis* coupent les jeunes plantes au niveau du sol ou mangent les feuilles. Elles se développent à l'intérieur des feuilles de la plante et se nourrissent de celles-ci. Lorsqu'elles atteignent un certain cycle de leur développement, elles sortent des feuilles (Messiaen *et al.*, 1993). Elles occasionnent ainsi le jaunissement et le dessèchement des feuilles mettant en péril la vie de la plante (Photo 3). Les produits insecticides tels qu'Emacot 050 WG (Emamectine benzoate) sont utilisés contre ces parasites.



(Photo I. SOMDA)

Photo 3: Chenilles et dégâts causés

2.2.3. *Trips tabaci* Lindeman

Ce sont des insectes piqueurs-suceurs qui envahissent le feuillage (D'Arondel De Haye, 1995). Les piqûres occasionnées par ces insectes évoluent en une multitude de points blancs toutefois l'incidence est très faible sur l'oignon de conservation (Fleurance, 2011). Pour lutter contre les thrips, il faut arroser correctement les champs car les plantes qui souffrent d'un manque d'eau sont les plus attractives. Également, utiliser un paillage avant ou après l'implantation de la culture ou labourer le champ permet de tuer les nymphes dans le sol déjà infecté (Bijlmakers, 2008). Des insecticides peuvent être utilisés (Messiaen et Rouamba, 2004). Le principal insecte parasite des oignons et des échalotes est *Thrips tabaci*, que l'on peut combattre avec des insecticides tels que TITAN 25 EC (Acetamipride 25g/l) ; RELDAN 40 EC (Chloryrifos (400g/l) (E-phy, 2013). Une aspersion quotidienne avec de l'eau pure, ou une irrigation par aspersion, sont également assez efficaces. (Messiaen et Rouamba, 2004).

2.2.4. Nématodes à lésions, *Pratylenchus penetrans* (Cobb) Filip.et Stek.

Endoparasite migrateur, *Pratylenchus penetrans* est un nématode pouvant réduire la qualité et les rendements des bulbes. Les plantes infectées sont rabougries et présentent au niveau de leurs racines des lésions jaune clair évoluant en brun foncé au fil de l'évolution de la maladie (Conn *et al.*, 2012).

2.2.5. Nématodes à galles, *Meloidogyne* spp.

Quatre espèces de *Meloidogyne* ont été rapportées sur l'oignon: *Meloidogyne incognita* (Kofoid et White) Chitwood, *M. hapla* Chitwood, et *M. chitwoodi* Golden. (Johnson et Roberts, 1995). *M. hapla* et *M. incognita* sont le plus souvent rencontrés en régions tropicales et subtropicales tandis que les autres sont rencontrés dans les régions tempérées.

Sur l'oignon, les symptômes les plus visibles sont de petites galles rondes ou grêles d'un à 2 mm de diamètre situées sur les racines (Conn *et al.*, 2012). Des symptômes additionnels tels de faibles peuplements végétaux irréguliers, un rabougrissement de la plante et un jaunissement ressemblant à des carences nutritives ou en eau peuvent entraîner la perte de la vigueur du système racinaire. Il est souvent possible d'observer sur la surface des racines, des masses d'œufs variant du blanc à brun foncé avec approximativement 0,5 à 1 mm de diamètre (Johnson et Roberts, 1995).

Le contrôle des nématodes phytopathogènes est essentiellement préventif, car une fois qu'ils s'installent dans la plante, il est impossible de les éliminer sans porter des dommages à la plante (Dufour *et al.*, 2003). Néanmoins quelques méthodes de lutte existent. Ce sont les méthodes culturales (Utilisation de matériel végétal sain, rotation des cultures, solarisation (50-55°C), traitement à l'eau chaude (90°C) (Dufour *et al.*, 2003); l'utilisation de tourteaux de neem (Abassi *et al.*, 2005); la lutte biologique impliquant une bactérie (*Pasteuria penetrans*) et des espèces fongiques (*Trichoderma harzianum*, *Hirsutella rhossiliensis*, *Verticillium chlamydosporum*) et la lutte chimique (chloropicrine, metham-sodium, fenamifos, aldicarbe, oxamyl) (Ornat et Sorribas, 2008 cités par Dabré, 2013).

Chapitre 3 : Contrôle de la qualité sanitaire des semences

3.1. Principes et définition

Plusieurs chercheurs tels que Marthur et Kongsdal (2003), Mathur et Manandhar (2003) ont montré à travers des études que toute semence est susceptible de véhiculer des organismes pathogènes et saprophytes. Les agents pathogènes peuvent être en mélange dans les lots de semences, sur des impuretés, sur la surface des semences, dans leur embryon ou leurs téguments (Champion, 1997).

Ces organismes peuvent affecter la qualité physique des semences en leur causant des pourritures, des décolorations, des nécroses, des flétrissements et la perte de leur faculté germinative (Champion, 1997 ; Mathur et Kongsdal, 2003). Les rendements des cultures résultant de l'utilisation de ces semences infectées peuvent être également affectés. En outre, les champignons peuvent affecter la qualité nutritionnelle des grains en produisant des mycotoxines en végétation ou en stockage (Champion, 1997). Le contrôle de la qualité sanitaire des semences a pour but de déterminer le pourcentage de graines contaminées par un ou plusieurs champignons pathogènes dans un lot de semences.

Les résultats du contrôle de la qualité sanitaire permettent de :

- connaître la valeur culturale d'un lot de semences ;
- apprécier la qualité nutritionnelle des graines ainsi que leurs conditions de stockage ;
- apprécier l'efficacité d'un produit de traitement de semences ;
- formuler des recommandations pour le traitement d'un lot de semences ;
- fournir un certificat phytosanitaire à un lot de semences ;
- décider de la mise en quarantaine d'un lot de semences destiné au commerce international ou pour une sélection variétale (Neergaard, 1986).

Les méthodes utilisées à cet effet doivent être simples, rapides, sensibles et reproductibles. Le choix de la méthode dépend du type de semences à analyser, des parasites à rechercher, de leur localisation dans la semence, des méthodes disponibles et du but de l'analyse (Champion, 1997).

3.2. Quelques méthodes courantes de contrôle de la qualité sanitaire des semences

3.2.1. Tri des semences sèches infectées

La méthode permet de rechercher les sclérotés en mélange dans les lots de semences, les graines tachées ou les organes de reproduction ou de conservation localisés à la surface des graines (Champion, 1997). Cette méthode consiste en un tri mécanique du lot de semences et est généralement associé à un test de pureté. Lors du tri, différents constituants peuvent être retirés. Du lot de semences est observé des semences pures (Semences spécifiques de la plante étudiée), des semences d'autres espèces et des impuretés (Débris végétaux, particules de terre, etc.) (Mathur et Kongsdal, 2003). Les observations des semences pures se font en utilisant la table lumineuse (Champion, 1997).

3.2.2. Test de lavage

Selon Mathur et Kongsdal (2003), le test de lavage est notamment utilisé pour détecter la présence des spores des champignons (Teliospores de charbon, oospores du mildiou) sur la surface des semences. Le test consiste à tremper les semences dans l'eau additionnée d'une goutte de détergent. La suspension obtenue est centrifugée et le culot contenant les spores est observé sous un microscope. Pour évaluer le pourcentage d'infection, un hemacytomètre (Cellule de comptage) est employé pour compter le nombre de spores.

3.2.3. Méthode du papier buvard

La méthode du papier buvard est l'une des méthodes d'évaluation de la qualité sanitaire des semences qui consiste à placer à équidistances les semences sur trois papiers filtres humidifiés dans des boîtes de Petri et mises en incubation. L'incubation est faite pendant 7 jours à 22°C sous un cycle alternatif de 12 h de lumière proche UV et 12 h d'obscurité (Mathur et Kongsdal, 2003). L'évaluation est faite 7 jours après incubation. Elle consiste à observer à l'aide d'une loupe binoculaire toutes les semences en vue d'identifier les champignons qui s'y trouvent. L'identification est faite sur la base des caractères culturaux du champignon et des organes de fructifications (Conidies, acervules et pycnides).

3.2.4. Culture sur milieu gélosé

Cette méthode consiste à la mise en incubation des semences préalablement désinfectées à l'eau de javel 1% sur un milieu synthétique de culture. Les conditions, le temps d'incubation et les procédures d'identification des champignons sont les mêmes que ceux de la méthode du

papier buvard. L'identification des champignons se fait à l'aide du microscope et est basée sur les caractéristiques des colonies et la morphologie des structures de sporulation (Mathur et Kongsdal, 2003).

3.2.5. Test basé sur les symptômes développés sur les jeunes plantes

Le test consiste à ensemercer des graines dans des tubes à essai contenant un milieu gélosé (à 1%). L'ensemble est mis en incubation à 22°C pendant 14 jours sous 12 h de lumière artificielle alternée avec l'obscurité 12 h. (Mathur et Kongsdal, 2003). Au terme de la période d'incubation l'évaluation consiste à regrouper les tubes en trois lots : les plantes saines, les plantes infectées et les semences non germées (Mathur et Kongsdal, 2003). Des notes détaillées sur les différents types de symptômes sont prises. Les zones affectées des plantes sont examinées à la loupe stéréoscopique pour observer et identifier les champignons. Pour chaque type de symptôme, le nombre de plantules est exprimé en pourcentage d'infection. Les semences non germées sont aussi observées (Mathur et Kongsdal, 2003).

3.3. Amélioration de la qualité sanitaire des semences

L'amélioration de la qualité sanitaire des semences passe par l'identification correcte des agents pathogènes incriminés (Mathur et Kongsdal, 2003). En effet, dans le but de protéger, de guérir ou d'améliorer la qualité sanitaire des lots de semences, diverses méthodes existent et sont fonction de l'objectif d'utilisation des semences (production, commercialisation, etc.) et de l'étendue de l'exploitation agricole (Champion, 1997).

3.3.1. Mesures de quarantaine

C'est un ensemble de mesures de protection sanitaire appliquée aux semences concernant les agents pathogènes (Parasites de quarantaine et parasites dits de qualité). Elle a pour but d'éviter toute introduction ou dissémination d'agents pathogènes dans les zones jusque là indemnes. Elle permet de limiter l'introduction sur le territoire d'espèces végétales portant des germes de quarantaine. Pour cela, les contrôles se font sur les lieux de production des semences et aux frontières d'entrées des pays (Champion, 1997).

Ainsi, le service de protection des végétaux, responsable de l'application de la réglementation phytosanitaire, délivre des certificats phytosanitaires pour les échanges internationaux et la circulation des semences à l'intérieur d'un marché unique (Champion, 1997).

3.3.2. Méthode chimique

De nos jours, la méthode chimique est la plus utilisée et souvent plus efficace pour améliorer la qualité sanitaire des semences. Elle consiste à utiliser des produits chimiques pour le traitement des semences soit en les désinfectant et/ou en les protégeant contre les champignons telluriques. L'utilisation du Calthio DS permet de réduire la croissance radiale de *Bipolaris maydis* de 78,57% et empêche la sporulation de celui-ci à 100% (Bonzi, 2005). Selon Soalla (2011), le Benlate T20 réduit le taux d'infection des semences de niébé par *Fusarium spp* de 84,5% à 5%.

3.3.3. Utilisation de substances naturelles végétales

Avec l'augmentation du prix des produits chimiques sur les marchés locaux, la résistance des agents pathogènes aux produits chimiques et la pollution de l'environnement que ses produits engendrent, les produits biodégradables provenant des plantes constituent une bonne alternative. A un coût relativement faible, ils permettent aux producteurs de pouvoir assurer la protection de leurs semences (Bouda *et al.*, 2001 cités par Bonzi, 2005). En effet, plusieurs études ont prouvé l'efficacité des substances naturelles végétales (extraits aqueux de plantes, les huiles essentielles) à des doses spécifiques, aussi bien au niveau de traitement de plantes au champ qu'au niveau de la conservation des denrées alimentaire. Ainsi, l'extrait aqueux de *Eclipta alba* aux concentrations de 25% et 30% réduit considérablement le taux d'infection des semences de riz par *Bipolaris oryzae* et *Fusarium moniliforme* (Tiendrébeogo, 2011). Soalla (2011) démontre que l'extrait aqueux de *Yucca schidigera* entraîne une inhibition totale de la croissance mycélienne de *Colletotrichum capsici* et de *Rhizoctonia solani*. Les extraits aqueux de la citronnelle (*Cymbopogon citratus*) et du neem (*Azadirachta indica*) sont plus efficaces dans l'inhibition de *Phoma sorghina* sur les semences de sorgho que le fongicide Calthio C (Bonzi, 2013). Les huiles essentielles de *Lippia multiflora* à 600 ppm et de *C. citratus* à 400 ppm inhibent complètement la présence de *Bipolaris oryzae* sur les semences de riz (Tiendrébeogo, 2011). Ouédraogo (2011) démontre que les huiles essentielles de *C. citratus* et de *L. multiflora* à 6% et à 8% réduisent considérablement les taux d'infection des grains par *P. sorghina* et *F. moniliforme*.

