

BURKINA FASO
Unité-Progrès-justice
MINISTERE 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

DIPLOME DE MASTER EN GESTION ET AMENAGEMENT DES ECOSYSTEMES
FORESTIERS.

THEME:

**Inventaire des maladies de la semence de pourghère (*Jatropha curcas* L.) au
Burkina Faso.**

Présenté par Ylassa DJENDA

Maître de stage: Dr Souleymane NACRO, maître de recherche au CNRST.

Directeur de mémoire: Dr Irénée SOMDA, maître de conférences à l'UPB.

N°.....2014/MaGAEF

Mai 2014

Table des matières	Pages
Dédicace	iv
Remerciements	v
Sigles et abréviations.....	vi
Liste des figures	vi
Liste des tableaux	vii
Liste des photos	viii
Résumé	ix
Abstract	x
INTRODUCTION GENERALE.....	1
CHAPITRE I: REVUE BIBLIOGRAPHIQUE	3
I. Généralités sur le pourghère	3
I.1. Origine et distribution du pourghère	3
I.2. Botanique et systématique	4
I.3. Appareil végétatif.....	5
I.3.1. Feuilles.....	5
I.3.2. Tige	5
I.3.3. Système racinaire	6
I.3.4. Inflorescence et fleurs	6
I.3.5. Fruit.....	7
I.3.6. Graine.....	7
I.4. Pépinière et développement du pourghère	8
I.5. Exigences climatiques et édaphiques du pourghère.....	9
I.6. Ennemis du pourghère	9
I.6.1.Principaux insectes ravageurs	9
I.6.2. Maladies du pourghère.....	10
I.6.2.1. Maladies foliaires	10
I.6.2.1.1. Anthracnose	10
I.6.2.1.2. Nécroses	10
I.6.2.1.3. Les brûlures.....	11

1.6.2.1.4. Décolorations	11
1.6.2.1.5. Autres taches	11
1.6.2.2. Maladies des rameaux et de la tige: les chancres.....	12
1.6.2.3. Pourritures des racines ou du collet de pourghère	12
1.6.2.4. Flétrissements	12
1.6.3. Maladies de la semence de pourghère et les agents pathogènes associés.....	13
1.6.3.1. Qualité de la semence de pourghère	13
1.6.3.2. Maladies de la semence de pourghère	13
1.7. Lutte contre les ennemis du pourghère	14
1.8. Cultures associées au pourghère	14
1.9. Entretien de la plante de pourghère	15
1.9.1. Taille	15
1.9.2. Fertilisation du pourghère	15
1.10. Opérations de récolte et de post-récolte.....	15
1.11. Utilisations du pourghère	16
CHAPITRE II: MATERIEL ET METHODES.....	18
II.1. Présentation du cadre de l'étude.....	18
II.1.1. Zones de collecte des semences de pourghère	18
II.1.2. Sols	19
II.1.3. Zones agroécologiques du Burkina Faso.....	19
II.1.3.1. Zone Sahélienne stricte ou Nord-Sahélienne.....	19
II.1.3.2. Zone Sub-Sahélienne	19
II.1.3.3. Zone Nord-Soudanienne.....	20
II.1.3.4. Zone Sud-Soudanienne.....	20
II.2. Matériel.....	20
II.2.1. Matériel végétal	20
II.2.2. Milieux de cultures	20
II.3. Méthodes	21
II.3.1. Méthode d'échantillonnage	21
II.3.2. Méthode de mise en place et d'observation de la pépinière	21
II.3.3. Méthode de préparation des échantillons et d'analyse des champignons	21
II.3.4. Méthode de préparation et d'analyse des bactéries	22
II.3.4.1. Isolement et purification des bactéries	22