DEUXIEME PARTIE : EXPERIMENTATIONS

Chapitre 4 : Évaluation de la mycoflore des semences d'oignon

4.1. Matériel et méthodes

4.1.1. Matériel d'étude

Dix sept échantillons de semences d'oignon collectés dans différentes localités du Burkina Faso dont Bobo-Dioulasso, Ouahigouya, Ouagadougou, Di, Niassan, Oué, constituent le matériel d'étude. Les caractéristiques des différents échantillons sont présentées dans le tableau 1.

4.1.2. Méthodes

4.1.2.1. Collecte des échantillons

Les échantillons de semences locales ont été collectés auprès des producteurs semenciers d'oignon dans les principales zones de production du pays lors des sorties de prospection sur les périmètres maraichers. Quant aux échantillons de semences dits exotiques ils ont été collectés auprès des commerçants grossistes de semences maraîchères. Les échantillons ainsi collectés sont conditionnés dans des sachets plastiques et conservés au réfrigérateur à 5°C.

4.1.2.2. Échantillonnage et incubation

4.1.2.2.1. Échantillonnage

Il consiste à prélever à l'aide d'un diviseur conique l'échantillon de travail (8 g de semences) (Photo 2 page 24). Une fois l'échantillon de travail obtenu, 400 graines sont prélevées pour l'analyse de la mycoflore.

Tableau 1: Caractéristiques des échantillons de semences d'oignon analysés

N° d'ordre	Code de L'échantillon	Localités	Variétés	Producteurs	Classification	Traitement
1	E-1	Bobo-Dioulasso	Violet de Damani	Technisem	Exotique	Topsin
2	E-2	Bobo-Dioulasso	Violet de Galmi	King-Agro	Exotique	Titan
3	E-3	Ouahigouya	Violet de Galmi	Ilboudo Paul	Locale	NT
4	E-4	Sourou	Violet de Galmi	Agro-business	Locale	NT
5	E-5	Ouagadougou	Violet de Galmi	INERA	Locale	NT
6	E-6	Sourou/ Di	Violet de Galmi	So Honoré	Locale	NT
7	E-7	Sourou/ Benkadi	Violet de Galmi	Gorou T. Abel	Locale	NT
8	E-8	Sourou/ Oué/ Niger	Violet de Galmi	ND	Locale	NT
9	E-9	Sourou/ Di	Violet de Damani	Technisem	Exotique	Topsin
10	E-10	Sourou/ Di	Violet de Galmi	Ouédraogo Sita	Locale	Calthio DS
11	E-11	Sourou/Sababougnouma	Violet de Galmi	Gansoré Moustapha	Locale	NT
12	E-12	Sourou/ Oué	Violet de Galmi	Gorou T. Abel	Locale	NT
13	E-13	Sourou/Sokadi	Violet de Galmi	Koné Hubert	Locale	NT
14	E-14	Sourou/ Oué	Violet de Damani	Technisem	Exotique	Topsin
15	E-15	Korsimoro	Prema 178	ND	Exotique	Topsin
16	E-16	Kongoussi	Violet de Galmi	Prébase	Locale	NT
17	E-17	Sourou/ Di	Violet de Galmi	Kaboré Amadou	Locale	NT

ND: Non déterminé, NT: Non traité

4.1.2.2.2. Ensemencement et incubation

Une étude préliminaire que nous avons conduite a montré un développement abondant des champignons saprophytes qui ne permettait pas une identification des agents pathogènes. Pour ce faire, les semences ont été d'abord désinfectées à l'alcool 70% pendant 30 secondes puis à l'eau de javel 1% pendant 1 minute ensuite, les graines sont rincées trois fois avec de l'eau stérile et séchées en conditions aseptiques sous la hotte à flux laminaire. La recherche de la mycoflore a été faite dans les lots de semences désinfectées et non désinfectées d'un même échantillon de semence. Pour chaque lot, l'ensemencement des graines est fait séparément dans les boîtes de Petri. Il a consisté à disposer 25 graines dans chaque boîte de Petri contenant du papier buvard stérile et humidifié avec de l'eau stérile (Photo 5). Les boîtes de Pétri sont ensuite incubées sous 12 h de lumière proche ultra violet alternée avec l'obscurité (12 h) pendant 7 jours à 22°C.



Graines d'oignon



Diviseur conique



Ensemencement des graines d'oignon dans une boîte de Petri

Planche 2: Échantillonnage et ensemencement de graines d'oignon.

4.2. Collecte des données

L'évaluation des semences est faite sept (07) jours après incubation. Elle consiste à observer à l'aide d'une loupe binoculaire toutes les graines en vue d'identifier les champignons qui s'y trouvent et les enregistré sur une fiche (Annexe 1). L'identification est faite sur la base des caractères cultureux et des organes de fructifications du champignon (Conidies, acervules et pycnides).

4.3. Analyse des données et présentation des résultats

Les données recueillies lors de l'évaluation sont analysées avec le logiciel Microsoft Excel pour le calcul des taux d'infection des échantillons de semences. Les résultats obtenus sont présentés sous forme de tableaux.

4.4. Résultats et Discussion

4.4.1. Résultats

L'évaluation de la mycoflore des échantillons de semences d'oignon a permis d'identifier 15 espèces de champignons. Parmi celles-ci, 10 espèces sont pathogènes et 5 sont saprophytes. Les échantillons testés sont infectés à des taux variables par les champignons quelle que soit la provenance de l'échantillon testé.

Tableau 2: Taux d'infection (%) des échantillons de semences d'oignon par les champignons selon la méthode d'incubation directe

Champignons	Échantillons de semences d'oignon																	
	E-1	E-2	E-3	E-4	E-5	E-6	E-7	E-8	E-9	E-10	E-11	E-12	E-13	E-14	E-15	E-16	E-17	
Saprophytes	<i>Aspergillus flavus</i>	0,5	2,25	7,5	23,5	57,25	11,25	5,5	57,3	0	1,5	18	6,5	87,5	0	3,25	29,75	18,25
	<i>A. niger</i>	0,25	8,25	43,75	70,25	38	90,25	0,75	81,3	0	10	6,75	15,75	82	0,25	24,3	83,5	58,75
	<i>Cladosporium sp.</i>	0,25	0	8	2,25	0	3,75	12,25	8	0	0	0,75	2	1,5	0,25	4	1,75	10,75
	<i>Penicillium sp.</i>	0,25	0	1,75	16,5	88	35,75	11,5	1	52,5	0	0	3,25	9,75	1,5	0	0,25	0
	<i>Rhizopus sp.</i>	59	4,5	5,25	1,5	85,75	4	18,75	35,8	0	0	1,5	29,25	56,25	35,75	0	14,25	9
Pathogènes / Parasites	<i>Alternaria alternata</i>	0	0	0	0	0,25	0,75	0	0	0	0	0,5	0	0	0	0,5	7,5	
	<i>Botryodiplodia theobromae</i>	0	0	0,5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	<i>Curvularia lunata</i>	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0,5	0,25	0	0	0,25	2
	<i>C. pallescens</i>	0	0	0	0	0	0,25	0	0,75	0,25	0	0	0	0	0	0	0	0,5
	<i>Exserohilum rostratum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0,25	0	0	0,25	0	0	0	0	0	1
	<i>Fusarium equiseti</i>	0	0	0,25	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Fusarium moniliforme</i>	0	0	0	3,5	0,75	0	0,25	0	0,25	6,25	0	0	1,75	0	0	0	0
	<i>F. oxysporum</i>	10,25	0	0	0	0,5	0	0,5	0,5	0	0	12,5	10,75	4,5	0,5	0	8,75	3,25
	<i>F. solani</i>	0	0	0	0	0,5	0	0	0	0	1	34	0	0,5	0	0	0,25	0,25
	<i>Phoma sp.</i>	0	0	0	0	0,25	0	0,5	0,5	0	0	0	0,5	0	0	0	0,25	0,25

4.4.1.1. Taux d'infection par les champignons pathogènes

Il ressort du tableau 2 que le taux d'infection le plus élevé des champignons pathogènes est observé chez *Fusarium solani* (34%) dans l'échantillon 11. *Fusarium oxysporum* est présent à des taux d'infection relativement bas variant de 0 - 12,5%. D'autres champignons parasites peu abondants ont été également identifiés à des taux d'infection faibles sur les graines d'oignon. Ce sont *Alternaria alternata* (0 à 7,5%), *Curvularia sp.* (0 à 2%), *Fusarium moniliforme* (0 à 1,75%), *Exserohilum rostratum* (0 à 1%) et *Phoma sp.* (0 à 0,5). Les espèces de champignons pathogènes telles que *Fusarium equiseti* et *Botryodiplodia theobromae* ont été identifiées uniquement dans l'échantillon 3 à des taux d'infection de 0,25% et 0,5%, respectivement.

4.4.1.2. Taux de contamination par les champignons saprophytes

Aspergillus niger est présent dans tous les échantillons de semences sauf dans l'échantillon 9 (Tableau 2). Il a le taux d'infection le plus élevé (90,25%) dans l'échantillon 6. Ensuite, viennent *Penicillium sp.* (88%), *Aspergillus flavus* (87,5%), *Rhizopus sp.* (85,75%) et *Cladosporium sp.* (12,25%).

4.4.2. Discussion

Les résultats de l'analyse de la mycoflore montrent que tous les échantillons analysés sont infectés par divers champignons parasites ou saprophytes. Il ressort de ces résultats que le genre *Fusarium* a le taux d'infection le plus élevé que les autres genres de champignons parasites présents sur les semences. En effet, la présence dans l'échantillon E-11 de *Fusarium solani* (34%), *F. oxysporum* (12,5%), sur les semences s'expliquerait par le fait que ces espèces sont mieux adaptées aux conditions climatiques qui prévalent dans les zones de cultures. Aussi, ces espèces sont ubiquistes sur la plupart des spéculations maraichères et capables de se conserver dans le sol. Ce qui va favoriser l'augmentation de l'inoculum offrant davantage des conditions propices d'infection (Messiaen et Lafon, 1970). Plusieurs auteurs dont Messiaen et Lafon (1970), Chaput (1995), Messiaen et Rouamba (2004) ont prouvé l'abondance de ces champignons dans les périmètres maraichers.

L'abondance des *Fusarium* sur les semences pourrait constituer un handicap majeur à la production de l'oignon dans notre pays puisque les espèces qui ont été identifiées sont responsables des fontes de semis et de manques à la levée des semences de plusieurs spéculations agricoles (Champion, 1997). La présence de *Fusarium equiseti* (0,25%) et de *Botryodiplodia theobromae* (0,5%) sur un seul échantillon s'expliquerait par une infestation

des semences au champ car après la récolte de l'oignon les producteurs font la production du maïs. Or, ces deux champignons ont été identifiés par plusieurs chercheurs sur les semences de maïs provenant des différentes régions maïscoles du Burkina Faso. En effet, Sanon (2004) a montré une abondance de *Botryodiplodia theobromae* (0-17%) et de *Fusarium equiseti* (0-15%) au niveau des échantillons de semences de maïs.

Les champignons saprophytes dont *Aspergillus niger* et *Penicillium sp.* sont présents dans presque tous les échantillons évalués et ont des taux d'infection élevés 90,25% et 88% respectivement. Des travaux similaires réalisés par Özer et Köycü (1997) ont montré la présence de *Aspergillus niger* sur les semences d'oignon. Aussi, Havey (1995), Sumner (1995) et Özer et Köycü (2004) cités par Özer *et al.* (2009) ont montré que *Aspergillus niger* est présent sur les semences d'oignon et dans les sols à forte pression de culture d'oignon. *Aspergillus flavus*, *A. niger*, *Rhizopus sp.* et *Penicillium sp.*, sont des champignons ubiquistes qui se développent sur les produits de conservation lorsque les conditions de température et d'humidité sont élevées (Champion, 1997). Ils occasionnent surtout des dégâts sur l'ail mais aussi sur les bulbes d'oignon en cours de conservation. Les moisissures vertes causées par les *Penicillium* provoquent la pourriture molle aqueuse des tissus des oignons et/ou une décoloration bleu-vert du collet ou d'autres tissus (Agblor et Waterer, 2001). Ils sont responsables de la pourriture bleue des bulbes d'oignon (Conn *et al.*, 2012). En fonction des conditions environnementales et des cultivars, *A. niger* peut provoquer des dégâts aussi graves que les *Penicillium*. En champ et en conservation, il est responsable de manques à la levée et de la pourriture noire des bulbes sur les variétés les plus colorées d'oignon et d'échalote (Messiaen et Lafon, 1970 ; Özer et Köycü, 2004 cités par Özer *et al.*, 2009). Il faut noter que certaines espèces de *Aspergillus* notamment *A. flavus* et *A. fumigatus* sont à l'origine de graves aspergilloses pulmonaires chez l'homme comme chez les oiseaux (Nicot, 2002).

4.5. Conclusion partielle

Les semences d'oignons qu'elles soient locales ou exotiques sont toutes susceptibles de véhiculer de nombreux agents fongiques. Parmi ceux-ci, les *Fusarium* sont responsables de fontes de semis et les *Aspergillus* et *Penicillium* sont eux, responsables de manques à la levée. Étant donné que les téguments des semences d'oignons sont quasi durs, il se pourrait que certains champignons localisés dans ceux-ci ou dans l'embryon ne puissent se développer dans le délai de 7 jours par la méthode d'incubation sur papier buvard. Par conséquent, il nous est nécessaire d'examiner les plantules issues de ces semences.

Chapitre 5 : Analyse de la mycoflore sur plantules d'oignon obtenues à partir de semences naturellement infectées.

La semence, organe assurant la perpétuité d'une espèce végétale, est d'une importance majeure. Cette fonction capitale que joue la semence peut être entravée par la présence de micro-organismes pathogènes dont les actions vont soit détruire la graine et l'empêcher de germer soit entraîner la mort de la plantule après émergence (Champion, 1997).

En effet, la présence accrue d'espèces fongiques sur les semences peuvent porter préjudice à la qualité reproductrice de celles-ci car certains champignons sont transmissibles de la semence infectée à la plantule.

5.1. Matériels et méthodes

5.1.1. Matériels

Le matériel d'étude pour le test d'émergence est constitué par l'ensemble des 17 échantillons de semences analysés dans le chapitre 1. En ce qui concerne l'analyse des plantules les différentes parties des plantules et les grains déterrés ont fait l'objet de l'étude.

5.1.2. Méthodes

5.1.2.1. Conduite de l'essai

Pour chaque échantillon à tester, 400 graines sont prélevées par la méthode d'échantillonnage selon les règles d'ISTA (2003) décrite précédemment au paragraphe 4.1.2.2.1 du Chapitre 4 page 22. Ces graines sont semées dans 20 pots (de dimension 13 cm de diamètre et 6,5 cm de profondeur) contenant du sable fin stérilisé par la méthode de la couscoussière à raison de 20 graines par pots. Après remplissage des pots par du sable (850 ml/ pot) humidifié à l'eau de robinet, 20 trous à équidistance de 3 cm y sont creuser en cercles concentriques (Planche 3 page 31). Ensuite, à l'aide d'une pince désinfecté à l'alcool 97°, le semis est effectué à raison d'une graine / trou. Ensuite, les trous sont refermés et les pots sont aspergés avec de l'eau de robinet. L'essai est conduit dans des conditions de température ambiante (environ 25°C) pendant 2 semaines. L'apport d'eau par échantillon est effectué une fois par jour à l'aide d'un asperger de volume 1 L.

5.1.2.2. Incubation des organes

A l'issue de deux semaines après semis, dix (10) plantules ont été pris au hasard par pot et par échantillon puis rincer à l'eau de robinet et laissées sécher à température ambiante du laboratoire.

Les extrémités des feuilles (2-3 mm), les bas de feuilles (2-3 mm) coupées au ras du collet et les racines principales (2-3 mm) sont découpées dans les conditions aseptiques à l'aide d'un scalpel. Il faut noter que d'une plantule à une autre du même échantillon, la lame est désinfectée à l'alcool 97° puis à la flamme. Chaque échantillon nécessite une nouvelle lame. Les différentes parties des plantules sont mises en incubation à raison de cinq plantules par boîte de Petri (contenant trois disques de papier stériles humidifié) et par répétition (Planche 3).

Les graines déterrées par échantillon ont été désinfectées dans les conditions aseptiques, à l'alcool 70° pendant 30 s et à l'eau de javel 1% pendant 1mn, puis rincés 3 fois à l'eau distillée stérile. Ces graines désinfectées sont laissées sécher sous la hotte à flux laminaire. Après séchage, les grains sont incubés selon la même méthode du papier buvard humidifié

Les boîtes ensemencées sont mises en incubation sous un cycle alternatif de 12 h de lumière proche UV et 12 h d'obscurité à 22° C pendant 7 jours.



Semis des graines d'oignon



Plantules d'oignon 14 JAS



Plantules disposées pour la dissection



Fragments de plantules d'oignon disposés dans une boîte de Petri

Planche 3: Processus d'obtention des plantules d'oignon, la dissection des plantules et de l'ensemencement en boîte de Petri.

5.1.2.3. Évaluation et analyse des résultats

L'évaluation a eu lieu 14 jours après semis pour le test d'émergence. Elle consiste à compter le nombre de plantules émergées par pot et par échantillon de semences. Les données sont ensuite enregistrées sur une fiche et traitées avec le logiciel Microsoft Excel.

L'évaluation des organes a été faite 7 jours après incubation à l'aide d'un microscope optique. Elle est effectuée suivant la description que nous avons faite dans le paragraphe 4.2. du chapitre 4 page 24. Les initiales du nom du champignon identifié sont inscrites sur le papier buvard et les résultats de l'évaluation sont enregistrés sur une fiche d'évaluation conçue à cet effet (annexe 2). Elle a pour but d'observer la présence des champignons pathogènes et de faire une comparaison entre l'abondance de champignons pathogènes sur les feuilles et les graines déterrées.

5.2. Analyse des données et présentation des résultats

Les données recueillies lors de l'évaluation sont saisies et analysées avec le logiciel Microsoft Excel pour le calcul des taux d'infection des organes par les champignons. Les résultats obtenus sont présentés sous forme de tableaux.

5.3. Résultats et discussion

5.3.1. Résultats

5.3.1.1. Émergence des plantules

L'évaluation du nombre de plantules émergées 14 jours après semis révèle que les taux d'émergences varient d'un échantillon à un autre (Tableau 3). Les taux d'émergences (T) les plus élevés ($T > 50\%$) sont obtenus dans douze (12) échantillons (71% des échantillons). Les taux moyens ($50\% \leq T \leq 10\%$) sont observés dans trois (03) échantillons (23% des échantillons). Le taux le plus faible ($T < 10\%$) est observé au niveau d'un seul échantillon (Tableau 3).

Tableau 3: Taux d'émergence des plantules des 17 échantillons de semences d'oignon

Taux d'émergence des plantules (T)	
Échantillons	Taux d'émergence (%)
E-1	76,25
E-2	80,25
E-3	71,25
E-4	66,25
E-5	7,5
E-6	86,75
E-7	37,5
E-8	13
E-9	89,75
E-10	15
E-11	51
E-12	60,25
E-13	15
E-14	84,75
E-15	73,25
E-16	70,5
E-17	90,25

5.3.1.2. Taux d'infection des plantules par les champignons

L'analyse sanitaire des plantules montre que tous les échantillons testés sauf l'échantillon 10 sont infestés par les agents fongiques (Tableau 4). Dix sept (16) espèces fongiques, dont cinq (05) saprophytes et 11 pathogènes ont été enregistrées lors de l'évaluation de la mycoflore développée sur les plantules. Les champignons saprophytes les plus fréquents sont *Cladosporium sp* (94,12%) à des taux d'infection de 0-30%, *A. niger* (58,82%) et *A. flavus* (35,29) à des taux d'infection de 0-20% et 0-13,33%, respectivement. Quant aux pathogènes, les plus fréquents sont *C. lunata* (64,71%), *E. rostratum* (41,18%), *Phoma sp.* (41,18%), *Bipolaris sp.* (35,29%), *F. oxysporum* (35,29%), à des taux d'infection respectifs de 0-11,11%, 0-1,34%, 0-13,33%, 0-1,65% et 0-13,33%.

La répartition des espèces fongiques en fonction des différents organes des plantules (tableau 5 pages 35-36) a permis de noter que certains champignons ne se développent que sur des organes précis. C'est le cas pour les champignons suivants qui n'ont été observés que sur les feuilles : *Alternaria spp.*, *Cladosporium sp.*, *Curvularia spp.*, *Bipolaris sp.*, *Exserohilum rostratum*, *Phoma sp.* et *Stemphylium botryosum*. Les champignons tels que *Aspergillus spp.*, *Rhizopus sp.*, *Fusarium spp.* et *Penicillium* se développent aussi bien sur les racines que sur les feuilles des plantules.

Par ailleurs, la présence des champignons sur les graines non levées est fonction des échantillons de semences testés. Ainsi, nous n'avons enregistré aucun champignon sur les grains déterrés des échantillons E-8, E-10, E-14, E-15, E-16, E-17. Au niveau des échantillons à faible taux d'émergence, des champignons à taux moyens d'infection ont été observés. Les grains déterrés de E-5 et de E-8 sont infectés par *Aspergillus flavus* (10,69% et 10,86%), *A. niger* (2,83% et 0,57%), *Rhizopus sp.* (12,26 et 8%), *F. moniliforme* (13,52% et 9,71%).

Tableau 4: Prévalence des espèces fongiques développées sur des plantules d'oignon testées

Espèces fongiques	Échantillons de semences d'oignon																	F (%)
	E-1	E-2	E-3	E-4	E-5	E-6	E-7	E-8	E-9	E-10	E-11	E-12	E-13	E-14	E-15	E-16	E-17	
S																		
<i>Aspergillus flavus</i>	0	8	13	1,5	13,33	0	0	0	0	0	0,55	0	0	0	0	0	0,5	35,29
<i>A. niger</i>	0	8,5	8	6,5	20	0,5	0	0	0	0	2,2	0	3,33	0	0,51	0,5	1	58,82
<i>Cladosporium sp.</i>	30	16,5	11,5	3,5	3,33	1	3,35	3,64	3,5	0	7,69	0	11,67	3,5	8,08	8,5	20	94,12
<i>Penicillium sp.</i>	0	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5,88
<i>Rhizopus sp.</i>	8,5	0	0	0	46,67	2,5	1,34	0	3,5	0	0	0	0	5	0	2,5	2,5	47,06
P																		
<i>Alternaria alternata</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0,5	0	0,55	0,53	3,33	1	0	0	0	29,41
<i>A. porri</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	5,88
<i>Bipolaris sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1,65	1,07	0	1	1,01	0,5	1	35,29
<i>Curvularia lunata</i>	0	0	0,5	1	0	0	1,34	1,82	2,5	0	2,75	1,07	0	6,5	11,11	1	0,5	64,71
<i>C. pallescens</i>	0	0	0	0	0	0	0,67	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5,88
<i>E. rostratum</i>	0	0	0	0	0	0	1,34	0	1	0	0,55	0,53	0	0	0,5	0,5	1	41,18
<i>Fusarium moniliforme</i>	14	3,5	0	0,5	0	0	0	0	1	0	2,2	0	0	0	0	0	0	29,41
<i>F. oxysporum</i>	9,5	6	1	0	13,33	0,5	0	0	0	0	1,1	0	0	0	0	0	0	35,29
<i>F. solani</i>	21	1,5	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	23,53
<i>Phoma sp</i>	0	0	0	0	0	0	0,67	0	0,5	0	5,49	4,81	13,33	4,5	0	1	0	41,18
<i>S. botryosum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2,02	0	0	5,88