II.3.4.2. Tests biochimiques	23
II.3.4.2.1. Test de Gram (KOH)	24
II.3.4.2.2. Test d'oxydation/fermentation (O/F).....	24
II.3.5. Méthode d'extraction et d'analyse des nématodes	24
II.3.5.1. Première méthode d'extraction.....	24
II.3.5.2. Deuxième méthode d'extraction.....	25
II.3.5.3. Préparation et analyse de sol	25
II.3.5.4. Comptage des nématodes	25
II.3.5.5. Identification des nématodes phytopathogènes	25
CHAPITRE III: RESULTATS ET DISCUSSION	26
III.1. Résultats	26
III.1.1. Taux de germination et d'émergence du jatropha	26
III.1.2. Maladies de plantules	26
III.1.2.1. Maladies foliaires	27
III.1.2.2. Flétrissements.....	30
III.1.2.3. Analyse des racines	30
III.1.2.4. Analyse des tiges.....	31
III.1.2.5. Analyse des collets.....	32
III.1.3. Résultats d'analyse de la semence de pourghère	33
III.1.3.1. Résultats d'analyse fongique des graines.....	33
III.1.3.1.1. Résultats d'analyse fongique des graines saines	33
III.1.3.1.2. Résultats d'analyse des graines pourries.....	36
III.1.3.2. Résultats d'analyse des bactéries	37
III.1.3.3. Résultats d'analyse des nématodes de la semence de pourghère	39
III.1.4. Distribution des maladies du pourghère en fonction des zones agroécologiques	39
III.2. Discussion	41
CONCLUSION GENERALE, RECOMMANDATIONS ET PERSPECTIVES.....	44
Références bibliographiques	46
Annexes.....	xi

Dédicace

A

La mémoire de ma mère, Lizèta SANKARA,
décédée en 1995, paix à son âme;

Mon père, Rasmané DJENDA, pour toutes ses
prières;

Toute ma famille.

Remerciements

En ce moment où j'écris les dernières lignes de ce mémoire, je voudrai témoigner ma gratitude à des personnes grâce à qui la réalisation de ce travail a été possible. Il s'agit particulièrement de:

- Dr Souleymane NACRO, mon maître de stage pour sa disponibilité, son encadrement et ses encouragements au travail malgré ses multiples occupations;
- Pr Irénée SOMDA, mon directeur de mémoire pour son encadrement;
- Dr Ibrahima OUEDRAOGO pour m'avoir accueilli dans son laboratoire de phytopathologie pour mes analyses fongiques;
- Dr Léonard OUEDRAOGO pour m'avoir accepté dans son laboratoire de bactériologie pour mes analyses bactériologiques;
- Dr Issa WONNI pour m'avoir aidé dans mes analyses des bactéries;
- Dr Schémaeza BONZI pour m'avoir assisté et orienté dans mes analyses des champignons;
- Dr Paulette TAITA pour ses conseils, ses orientations et ses corrections;
- M. Abel Y. KONATE et les techniciens M. Salam KIEMDE et M. Adama TRAORE pour m'avoir aidé dans l'extraction des nématodes;
- M. Abalo Itolou KASSANKOGNO, M. Mahama TOURE et M. Gaston T. DABIRE pour m'avoir aidé dans l'identification des champignons;
- M. Raphaël SANOU pour m'avoir facilité l'accès aux matériels techniques à Farako-Bâ;

- A tout le personnel de la Fondation Fasobiocarburant pour son accueil chaleureux;
- Au corps enseignant de l'IDR pour la formation de qualité que j'ai reçue;
- A toute ma famille, mes amis et mes camarades de promotion pour le soutien mutuelle;
- A tout le personnel de l'INERA/Farako-Bâ et ex PV pour son soutien moral.

Merci à tous!

Sigles et abréviations

BNDT: Base Nationale des Données Topographiques;

CNRST: Centre National de Recherche Scientifique et Technologique;

Ex PV: Ex Protection des Végétaux;

IDR: Institut du Développement Rural;

INERA: Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles;

INSD: Institut National de la Statistique et de la Démographie;

ISTA: International Seed Testing Association;

PNSR: Programme National du Secteur Rural;

UPB: Université Polytechnique de Bobo-dioulasso.