F : fréquence; P : pathogènes; S : saprophytes

Tableau 5: Prévalence des espèces fongiques sur les échantillons de semences d'oignon testées

Échantillons	E-1			E-2			E-3			E-4			E-5			E-6			E-7			E-8			E-9			
	GNL	R	F	GNL	R	F	GNL	R	F	GNL	R	F	GNL	R	F	GNL	R	F	GNL	R	F	GNL	R	F	GNL	R	F	
S	<i>A. flavus</i>	0	0	0	2,67	0	8	1,33	0	13	2,20	1,5	11	10,69	3,33	10	0	0	0	1,5	0	0	10,86	0	0	0	0	0
	<i>A. niger</i>	0	0	0	1,33	0,5	8	2,67	0	8	3,30	2,5	6,5	2,83	0	20	0	0	0,5	0	0	0,57	0	0	0	0	0	
	<i>Cladosporium sp.</i>	0	0	29,5	0	0	16,5	0	0	11,5	1,10	0	3,5	0	0	3,33	0	0	1	0,5	0	3,35	0	0	3,64	0	0	3,5
	<i>Penicillium sp.</i>	0	0	0	0	0,5	6	0	0	0	8,79	0	0	0	0	0	0	0	0	0,5	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Rhizopus sp.</i>	8,47	2	8	0	0	1,5	1,33	0	0	0	0	0	12,26	20	46,7	0	0	2,5	0,5	0,67	0,67	8	0	0	0	0	3,5
P	<i>A. alternata</i>	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,5
	<i>C. lunata</i>	0	0	0	0	0	0	40	0	1	1,10	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1,34	0,57	0	1,82	0	0	2,5
	<i>C. pallensces</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,5	0	0,67	0	0	0	0	0	0	0
	<i>E. rostratum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1,34	0	0	0	0	0	1
	<i>F. moniliforme</i>	25,42	0	13,5	0	0,5	3	1,33	0	0	8,79	0	0,5	13,52	0	0	0	0	0	8	0,67	0,67	9,71	0	9,71	0	0	1
	<i>F. oxysporum</i>	0	1	10	0	1,5	5	0	0	2	0	0	0	0	13,33	6,67	0	0	0,5	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>F. solani</i>	3,39	2	21,5	0	0	2	0	0	0	0	0,5	0,5	0	0	0	4	0	1	7,5	0	0	0,57	0	0,57	0	0	0
<i>Phoma sp.</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,31	0	0	0	0	0	0	0	0,67	0,31	0	0,57	0	0	0,5	

GNL : grains non levés; R : racines ; F : feuilles ; S : saprophytes ; P : pathogènes

Tableau 5 (suite): Prévalence des espèces fongiques sur les échantillons de semences d'oignon testées

Echantillons	E-10			E-11			E-12			E-13			E-14			E-15			E-16			E-17					
	Organes	GNL	R	F	GNL	R	F	GNL	R	F	GNL	R	F	GNL	R	F	GNL	R	F	GNL	R	F	GNL	R	F		
S	<i>A. flavus</i>	0	0	0	0	0	0,55	4	0,53	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,5	
	<i>A. niger</i>	0	0	0	0	0	2,2	0	0	0	1	0	3,33	0	0	0	0	0	0,51	0	0	0,5	0	0	0	1	
	<i>Cladosporium sp.</i>	0	0	0	0	0	7,69	0	0	10,2	0	0	11,67	0	0	3,5	0	0	8,08	0	0	8,5	16,67	0	0	20	
	<i>Rhizopus sp.</i>	0	0	0	2	0	0	10,67	5,88	5,35	3	0	0	0	1,5	1	0	0	0	0	0,5	2	0	1,5	2,5		
P	<i>A. alternata</i>	0	0	0	0	0	0,55	0	0	0,53	0	0	3,33	0	0	0,5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	<i>A. porri</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	<i>Bipolaris sp.</i>	0	0	0	0	0	1,65	0	0	1,07	0	0	0	0	0	0,5	0	0	1,01	0	0	0,5	0	0	0	1	
	<i>C. lunata</i>	0	0	0	0	0	2,75	0	0	1,07	0	0	0	0	0	6,5	0	0	11,11	0	0	1	0	0	0	0,5	
	<i>E. rostratum</i>	0	0	0	0	0	0,55	0	0	0,53	0	0	0	0	0	0	0	0	0,5	0	0	0,5	0	0	0	1	
	<i>F. moniliforme</i>	0	0	0	40	0	2,2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>F. oxysporum</i>	0	0	0	0	0	1,1	1,33	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	<i>F. solani</i>	0	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
	<i>Phoma sp.</i>	0	0	0	0	0	5,49	0	0	4,81	0	0	13,33	0	0	4,5	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	
	<i>S. botryosum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2,02	0	0	0	0	0	0	0	

GNL : grains non levés; R : racines ; F : feuilles ; S : saprophytes ; P : pathogènes

5.4. Discussion

Les résultats du test d'émergence des plantules montrent un faible taux d'émergence de l'échantillon E-5. Ces résultats s'expliqueraient par une forte contamination des semences par *A. flavus* (57,25%), *A. niger* (38%), *Penicillium sp.* (88%) et *Rhizopus sp.* (85, 75%). Selon Champion (1997), les graines très contaminées par *Aspergillus* spp. ne germent pas ou donnent des plantules faibles ou anormales accompagnées très souvent d'un épais coussinet fructifère. Aussi, à une température de stockage des semences de 30° C et une humidité des graines de 15%, les semences sont totalement détruites 70 jours après stockage à cause du développement de *Penicillium* à l'intérieur des graines (Champion, 1997).

Les résultats de l'analyse de la mycoflore des plantules montrent que les plantules de tous les échantillons sauf celles de E-10 sont infectées aussi bien par les champignons saprophytes que pathogènes. L'inexistence de transmission de champignons aux plantules de E-10 s'expliqueraient par le traitement des semences avec le Calthio DS qui est un produit fongicide de contact. Les résultats révèlent que les champignons pathogènes sont rencontrés sur les graines non levées, les racines et les feuilles avec des pourcentages variables selon l'espèce fongique, l'organe végétal et l'échantillon. Les champignons tels que *Alternaria* spp., *Cladosporium sp.*, *Curvularia* spp., *Bipolaris sp.*, *Exserohilum rostratum.*, *Phoma sp.* et *Stemphyllum botryosum* sont présents uniquement au niveau des feuilles. Ces champignons sont responsables selon les espèces végétales de maladies foliaires. Chez la tomate, *Altermaria solani*, *Stemphyllum solani* et *Cladosporium fulvum* provoquent sur les feuilles respectivement des taches noires arrondies et zonées (alternariose), un dessèchement prématuré des feuilles, un dessèchement des limbes (cladosporiose) (Messiaen et Lafon, 1970). Les travaux de Somda *et al.* (2008) révèlent que les champignons pathogènes causant les maladies foliaires chez le maïs sont plus transmis des semences aux feuilles qu'aux racines.

mL'évaluation montre aussi que 94,11% des échantillons ont les feuilles de leurs plantules infectées par *Cladosporium sp.* Selon Messiaen et Lafon (1970), *Cladosporium fulvum* attaque uniquement les feuilles et les sépales. Il s'exprime dans des conditions de fortes humidité et d'absence totale de courant d'air. Après analyse des plantules, il a été observé des champignons qui sont présents sur celles-ci mais absents sur les semences de départ. La présence d'un champignon sur la plantule et son absence sur la semence de départ s'expliquerait par le fait que celui-ci serait présent soit dans les téguments ou dans l'embryon.

Par conséquent, ils ne pouvaient être observés lors de l'analyse de la mycoflore par la méthode du papier buvard. Selon Champion (1997), le choix de la méthode dépend du type de champignon à rechercher, de la localisation du parasite dans la semence.

5.5. Conclusion partielle

Les résultats du test de transmission des champignons des semences aux plantules révèlent qu'une infection élevée des semences par *Aspergillus flavus*, *A. niger* et *Penicillium sp.* est source de leur faible capacité germinative. L'étude a permis de montrer que les semences sont susceptibles de transmettre les champignons (qu'ils soient localisés superficiellement sur la graine ou profondément dans les téguments ou dans l'embryon) aux plantules. Vu l'importance de l'infection des semences et des plantules par les espèces fongiques, nous avons envisagé des mesures de lutte utilisant les pesticides naturels peu toxiques pour l'environnement.

Chapitre 6 : Évaluation de l'efficacité des extraits aqueux de plantes *in vitro* sur la croissance radiale des champignons

L'analyse de la mycoflore des semences et des plantules d'oignon a montré qu'aucun échantillon n'est indemne de champignons. Ces champignons sont responsables de maladies et de dégâts majeurs sur les cultures d'oignon. En vue de réduire l'infection des semences d'oignon par divers champignons, nous avons entrepris de tester l'efficacité des extraits aqueux de plantes *in vitro* contre *Aspergillus niger*, *Fusarium moniliforme*, *Fusarium oxysporum* et *Fusarium solani*.

6.1. Matériel et méthodes

6.1.1. Matériel

6.1.1.1. Espèces végétales et fongicide testées

Sur la base de travaux antérieurs effectués par plusieurs auteurs (Somda *et al.*, 2003; Zida *et al.*, 2008 ; Zida, 2009 ; Bonzi, 2013) sur l'activité antifongique d'extraits d'espèces végétales, trois espèces végétales ont été choisies afin de tester leurs propriétés antifongiques (Planche 4).

***Eclipta alba* (L.) Hassk.** : Elle appartient à la famille des *Asteraceae*. *Eclipta alba* est une herbe annuelle dressée et ramifiée à tige rougeâtre plus ou ligneuse à la base. C'est une adventice poussant dans les bas-fonds et les champs irrigués (Okezie et Agyakwa, 1989).

***Cymbopogon citratus* (D.C) Stapf.** encore appelée la citronnelle est une graminée aromatique. Cultivée pour ses propriétés médicinales, le pourpier est utilisé en cosmétique et en parfumerie à travers ses huiles essentielles (Sanon, 2004).

***Portulaca oleracea* L.** encore appelé pourpier est une herbe annuelle de la famille des *Portulacaceae*. Il est semi-prostré et glabre et se propage par les semences. On le rencontre dans les champs cultivés et sur les terrains vagues. Il est utilisé comme condiments dans certaines régions du Burkina Faso (Okezie et Agyakwa, 1989).

Le fongicide chimique Calthio C : C'est un fongicide insecticide formulé sous forme de poudre mouillable. Il contient 25% de chlorpyrifos-éthyl et 25% de thirame. Utilisé à la dose de 20 g pour 5 kg de semences de céréales, le calthio C est recommandé en traitement de semences.



a: Plante de *Cymbopogon citratus*

Source: J. Michaud

b: Plante de *Eclipta alba*

Source: Okezie et Agwaka

c: Plante de *P. oleracea*

Source: M. S. Koné

Planche 4: Espèces de plantes utilisées ; a : Plante de *Cymbopogon citratus*, b : Plante de *Eclipta alba*, c : Plante de *Portulaca oleracea*.

6.1.1.2. Espèces fongiques testées

Quatre isolats fongiques ont fait l'objet de notre étude. Ces souches ont été isolées à partir des échantillons de semences que nous avons analysés. Ce sont *Aspergillus niger*, *Fusarium moniliforme*, *Fusarium oxysporum* et *Fusarium solani* dont les caractéristiques sont consignés dans le tableau 6.

Tableau 6: Caractéristiques des échantillons de champignons testés

Champignons	Provenances
<i>Aspergillus niger</i>	Semences sèches de E-1
<i>Fusarium moniliforme</i>	Plantules de E-1
<i>Fusarium oxysporum</i>	Grains déterrés de E-5
<i>Fusarium solani</i>	Plantules de E-1

6.1.2. Méthodes

6.1.2.1. Obtention et préparation des extraits aqueux

Préalablement séchées, les feuilles de citronnelle, les parties aériennes du pourpier et de *Eclipta alba* sont réduites en poudre fine. Les extraits aqueux de *Eclipta alba* à la dose de 25% ont été obtenus en mettant en macération 25 g de poudre dans 100 ml d'eau. Les extraits

aqueux du pourpier et de la citronnelle à la dose de 30% ont été obtenus après macération dans 100 ml d'eau de 30 g de poudre. Les macérations ont été faites à 25°C pendant 24 h. Les extraits sont obtenus à l'issue du temps de macération par pressage et filtrage des macéras à travers un filtre à mailles fines.

6.1.2.2. Dispositif expérimental

Le dispositif est un bloc complètement randomisé comprenant sept (07) traitements et quatre (04) répétitions pour chaque traitement.

TE : témoin eau

TF : témoin fongicide

EAs : traitement à l'extrait aqueux de *Eclipta alba* de Soumouso

EAt : traitement à l'extrait aqueux de *Eclipta alba* de Toronso

POv : traitement à l'extrait aqueux de *Portulaca oleracea* de la Vallée du Kou

POn : traitement à l'extrait aqueux de *Portulaca oleracea* de Niassan

CC : traitement à l'extrait aqueux de *Cymbopogon citratus*

6.1.2.3. Préparation des milieux de culture

Les milieux de culture à base d'extrait aqueux sont obtenus en ajoutant à 80 ml de chaque extrait 3,36 g de PDA (Potato Dextrose Agar). Pour chaque milieu du témoin fongicide et du témoin eau, il est ajouté à 80 ml d'eau 3,36 g de PDA. Les mélanges sont stérilisés à l'autoclave à 120° C pendant 30 mn. Après refroidissement du milieu, le Calthio C est ajouté au milieu gélosé à raison de 4 g/l puis le mélange est homogénéisé. Les milieux sont ensuite coulés après refroidissement à environ 40°C dans les boîtes de Petri en conditions aseptiques sous une hotte à flux laminaire.

6.1.2.4. Inoculation et incubation

Pour chaque espèce fongique à tester, des explants mycéliens sont réalisés sur le front de croissance des colonies âgées de 7 Jours à l'aide d'un emporte-pièce de 5 mm de diamètre. Chaque explant mycélien est déposé au centre d'une boîte de Petri contenant un milieu de culture gélosé et solidifié, à l'aide d'une aiguille incurvée. La boîte est ensuite scellée avec du parafilm. Une fois l'ensemencement fini, ces boîtes de Petri inoculées sont incubées sous 12 h de lumière proche UV alternée avec 12 h d'obscurité à 22° C pendant 7 jours.

6.1.2.5. Évaluation et analyse des données

L'évaluation a porté sur la croissance mycélienne des champignons évaluée en centimètre (cm). Les diamètres des colonies ont été mesurés au quatrième et au septième jour après inoculation. Deux droites perpendiculaires passant par le centre de l'explant mycélien sont tracées sur le couvercle de la boîte de Petri. La croissance mycélienne de la colonie par boîte est obtenue en faisant la moyenne des deux diamètres. Les données obtenues ont été analysées à l'aide du logiciel XLSTAT version 7.5.2. Les moyennes sont comparées en utilisant le test de Student Newman-Keuls au seuil de 5% quand l'analyse de variance montre des différences significatives entre les traitements.

6.2. Résultats et Discussion

6.2.1. Résultats

6.2.1.1. Efficacité des extraits aqueux sur la croissance radiale (en cm) des champignons à quatre jours après incubation

L'analyse de variance (annexe 3) montre des différences hautement significatives (au seuil de 5%) entre tous les extraits aqueux des espèces végétales testées. Il ressort que seul le *Calthio C* inhibe totalement la croissance mycélienne à 4 JAI de tous les champignons testés en comparaison avec le témoin eau (tableau 7). L'effet antifongique de l'extrait aqueux de la citronnelle est similaire à celui du fongicide dans le contrôle de la croissance radiale de *F. moniliforme* et de *F. solani*. L'extrait aqueux de *C. citratus* est le plus efficace des extraits aqueux dans le contrôle des espèces de *Fusarium* testées. Il est suivi de l'extrait de *Portulaca oleracea* de la Vallée du Kou qui en plus des espèces de *Fusarium*, réduit efficacement la croissance radiale de *Aspergillus niger*. L'extrait aqueux de *Eclipta alba* de Toronsso réduit la croissance mycélienne de *F. moniliforme* et *F. solani*. Quant à l'extrait aqueux d'*Eclipta alba* de Niassan, il n'a été efficace contre aucun champignon.

Tableau 7: Effet des extraits aqueux sur la croissance mycélienne (en cm) des champignons testés 4 Jours après incubation (4JAI)

Traitements	Espèces fongiques			
	<i>A. niger</i>	<i>F. moniliforme</i>	<i>F. oxysporum</i>	<i>F. solani</i>
Témoin eau	2,83b	2,00b	2,02b	2,13b
Témoin fongicide	0,00e	0,00e	0,00d	0,00d
<i>E. alba</i> de Soumouso	3,98a	2,61a	2,71a	3,87a
<i>E. alba</i> de Toronso	3,95a	1,75c	2,25ab	1,83c
<i>C. citratus</i>	1,90c	0,00e	1,01c	0,00d
<i>P. oleracea</i> de Niassan	2,85b	1,63c	2,55a	2,1b
<i>P. oleracea</i> de la Vallée	0,77d	0,96d	1,85b	1,72c
F de Fisher	48,025	390,881	46,117	350,987
Probabilité	0,0001	0,0001	0,0001	0,0001
Signification	HS	HS	HS	HS

HS : Hautement significatif. Les moyennes suivies de la même lettre, dans une même colonne, ne sont pas significativement différentes au seuil de 5%, suivant le test Student de Newman-Keuls.

6.2.1.2. Efficacité des extraits aqueux sur la croissance radiale (en cm) des champignons à sept jours après incubation (7 JAI)

Les résultats de l'analyse de variance du test d'efficacité des extraits à 7 JAI révèlent des différences hautement significatives entre les traitements appliqués (annexe 4). Les extraits de la citronnelle et du Pourpier ont une efficacité variable en fonction des champignons (tableau 8 page) (Planche 5a). L'extrait aqueux de la citronnelle a les mêmes effets que le fongicide dans le contrôle de *F. moniliforme*. Il reste l'extrait aqueux qui contrôle le mieux à des taux d'inhibitions variant de 45,28% à 92,17% les espèces de *Fusarium* testées 7 JAI. Il est suivi de l'extrait de *P. oleracea* de la vallée du Kou qui lui, est plus efficace que celui de Niassan. Le calthio C seul empêche totalement la croissance de *Aspergillus niger* comparativement au témoin eau (Planche 5b). Les extraits aqueux de *P. oleracea* de la Vallée du Kou sont les seuls à réduire significativement la croissance de *A. niger* à un taux d'inhibition de 43,68%. Les extraits aqueux de la citronnelle et du pourpier stimulent la croissance de *A. niger*. Les extraits de *Eclipta alba* quant à eux n'ont aucune efficacité contre les champignons testés à l'exception de ceux de *Eclipta alba* de Toronso contre *F. moniliforme*.

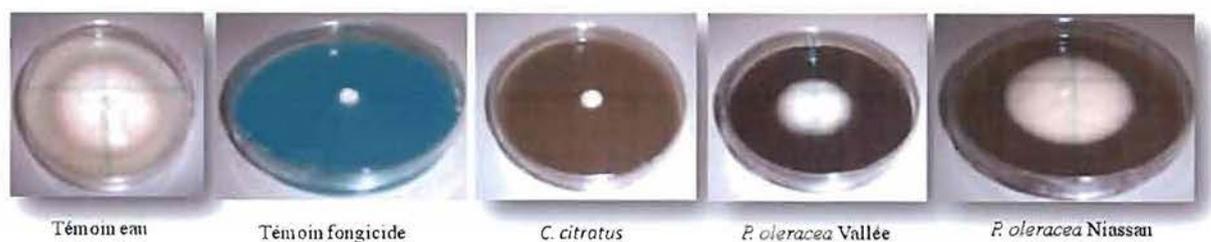


Planche 5a: Effets des traitements sur la croissance mycélienne de *F. moniliforme* 7 JAI

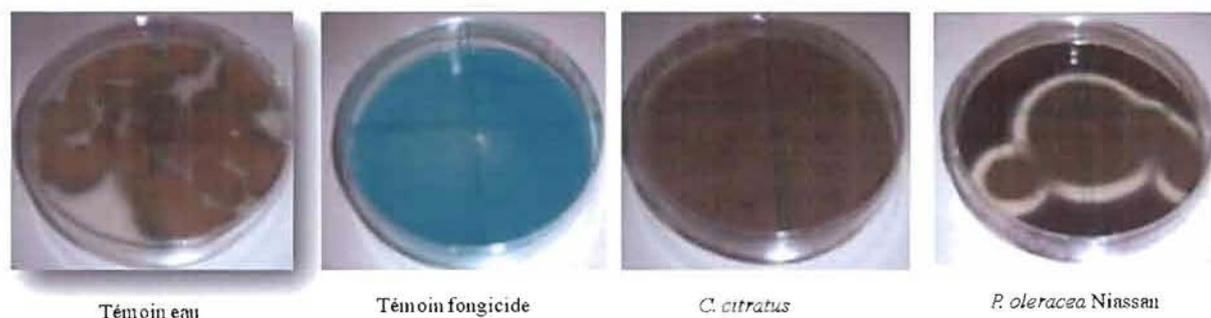


Planche 5b: Effets des traitements sur la croissance mycélienne de *A. niger* 7 JAI

Tableau 8: Effet des extraits aqueux sur la croissance mycélienne (en cm) des champignons à 7 JAI

Traitements	Champignons			
	<i>A. niger</i>	<i>F. moniliforme</i>	<i>F. oxysporum</i>	<i>F. solani</i>
Témoin eau	4,83c	5,11b	4,35b	4,51b
Témoin fongicide	0,00f	0,61e	0,68e	0,70e
<i>E. alba</i> Soumousso	7,43b	5,91a	5,63a	6,51a
<i>E. alba</i> Toronso	8,50a	4,47c	4,37b	4,42b
<i>C. citratus</i>	7,46b	0,40e	2,38d	1,42d
<i>P. oleracea</i> Niassan	4,22d	4,27c	4,28b	4,13b
<i>P. oleracea</i> Vallée	2,72e	2,87d	3,52c	3,60c
F de Fisher	379,559	695,155	114,363	155,255
Probabilité	0,0001	0,0001	0,0001	0,0001
Signification	HS	HS	HS	HS

HS : hautement significatif. Les moyennes suivies de la même lettre, dans une même colonne, ne sont pas significativement différentes au seuil de 5%, suivant le test de Student de Newman-Keuls

6.2.2. Discussion

Les résultats de l'étude *in vitro* ont permis de mettre en évidence l'existence de propriétés antifongiques de trois espèces végétales testées. A 4 jours après incubation, le fongicide et l'extrait aqueux de *C. citratus* inhibent la croissance mycélienne de *F. moniliforme* et *F. solani*. Nos résultats sont en accord avec ceux de Dao (2013) qui a montré une inhibition totale de la croissance mycélienne des isolats de *F. verticillioides* à 4 JAI et 7JAI avec les traitements fongicide et le neem.

Se référant aux résultats obtenus à 7 jours après incubation, on note que l'extrait de *C. citratus* a un effet réducteur très significatif sur les espèces de *Fusarium*. Ces résultats s'expliqueraient par le fait que cet extrait contient des substances antifongiques. Ce qui est en accord avec les résultats de Somda *et al.* (2003) qui révèlent que la citronnelle a un effet dépressif sur la croissance radiale de *F. moniliforme* à 3 et à 7 JAI. Les extraits aqueux de *C. citratus* réduisent de façon significative la croissance de *F. moniliforme* et *F. solani* (Bankolé et Adebajo, 1995).

Quant à *A. niger*, aucun extrait n'a pu contrôler totalement sa croissance mycélienne. L'extrait de *P. oleracea* est celui qui réduit de façon significative la croissance radiale de *A. niger*. L'extrait contiendrait des substances antifongiques contre *A. niger*. Adjou et Soumanou (2013) ont trouvé que les extraits aqueux de *Ocimum gratissimum*, *Ocimum canum*, *Hyptis suaveolens*, *Ageratum conyzoides* et de *Lantana camara* ont une activité antifongique très prononcée sur les souches toxigènes de *Aspergillus flavus*, *Aspergillus parasiticus*, *Aspergillus ochraceus* et *Fusarium oxysporum* testées.