Liste des figures

Pages

Figure 1: Localités de collecte des échantillons de semences de <i>J. curcas</i> L.	18
Figure 2: Taux de germination et d'émergence du <i>J. curcas</i> en fonction des localités.	26
Figure 3: Répartition des maladies de plantules de <i>J. curcas</i> L. en fonction des zones agroécologiques du Burkina Faso	39

Liste des tableaux	Pages
Tableau 1: Appellation du pourghère en langues nationales au Burkina Faso	4
Tableau 2: Classification botanique du pourghère.....	5
Tableau 3: Caractéristiques chimiques et biologiques des bactéries	23
Tableau 4: Liste des champignons observés sur les feuilles nécrosées de pourghère et leurs fréquences par provenance.	27
Tableau 5: Liste des champignons sur les brûlures de feuilles et leurs fréquences d'observation par provenance.	28
Tableau 6: Liste des champignons observés sur les feuilles jaunies de pourghère et leurs fréquences par provenance.	29
Tableau 7: Liste des champignons sur les plants flétris et leurs fréquences d'observation par provenance.	30
Tableau 8: Liste des champignons sur les racines et leurs fréquences d'observation par provenance.	31
Tableau 9: Liste des champignons sur les tiges et leurs fréquences d'observation par provenance.	32
Tableau 10: Liste des champignons observés sur les collets de pourghère et leurs fréquences par provenance.	33
Tableau 11: Liste des champignons observés sur les semences et leurs fréquences par provenance.	34
Tableau 12: Liste des champignons sur les graines pourries et leurs fréquences d'observation par provenance.	36
Tableau 13: Résultats des tests d'analyse des bactéries des semences de pourghère par provenance.	38
Tableau 14: Répartition du nombre de plantules malades par provenance.	40

Liste des photos	Pages
Photo 1: Système racinaire de plantules de pourghère issue de semis.....	6
Photo 2: Fruits de <i>J. curcas</i> L.	7
Photo 3: Graines de <i>J. curcas</i> L.	8
Photo 4: Isolement (a) et purification (b) des bactéries.	23
Photo 5: Feuille de <i>J. curcas</i> nécrosée.	27
Photo 6: Feuilles de <i>J. curcas</i> présentant des brûlures.....	28
Photo 7: Feuille jaunie de <i>J. curcas</i>	29
Photo 8: Test O/F (a) (A: négatif; B: positif) et test de Gram (b) (Gram-).	37

Résumé

La Fondation Fasobiocarburant qui œuvre dans la promotion de la production durable du biodiésel à partir de l'huile de pourghère, a initié la présente étude en vue de faire l'inventaire des maladies associées à la semence du pourghère et les agents pathogènes responsables de ces maladies au Burkina Faso. Pour les besoins de cette étude, la semence de jatropha a été collectée dans toutes les zones agroécologiques du Burkina Faso. Les analyses sanitaires des semences ont été réalisées à la station expérimentale de l'Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles (INERA/Farako-Bâ). La pépinière, installée dans cette station, a été recouverte d'une toile moustiquaire pour éviter les attaques d'insectes ravageurs. Au total, quatre maladies de plantules qui semblent être transmises par la semence ont été inventoriées. Il s'agit de nécroses dont huit champignons ont été observés, des brûlures dont neuf champignons associés, des jaunissements de feuilles dont cinq champignons ont été observés et des flétrissements de plantules dont cinq champignons ont été observés. Les racines, les collets et les tiges apparemment saines ont fait l'objet d'analyse fongique. L'analyse fongique des semences a permis de répertorier dix-sept champignons dont ceux du genre *Fusarium* sont les plus observés. Quant aux fontes de semis, dix-huit champignons ont été identifiés dont le plus important est le genre *Fusarium*. L'étude des bactéries a permis d'obtenir dix-sept souches pures dont les tests ont permis de noter la présence de bactéries des genres *Erwinia*, *Agrobacterium*, *Bacillus* et *Xanthomonas*. Les bactéries du genre *Erwinia* étaient les plus inféodées aux semences.

Seuls des nématodes non parasites ont été identifiés après extraction à partir de la semence.

La distribution géographique des maladies des semences a révélé la présence des nécroses, des brûlures et des flétrissements dans toutes les zones agroécologiques du Burkina Faso. Quant aux jaunissements, ils ont été observés dans la zone-sahélienne stricte, la zone nord-soudanienne et la zone sud-soudanienne.