Il ressort aussi que les extraits aqueux de *C. citratus* et de *E. alba* stimulent la croissance de *A. niger* 7 JAI. Ces résultats s'expliquent par le fait qu'ils se comportent comme des substances nutritives. Ils enrichissent alors les milieux de cultures entraînant une croissance mycélienne plus importante que le témoin eau. Les travaux de Soalla (2011) ont montré qu'à 6 JAI, les extraits de *Eclipta alba* ont stimulé la croissance radiale de *Colletotrichum graminicola*, *F. moniliforme*, *F. oxysporum* et *Rhizoctonia solani* de 56-81 mm contre 39,2-81 mm pour le témoin eau. Tiendrebeogo (2011) a montré que l'extrait aqueux de *Cymbopogon citratus* stimule la croissance de *F. moniliforme* et de *Bipolaris oryzae*. En effet, Coventry et Allan (2001) ont montré que le neem contient des substances qui favorisent la croissance radiale de *Aspergillus flavus*. L'inefficacité de l'extrait aqueux de *E. alba* pourrait être dû à une différence d'écotypes utilisés. Au fait qu'il ne contient de substances antifongiques actives contre les champignons ou que celles-ci ont été dénaturées lors de la stérilisation de l'extrait.

Les travaux de Zohra (2013) ont montré que les deux espèces riches en alcaloïdes, *Haloxylon scoparium* et *Arthrophytum schmittianum* ont inhibé fortement la croissance de la souche de *A. flavus* avec des pourcentages d'inhibition de 65,33% et 83,56%, respectivement. Alkhail (2005) a constaté que les extraits aqueux de *Allium sativum*, *Carum carvi* et *Eugenia caryophyllus* obtenus à l'eau chaude ne sont pas efficaces sur la croissance mycélienne de *Fusarium oxysporum*, *Botrytis cinerea* et *Rhizotonia solani*.

L'efficacité des extraits aqueux concentrés à 30% diffère d'une plante à une autre. Les champignons étudiés sont plus sensibles aux extraits aqueux de *C. citratus* qui réduit considérablement la croissance mycélienne de *F. moniliforme* et de *F. solani*. Cette différence d'efficacité observée entre les espèces végétales s'expliquerait par la variation de la capacité de synthèse moléculaire d'une espèce à une autre.

6.3. Conclusion partielle

Les résultats de nos travaux ont montré que les extraits aqueux de *C. citratus* et de *P. oleracea* réduisent significativement la croissance mycélienne de *A. niger*, *F. moniliforme*, *F. oxysporum* et *F. solani*. Nos travaux ont aussi révélés que d'autres extraits par contre stimulent la croissance mycélienne des isolats testés. Au regard de l'efficiencia des extraits aqueux de *C. citratus* et de *P. oleracea in vitro*, nous avons choisis de poursuivre nos travaux d'investigation en traitement de semences avec ces plantes.

Chapitre 7 : Efficacité des extraits aqueux de *Cymbopogon citratus* (D.C.) Stapf et de *Portulaca oleracea* L. en traitement de semences

La semence est le premier intrant agricole qui détermine la réussite de la production. Utiliser des semences saines est donc d'une importance capitale. Les résultats du test *in vitro* révèlent que les extraits aqueux de *C. citratus* et de *P. oleracea* réduisent significativement la croissance mycélienne de *F. moniliforme*, *F. oxysporum* et *F. solani*. Au regard de l'efficacité de ces extraits *in vitro*, nous avons entrepris de vérifier leur efficacité en traitement de semences contre les champignons portés et transmis par la semence d'oignon.

7.1. Matériel et méthodes

7.1.1. Matériel biologique

Les échantillons E-6 et E-11 ont été choisis pour le test de traitement de semences. L'échantillon E-6 a été choisi pour son niveau d'infection élevé par *Aspergillus niger* (90,25%). Ce champignon fait partie des bio-agresseurs responsables de dégâts majeurs sur les bulbes d'oignon. Il est aussi impliqué dans la mortalité post-émergence au champ (Messiaen et Lafon, 1970). Pour ce qui est de l'échantillon E-11, il a été retenu pour son taux d'infection élevé par *Fusarium oxysporum* (12,5%) et par *Fusarium solani* (34%). Les caractéristiques de ces échantillons sont consignées dans le tableau 9.

Les espèces végétales testées en traitement de semences sont : *Cymbopogon citratus* (D.C.) Stapf et de *Portulaca oleracea* de Niassan. Une description de ces espèces végétales a été faite dans le paragraphe 6.1.1.1. du chapitre 6 page 39.

Tableau 9: Caractéristiques des échantillons testés

Espèces fongiques	Taux d'infection (%)	
	E-6	E-11
<i>Aspergillus flavus</i>	11,25	18
<i>A. niger</i>	90,25	6,75
<i>F. oxysporum</i>	0	12,5
<i>F. solani</i>	0	34

7.1.2. Méthodes

7.1.2.1. Échantillonnage

Il est fait comme décrit précédemment dans le paragraphe 4.1.1.2.2. du chapitre 4 page 22. Pour chaque traitement, 400 graines sont prélevés de l'échantillon de travail. Au total 4 000 graines ont été utilisées pour l'expérimentation.

7.1.2.2. Dispositif expérimental

Le dispositif utilisé est un bloc complètement randomisé avec cinq (05) traitements et chaque traitement est répété 4 fois. Les traitements utilisés sont :

TA : témoin absolu (graines sèches sans traitement) ;

TE : témoin eau (graines trempées dans de l'eau stérile) ;

TF : témoin fongicide (graines trempées dans la solution de Calthio C) ;

CC : graines trempées dans l'extrait aqueux de *C. citratus* (30%) ;

POn : grains trempés dans l'extrait aqueux de *P. oleracea* (30%).

7.1.2.3. Préparation des extraits et trempage des grains

7.1.2.3.1. Préparation des extraits

La procédure d'obtention des extraits aqueux de citronnelle et du pourpier à la concentration de 30% est la même que celle décrite dans le paragraphe 6.2.2.1. du chapitre 6 page 40. Les extraits aqueux ainsi que l'eau sont stérilisés à l'autoclave pendant 30 mn à 120°C. Le témoin fongicide est obtenu en mélangeant à 25 ml d'eau stérile 0,1 g de Calthio C.

7.1.2.3.2. Trempage des grains

Pour chaque traitement, quatre cent (400) grains sont trempés dans 25 ml de la solution ou de l'extrait contenu dans un pot de 75 ml à 25°C pendant 24 heures.

7.1.2.4. Incubation des semences

A l'issue du temps de trempage, les graines sont ensemencées dans des boîtes de Petri suivant la méthode du papier buvard décrite par ISTA (1999) et Mathur et Kongsdal (2003). Cette

méthode a été décrite dans le paragraphe 4.1.2.2.2. du chapitre 4 page 24. Les boîtes de Petri ensemencées sont ensuite incubées à 22°C sous 12 h de lumière proche UV alternée avec 12 h d'obscurité pendant 7 jours.

7.1.2.5. Évaluation, analyse des données et expression des résultats

A l'issue du temps d'incubation, l'évaluation a consisté à rechercher les champignons pathogènes ou saprophytes sur les semences à l'aide d'une loupe stéréoscopique et du microscope. Les données ainsi collectées sont introduites dans le logiciel Microsoft Excel pour le calcul des moyennes. Ensuite, avec le logiciel XL STAT version 7.5.2, une analyse de variance est effectuée et les moyennes calculées sont comparées en utilisant la comparaison multiple de Student Newman-Keuls au seuil de 5%. Les résultats sont exprimés sous forme de tableaux.

7.2. Résultats et Discussion

7.2.1. Résultats

7.2.1.1. Effet des extraits aqueux de *C. citratus* et de *P. oleracea* sur le taux d'infection par *A. flavus* et *A. niger* dans l'échantillon E-6.

Les résultats de l'analyse de variance montrent qu'il existe des différences hautement significatives entre les traitements. Le témoin fongicide utilisé inhibe totalement le développement des *Aspergillus* sur la semence après 24 h de trempage (tableau 10). L'extrait aqueux de *C. citratus* tout comme le fongicide Calthio C élimine complètement (100%) *Aspergillus flavus* après 24 h de trempage des graines. Contre *Aspergillus niger*, l'extrait aqueux de *C. citratus* et l'eau réduisent significativement le taux d'infection comparativement au témoin absolu. L'extrait aqueux de *P. oleracea* a permis de baisser significativement le taux d'infection de *A. flavus* et *A. niger* par rapport au témoin absolu.

Tableau 10: Effets des extraits aqueux de *C. citratus* et de *P. oleracea* sur l'abondance de *A. flavus* et de *A. niger* dans l'échantillon de semences d'oignon E-6.

Traitements	Champignons	
	<i>Aspergillus flavus</i>	<i>Aspergillus niger</i>
Témoin absolu	23,25a	82,50a
Témoin eau	2,25c	5,50b
Témoin fongicide	0,00c	0,00c
<i>C. citratus</i>	0,00c	7,50b
<i>P. oleracea</i>	8b	11,25b
F. de Fisher	154,070	409,226
Probabilité	0,0001	0,0001
Signification	HS	HS

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

7.2.1.2. Effets des extraits aqueux de *C. citratus* et de *P. oleracea* sur le taux d'infection des semences d'oignon naturellement infectées par *F. oxysporum* et *F. solani*.

Les résultats de l'analyse de variance révèlent des différences significatives entre les traitements. Les extraits aqueux de *P. oleracea* et de *C. citratus* induisent des effets similaires au fongicide et à l'eau dans le contrôle de *F. oxysporum* et de *F. solani* (Tableau 11). L'extrait aqueux de *P. oleracea* élimine complètement *F. solani*. Comparativement à la citronnelle, cet extrait a tendance à réduire davantage les taux d'infection de par *F. oxysporum* et de par *F. solani*.

Tableau 11: Effets des extraits aqueux de *C. citratus* et de *P. oleracea* sur l'abondance de *F. oxysporum* et *F. solani* dans l'échantillon de semences d'oignon E-11.

Traitements	Champignons	
	<i>Fusarium oxysporum</i>	<i>Fusarium solani</i>
Témoin absolu	5,50a	15,25a
Témoin eau	0,50b	5,00b
Témoin fongicide	0,00b	2,00b
<i>C. citratus</i>	0,75b	0,50b
<i>P. oleracea</i> de Niassan	0,50b	0,00b
F. de Fisher	11,249	5,187
Probabilité	0,000	0,008
Signification	HS	HS

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

7.2.2. Discussion

Les résultats du test d'efficacité des extraits aqueux de *C. citratus* et de *P. oleracea* contre les champignons saprophytes et pathogènes portés par les semences des échantillons E-6 et E-11 en traitement de semences, ont permis de prouver, une fois de plus, l'activité antifongique de ces extraits. En traitement de semences, les extraits aqueux de *C. citratus* et de *P. oleracea* ont des effets similaires à ceux du fongicide calthio C dans le contrôle de l'infection des semences par *Aspergillus* et *Fusarium*. Des résultats similaires ont été obtenus par Dao (2010) qui a montré qu'en traitement de semences contre *F. moniliforme* les extraits aqueux de *C. citratus* sont plus efficaces que le fongicide Calthio C.

Les extraits de *C. citratus* sont les plus efficaces dans la réduction du taux d'infection des semences par *A. flavus*, comparativement aux autres traitements. Les résultats obtenus avec *C. citratus* s'expliqueraient par le fait que les substances aromatiques de *C. citratus* seraient à la base de cette efficacité accrue contre ces champignons. Comparativement au témoin absolu, les extraits aqueux de *P. oleracea* et de *C. citratus* efficaces dans le contrôle de *F. oxysporum* et *F. solani*. Cela s'expliquerait par le fait que ces extraits sont moins visqueux que les extraits de *C. citratus*. Cela aurait pour conséquence la facilité de nettoyage des champignons présents

au niveau des semences. Des résultats similaires ont été trouvés par Somda *et al.* (2003) qui ont prouvé que les extraits aqueux de *C. citratus* et de *P. oleracea* sont efficaces en traitement de semences contre *F. moniliforme*.

7.3. Conclusion partielle

Les expérimentations réalisées en traitements de semences montrent une grande efficacité des extraits aqueux de *C. citratus* et de *P. oleracea* dans la réduction des taux d'infection par *A. flavus*, *A. niger*, *F. oxysporum* et *F. solani*. Ces champignons sont responsables de non germination, des fontes de semis, de maladies foliaires et des pourritures au niveau des semences, des plantules et des bulbes d'oignon respectivement.

Conclusion générale et perspectives

L'oignon est la première spéculation maraichère au Burkina Faso du point de vue superficies emblavées que de sa production. Cependant, sa production est handicapée par divers contraintes parmi lesquelles la pression parasitaire fongique est d'une importance capitale. Notre étude dont le thème est évaluation de la mycoflore des semences d'oignon et recherche de méthodes de lutte basées sur l'utilisation des extraits aqueux de plantes locales se veut être une contribution à l'amélioration de la qualité des semences, des produits et du rendement de production. Pour se faire, diverses activités ont été entreprise et qui nous ont permis d'avoir ne bonne connaissance de la mycoflore des semences, des plantules obtenues à partir de semences naturellement infectées. Nous avons également pu mettre en évidence l'efficacité d'extraits aqueux de certaines plantes in vitro et en traitement de semence.

De l'évaluation de la mycoflore des semences d'oignon, il ressort que tous les échantillons de semence sont infectés par plusieurs espèces de champignons. Dix sept (15) espèces fongiques dont 10 pathogènes et 5 saprophytes ont été identifiés dans les échantillons de semence. Parmi les champignons pathogènes, *Fusarium moniliforme*, *F. oxysporum* et *F. solani* sont les plus fréquents et les plus abondants dans les échantillons évalués. Les saprophytes détectés dans les échantillons sont *Aspergillus niger* avec un taux d'infection variant entre 0-90,25%, *A. flavus* à un taux d'infection compris entre 0-57,25%, *Penicillium sp.* dont le taux d'infection est compris entre 0-88% et *Rhizopus sp.* (0-85,75%).

Du test de transmission des champignons des semences naturellement infectées aux plantules, il ressort que les racines ainsi que les feuilles sont infectées par des champignons pathogènes et saprophytes. Les champignons retrouvés sur les plantules sont les mêmes que nous avons caractérisé sur les semences. On note aussi que certains champignons identifiés sur les plantules n'ont pas été observés sur les semences la présence de champignons sur les plantules non identifiés sur les semences. C'est le cas de *Bipolaris sp.* à un taux d'infection compris 0-35,29% et *Stemphylium rostratum* (0-2,02%).

L'évaluation de la mycoflore sur semences et sur plantules a montré que certaines espèces de champignons se localiseraient sur des parties internes de la graine. Dans le cadre de l'élaboration de méthode efficace de traitement des semences nous suggérons qu'une étude soit entreprise sur la localisation des espèces de champignons sur la graine. Nous avons aussi remarqué que les échantillons fortement infectés par *Aspergillus flavus*, *A. niger* et *Penicillium sp.* ont un faible taux de germination. A l'avenir, nous recommandons qu'une

étude soit entreprise pour vérifier l'impact de ces champignons sur le taux de germination des graines de l'oignon en fonction des taux d'infection de semences naturellement infectés. Les faibles taux d'émergences des plantules observées sont dus à de fortes infections des semences par *Aspergillus* spp. et *Penicillium* spp.

Les tests d'efficacité des extraits aqueux *in vitro* et en traitement de semences ont montré que les extraits aqueux de *C. citratus* et de *P. oleracea* sont efficaces dans la réduction de la croissance mycélienne (*In vitro*) et du taux d'infection (En traitement de semences) des principaux champignons identifiés dans les échantillons de semences d'oignon. Au regard de l'efficacité de ces extraits en traitement de semences, nous recommandons que des essais soient entrepris pour vérifier leur efficacité au champ.

Références bibliographiques

- Abassi P.A., Riga E., Conn K.L., Lazarovits G., 2005.** Effect of neem cake soil amendment on reduction of damping-off severity and population densities of plant-parasitic nematodes and soil borne plant pathogens. *Canadian Journal of Plant Pathology*. Volume 27, N°1, 38-45.
- ACTA., 1990.** Guide pratique de défense des cultures. Reconnaissance des ennemis. Notions de protection des cultures. Éditions le Carroussel et Acta 557p.
- Adjou S. E., Soumanou M. M., 2013.** Efficacité des extraits de plantes dans la lutte contre les moisissures toxigènes isolées de l'arachide en post-récolte au Bénin. *Journal of Applied Biosciences* 70: 5555– 5566.
- Alkhail A. A. A., 2005.** Antifungal Activity of some Extracts Against some plant pathogenic Fungi. *Pakistan Journal of Biology Sciences* 8 (3): 413-417.
- Bankolé S. A., Adebajo A., 1995.** Inhibition of growth of some plant pathogenic fungi using extracts from some Nigerian plants. *International Journal of Tropical Plant Diseases*. 13 (1) : 91-95.
- Biagi R., Allaire A. L., 2006.** Évaluation environnementale et développement d'une agriculture durable 2005. Angers, France, 472p.
- Bonzi S., 2005.** Efficacité des extraits aqueux de plantes dans la lutte contre les champignons transmis par les semences de maïs (*Zea mays* L.) : Cas particulier de *Bipolaris maydis* (Nisikado et Miyaké) Shoen, agent de l'helminthosporiose. Mémoire d'ingénieur du Développement Rural, Institut du Développement Rural, Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, 58p.
- Bonzi S., 2013.** Évaluation 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. Thèse de Doctorat en Développement Rural, Spécialité Phytopathologie, de l'Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso. 138p.
- Bouda H., Tapondjou L.A., Fontem D.A., Gumedzoe M.Y.D., 2001.** Effect of essential oils from leaves of *Ageratum conizoides*, *Lantana camara* and *Chromolaena odorata* on the mortality of *Stophilus zeamais* (Coleoptera, Curculionidae). *Journal of Stored Products Research*, 37: 103-109.

Brewster J. L., 1994. Onions and other vegetable alliums. Crop Production Science in Horticulture, CABI, Wallingford (UK), 236 p.

Champion R., 1997. Identifier les champignons transmis par les semences. Techniques et pratiques. INRA, Paris, France, 398p.

Collin F., Brun L., 2004. Produire des semences d'oignons dans un itinéraire agrobiologique. TECHN'ITAB. FNAMS, 4 p.

Conn K. E., Lutton J. S., Rosenberger S. A., 2012. Onion: Disease Guide. A practical guide for seedmen, growers and agricultural advisors. Seminis Grow forward, 69 p.

Coventry E., Allan E. J., 2001. Microbiological and chemical analysis of neem (*Azadirachta indica*) extracts: New data on antimicrobial activity. *Phytoparasitica*, 29 (5): 441-450.

CPF, 2011. Etude des expériences positives autour des exploitations agricoles familiales : Cas du secteur maraîcher au Burkina Faso. Rapport final d'étude, Burkina Faso, 51p.

Crowe F., 1995. White Rot. In: *Compendium of Onion and Garlic Diseases*. APS Press. The American Phytopathological Society, eds. Schwartz F. H, Mohan Krishna S., pp 14-16.

D'Arondel De Haye, 1995. Compendium In : guide de gestion phytosanitaire des cultures du Burkina Faso, première édition, Burkina Faso, 63p.

Dabré E. E., 2013. Réalisation d'un manuel guide de prospection des maladies et ravageurs de l'oignon pour la clinique des plantes au Burkina Faso. Mémoire de Master complémentaire en Protection des Cultures tropicales et subtropicales, Université Catholique de Louvain, Belgique, 107p.

Dao K., 2008. Évaluation de l'efficacité antifongique de quelques extraits aqueux et huiles essentielles contre *Fusarium moniliforme*, *Colletotrichum graminicola* et *Phoma sorghina*. Rapport de fin de première année, Institut du Développement Rural, Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, 18p.

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 d'Ingénieur du développement Rural, Institut du développement Rural, Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, 80p.

Dao K., 2013. Étude de la variabilité de *Fusarium verticilloides* (Sacc.) Nirenberg isolé des semences paysannes de maïs au Burkina Faso et recherche de méthodes de lutte alternatives basées sur les extraits de plantes in vitro. Mémoire du Diplôme d'Etude Approfondie, Institut du Développement Rural, Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, 54p.

Davis R. M., Aegerter B. J., 2010. University of California Integrated Pest Management (UC IPM) Pest Management Guidelines: Onion/Garlic, 30p.

De Lannoy G., 2001. Légumes-racines et bulbes. In *Agriculture en Afrique Tropicale*. (ed. Raemaekers R.H), pp 513-553.

Delahaut K., Stevenson W., 2004, Onion disorders: Botrytis leaf blight leaf fleck, and neck rot, California, USA, 20p.

DGPSA, 2008. Rapport, Analyse de la filière maraîchage au Burkina Faso, Burkina Faso, 117p.

DPSAA, 2011. Rapport d'analyse du module maraîchage au Burkina Faso, Burkina Faso, 214p.

Dufour R., Guerena M., Earles R., 2003. Alternative Nematode Control. Pest Management Technical Note. Appropriate Technology Transfer for Rural Areas (ATTRA). National Center for Appropriate Technology (NCAT), California, USA 16 p.

Guissou R., Cissé K., Pouya T., 2012. Analyse des incitations et pénalisations pour l'oignon au Burkina Faso. Série notes techniques, SPAAA, FAO, Rome, Italie, 41p.

Hanelt P., 1990. Taxonomie, Evolution And History: In Onion and Allied Crops Rabinowitch H.D., Brewster J.L., Vol. 1. CRC Press, Boca Raton, Florida, USA, pp. 1-26.

Havey M. J., 1995. *Fusarium* basal plate rot. In: Schwartz H.F., Mohan S.K. (eds). Compendium of Onion and Garlic Diseases, APS Press, St. Paul, MN, USA, pp.10-11.

Hill J. P., 1995. *Cercospora* Leaf Spot. In *Compendium of Onion and Garlic Diseases*. American Phytological Society (APS). Eds. Schwartz F. H and S. Mohan Krishna.

ISTA, 1999. International rules for seed testing. Seed Science and Technology, 23, supplement. Zurich, Switzerland, 103p.

Johnson A.W., Roberts P.A., 1995. Root-Knot Nematode. In *Compendium of Onion and Garlic Diseases. American Phytopathological Society (APS)*. (eds. Schwartz F. H, S. Mohan Krishna),USA, pp 38-39.

Koike S. T., Gladders P., Paulus A. O., 2007. Vegetable diseases. A color Handbook. Academic Press, 448 p.

Koita E. W., 2005. Efficacité de quelques huiles essentielles et extraits aqueux de plantes locales contre certains agents pathogènes fongiques du riz. Mémoire d'Ingénieur du Développement Rural, Institut du Développement Rural, Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, 68p.

Konaté M., 2006. Efficacité des extraits aqueux de *Sena (Cassia) occidentalis* et de *Portulaca oleracea* dans la lutte contre les champignons transmis par les semences de riz. Rapport de Technicien Supérieur d'Agriculture, Centre agricole Polyvalent de Matourkou, Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, 41p.

MAHRH, 2008. Capitalisation des bonnes pratiques et technologie en agriculture irriguée au Burkina Faso, Burkina Faso, 16p.

Mano I., Nasser A. A., Issa I., 2007. Évaluation des productions d'oignon et élaboration des stratégies de commercialisation galmi, rapport final, Niger, 79p.

Mathur S. B., Manandhar H. K., 2003. Fungi in seeds. First edition, Danish government institute of seed pathology for developing countries, ISBN 87-989833-2-6, 825p.

Mathur S. B., Kongsdal O., 2003. Common laboratory seed health testing methods for detecting fungi. First edition, Kandrup Bogtrkkeri Publication, Denmark, 425p.

B.D.P.A., 1993. Mémento de l'Agronome, quatrième édition, Collection « Techniques rurales en Afrique ». Ministère de la coopération, République française, ISSN 0336-3058, 1635p.

Messiaen C. M., Lafon R., 1970. Les maladies des plantes maraichères. Institut National de la Recherche Agronomique, I.N.R.A, France, 441p.

Messiaen C. M., Blancard D., Rouxel F., Lafon R., 1991. Les maladies des plantes maraichères. 3^{ème} édition. Du labo au terrain. Institut National de la Recherche Agronomique (INRA), France, 552 p.

- Messiaen C. M., Cohat J., Leroux J. P., Pichon M., A.Beyries A., 1993.** Les *allium* alimentaires reproduits par voie végétative. Du labo au terrain. INRA, Paris, France, 228p.
- Nault B. A., 2013** Écologie et répression de la mouche de l'oignon. Département d'entomologie, Université de Cornell ; New York State Agricultural Experiment Station, USA, 8p.
- Nebié R. C. H., 2006.** Études des huiles essentielles de plantes aromatiques du Burkina Faso : Production, composition chimique et Propriétés insecticides. Thèse de Doctorat d'État ès Sciences Physiques (chimie organique : structure et réactivité), Université de Ouagadougou, Burkina Faso, 175p.
- Neergaard P., 1986.** Detection of Seed pathogens by culture tests. *Seed Science and technology*. 1: 217-254.
- Nicot J., 2002.** Fungi imperfecti. *Encyclopedia Universalis* 9, France, pp 934.
- Okezie A. I., Agyakwa C. W., 1989.** Guide des adventices d'Afrique de l'Ouest. Institut International d'Agriculture Tropicale. Ibadan, Nigéria, 522p.
- Ouédraogo R. A., 2011.** Biologie, écologie et efficacité des extraits végétaux contre *Phoma sorghina* (Sacc.) Boerema, Dorenbosch & van Kesteren et *Fusarium moniliforme* Sheld., agents de moisissure de sorgho. Mémoire d'Ingénieur du Développement Rural, Institut du Développement Rural, Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, 74p.
- Özer N., Köycü N. D., 1997.** The pathogenicity of *Aspergillus niger* and some *Fusarium* species on onion seeds and seedlings. In: *Proceedings of the 10th Congress of the Mediterranean Phytopathological Union, Montpellier, France* ,pp 277-281.
- Özer N., Koç M., Der B., 2009.** The sensitivity of *Aspergillus niger* and *Fusarium oxysporum* f. s. Cepae to fungistasis in onion-growing soils. *Journal of Plant Pathology*, 91 (2), 401-410.
- Rouamba A., Currah L., 2005.** Onion in West Africa: State of research and future prospects. *Tropical science*, 45, 131-140.
- Sanon P., 2004.** Les champignons transmis par les semences du maïs : Détection, identification et méthodes de lutte. Rapport de Technicien Supérieur Spécialisé Centre Agricole Polyvalent de Matourkou, Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, 41p.

Schwartz H. F., Krshna Mohan S., 1995. Mineral Deficiencies and Toxicities. In *Compendium of Onion and Garlic Diseases*. APS Press. The American Phytopathological Society. (eds. Schwartz F. H and Mohan Krishna S.), pp 45-46.

Sinaré R. Z., 1995. Étude de la filière oignon dans le département de Béguedo (Province de Boulgou). Mémoire de fin de cycle d'Ingénieur du Développement Rural, Institut du Développement Rural, Université de Ouagadougou, Burkina Faso, 107p.

Soalla W. R., 2011. Efficacité d'extraits aqueux de plantes contre les champignons pathogènes du niébé (*Vigna uniuiculata* (L.) Walp.) au Burkina Faso. Mémoire de fin de cycle d'Ingénieur du Développement Rural, Institut du Développement Rural, Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, 59p.

Somda I., Sanou P., Michaud J. M., Sanou J., 2003. Efficacité des extraits aqueux de citronnelle et de pourpier dans la lutte contre les champignons transmis par les semences de maïs. *Science et technique, Série Sciences naturelles et Agronomie*, vol 27 (1-2) : 29-40.

Somda I., Leth V., Sérémé P., 2007. Evaluation of Lemongrass, Eucalyptus and Neem aqueous extracts for controlling Seed-borne Fungi of Sorghum Grown in Burkina Faso. *World Journal of Agricultural Science*, 3 (2): 218-223.

Somda I., Sanou J., Sanon P., 2008. Seed-borne infection of farmer-saved maize seeds by pathogenic fungi and their transmission to seedlings. *Plant Pathology Journal* 7 (1): 98-103.

Sumner D. R., 1995 a. Diseases of Bulbs Cuased by Fungi. Black Mold. In *Compendium of Onion and Garlic Diseases*. American Phythological Society (APS), eds. Schwartz F. H, Mohan Krishna S. pp. 26-27.

Sumner D.R., 1995 b. Black mold. In: Schwartz H.F., Mohan S.K. (eds). *Compendium of Onion and Garlic Diseases*, APS Press, St. Paul, MN, USA, pp. 26-27

Tarpaga W. V., 2012. Contribution à l'étude de la montaison prématurée des variétés tropicales d'oignon (*Allium cepa* L.) : Cas du Violet de Galmi cultivé au Nord du Burkina Faso. Thèse de Doctorat de l'Unité de Formation et de Recherche en Sciences de la Vie et de la Terre de l'Université de Ouagadougou, Burkina Faso, 118p.

Tiendrebeogo A., 2011. Étude de l'efficacité des extraits aqueux de plantes locales (*Eclipta alba* L., *Cymbopogon citratus* (D. C.) Stapf, *Agavae sisalana* Perr. et *Lippia multiflora*

(Moldenke) contre les principaux champignons seminicoles du riz. Mémoire d'Ingénieur du Développement Rural, Institut du Développement Rural, Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, 67p.

Van Damme P., 2001. Citronnelle. *Cymbopogon* spp. In : Agriculture en Afrique Tropicale. Direction générale de la coopération internationale (DGPI). Bruxelles, Belgique, 1231-1232.

Walker J., 2001. Smuts of Liliales in Australia. *Australasian Mycologist* 20 (2): 61-70.

Zida P. E., Séremé P., Leth V., Sankara P., 2008. Effect of Aqueous Extracts of *Acacia 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., 2009. Une alternative à la lutte contre les champignons transmis par les semences de sorgho (*Sorghum bicolor* (L.) Moench) et de mil (*Pennisetum glaucum* (L.) R. Br.) par l'utilisation des extraits de plantes du Burkina Faso. Thèse de doctorat de l'Unité de Formation et de Recherche en Sciences de la Vie et de la Terre de l'Université de Ouagadougou, Burkina Faso, 214p.

Zohra M., 2013. Étude phytochimique et activités biologiques de quelques plantes médicinales de la Région Nord et Sud Ouest de l'Algérie. Thèse de Doctorat en Biologie. Faculté des sciences, Département de Biologie moléculaire et cellulaire, République Algérienne Démocratique et Populaire. 160p.

Webographie

Bijlmakers H., 2008. Oignon : ravageurs et maladies. (tchad.ipm-info.org/guide/oignon.htm) (Consulté le 1^{er} juillet 2013).

Chaput J., 1995. Identification des maladies et des affections de l'oignon. Fiche technique, Ministère de l'Agriculture et de l'alimentation, Ontario. ISSN 1198-7138.

<http://www.omafra.gov.on.ca/french/crops/facts/95-064.htm> consulté le 12/11/2013.

D'Alessandro S., Soumah A., 2008. Évaluation sous-régionale de la chaîne de valeurs d'oignon/échalote en Afrique de l'Ouest. Gethesda, MD : projet ATP, Abt Associates Inc. 72p. <http://www.abtassociates.com>; consulté le 1/07/2013.

EASYPol, 2007. Ressources pour l'élaboration des politiques : Analyse de la filière maraichage au Burkina Faso.pdf. www.fao.org/easypol du 08/07/2013.

E-phy., 2013. Le catalogue des produits phytopharmaceutiques et de leurs usages des matières fertilisantes et des supports de culture homologués en France. <http://e-phy.agriculture.gouv.fr/> du 08/07/2013.

FAO, 2008. Catalogue ouest africain des espèces et variétés végétales, Rome. <ftp://ftp.fao.org/docrep/fao/010/i0062f/i0062f05.pdf>. Consulté le 09/08/2013.

FAOSTAT., 2013. <http://faostat.fao.org/> du 08/07/2013

Fleurance C., 2011. Cultiver de l'oignon en plein champ en agriculture biologique. Repères technico-économiques. www.omafra.gov.on.ca/.../00-044.htm du 5/8/2013

INSD, 2009. Institut National de la Statistique et de la Démographie : Annuaire statistique, Burkina Faso. 409p. http://www.insd.bf/fr/IMG/pdf/Annuaire_donnees_2009.pdf. Du 17/07/2013

Messiaen C. M., Rouamba A., 2004. *Allium cepa* L. [Internet] Record from PROTA4U, Grubben, G.J.H. & Denton, O.A. (Editors). PROTA (Plant Resources of Tropical), Wageningen, Netherlands. < <http://www.prota4u.org/search.asp>>. Du 23/07/2013.

OEPP/EPPO, 1994. Organisation Européenne et Méditerranéenne pour la protection des plantes, 2000. Normes OEPP PP 2/1 (1) Directive sur les bonnes pratiques phytosanitaires : principes de bonnes pratiques phytosanitaires. Bulletin OEPP/EPPO. Bulletin 24-233-240. (archives.eppo.int/EPPO/standards/PP2_GPP/français/pp2-04-f.doc; consulté le 10 septembre 2012).

PAFASP, 2011. Compte rendu de l'atelier nationale du bilan de la campagne 2009-2010 et programmation 2010-2011, de la filière oignon dans la zone d'intervention du PAFASP. 84p. <http://www.pafasp.org/oignon>.

Rao N. K., Hanson J., Dulloo M. E, Ghosh K., Nouvell D., Larinde M., 2006. Manuel de manipulation des semences dans les banques de gènes. (www.biodiversityinternational.org du 11/9/2013.

Ritcey G., Chaput J., 2000. Lutte contre la mouche de l'oignon. Fiche technique du MAAARO. (www.omafra.gov.on.ca/french/crops/facts/00-018.htm du 5/9/2013.

Annexes

Annexe 1 : Fiche d'évaluation pour la méthode du papier buvard

Échantillon n°

Culture

Date d'incubation

Date d'évaluation

Nom de l'analyste

Méthode

Nombre de semences par boîte 25

Nombre total de semences examinées 400

	Boîte n°	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	Remarques*	
Champignon (s)																			

*Utiliser cet espace pour d'autres remarques

Signature de l'analyste

Annexe 2 : Fiche d'évaluation de l'analyse sanitaire des différentes parties végétatives des plantules d'oignon

Échantillon n°

Culture

Date d'incubation

Date d'évaluation

Nom de l'analyste

Méthode

Nombre de plantules par boîte

Nombre total de plantules examinées

Nombre total de répétitions_20_

Répétition n°.....

Plantules	1			2			3			4			5			6			7			8			9			10			Remarques			
	R	T	F	R	T	F	R	T	F	R	T	F	R	T	F	R	T	F	R	T	F	R	T	F	R	T	F	R	T	F				
Champignons																																		

R : Racine ; T : Tige ; F : Feuille

% total des champignons :

Signature de l'analyste

Annexe 3 : Analyse de variance du test d'efficacité des extraits aqueux sur les champignons in vitro

Source de variation	ddl	Somme des carrés	F de Fisher	Probabilité	Signification
<i>Aspergillus niger</i> 4 JAI	6	55,726	48,025	0,0001	HS
<i>Aspergillus niger</i> 7 JAI	6	220,212	379,559	0,0001	HS
<i>Fusarium moniliforme</i> 4JAI	6	24,081	390,881	0,0001	HS
<i>Fusarium moniliforme</i> 7 JAI	6	112,839	695,155	0,0001	HS
<i>Fusarium oxysporum</i> 4 JAI	6	22,021	46,117	0,0001	HS
<i>Fusarium oxysporum</i> 7 JAI	6	62,981	114,363	0,0001	HS
<i>Fusarium solani</i> 4 JAI	6	43,497	350,987	0,0001	HS
<i>Fusarium solani</i> 7 JAI	6	93,738	155,255	0,0001	HS

Annexe 4 : Analyse de variance du test d'efficacité des extraits aqueux sur les champignons en traitement de semences

Source de variation	ddl	Somme des Carrés	F de Fisher	Probabilité	Signification
<i>Aspergillus flavus</i>	4	1540,70	154,070	0,0001	HS
<i>Aspergillus niger</i>	4	18960,80	409,226	0,0001	HS
<i>Fusarium oxysporum</i>	4	83,200	11,249	0,000	HS
<i>Fusarium solani</i>	4	633,200	5,187	0,008	HS