Mots clés: Maladies, agents pathogènes, nématodes, zone agroécologiques, semence, *Jatropha curcas* L., Burkina Faso.

Abstract

The Fasobiocarburant Foundation promotes sustainable biofuel production from *Jatropha* oil. This organization has initiated a study that aimed at making an inventory of diseases associated with the *Jatropha* seed and the pathogens responsible for these diseases in Burkina Faso. For the purpose of this study, *Jatropha* seed was collected from all 4 agro ecological zones of Burkina Faso. The sanitary analyzes of the seeds were conducted at the experimental station of INERA / Farako – Bâ in Bobo-Dioulasso. The nursery, located in this station was covered with mosquito net in order to prevent insect pests' attacks. A total of four seedling diseases that seem to be transmitted by the seed were inventoried. These were necrosis from which eight fungi were observed, leaf blight with nine associated fungi, yellowing leaves from which five fungi were observed and wilting of seedlings with five fungi. Roots, crowns and apparently healthy rods were also analyzed for fungus detection. Seventeen fungi were identified on the seeds from which the genus *Fusarium* which are the most observed. As for damping-off, eighteen fungi were observed *Fusarium* was the most frequent. The study of bacteria yielded seventeen pure strains whose tests have revealed the presence of bacteria of the genus *Erwinia*, *Agrobacterium*, *Bacillus* and *Xanthomonas*. The genus *Erwinia* was the most frequent observed on the seeds. Only non- parasitic nematodes were observed after they were extracted from the seeds. The geographical distribution of the diseases revealed the presence of necrotic burns and wilts in all agro ecological zones of Burkina Faso. As for yellowing, they were observed in the Sahelian zone sensus stricto, North Sudananian zone and South Sudananian zone.

Keywords: diseases, pathogens, nematods, agroecological zones, seed, *Jatropha curcas* L., Burkina Faso

INTRODUCTION GENERALE

Depuis les années 1970, pour les pays d'Afrique Sub-saharienne, la forte variabilité aussi bien temporelle, spatiale que quantitative des précipitations constitue une véritable contrainte pour la production agricole. Cette variabilité rend les systèmes de production agricole vulnérables et limite fortement les possibilités d'intensification. De ce fait, elle constitue la contrainte majeure à l'atteinte des objectifs de sécurisation alimentaire que se sont fixés les pays africains. L'une des solutions retenues pour accroître le revenu des paysans et ainsi réduire l'exode rural est la promotion de nouvelles filières capables de répondre aux besoins des paysans. Dans cette optique, l'une des alternatives pour certains pays de l'Union Economique et Monétaire Ouest Africaine (UEMOA) est l'introduction de cultures bioénergétiques telle que le pourghère dans les systèmes de production agricole (Bazongo, 2011). De plus, le problème du changement climatique, mis en exergue à travers la Convention Cadre des Nations Unies sur le Changement Climatique (CCNUCC - 1992) et son Protocole de Kyoto (PK - 1997), a réactivé le bien fondé du développement du *Jatropha curcas* L. en créant des mécanismes financiers qui valoriseraient la substitution des énergies fossiles par des énergies renouvelables (Pirot et Hamel, 2012).

Dans un pays comme le Burkina Faso, en proie à une forte pression démographique et dépourvu de ressources énergétiques, *Jatropha curcas* L. a trouvé un écho favorable car sa graine peut servir à la fabrication d'une huile pouvant être utilisée comme biocarburant. L'engagement du Gouvernement burkinabé s'est manifesté par une signature en fin novembre 2007 d'un accord-cadre avec la société française Agro-Energie Développement pour la réalisation de 200 000 hectares de jatropha en encadrant 500 producteurs. A terme, la firme compte installer des unités de transformation de la graine de *J. curcas* L. (Masse, 2008). Ce choix se justifie par le fait que *Jatropha curcas* L. fournit divers produits et avantages qui couvrent cinq aspects principaux du développement rural à savoir:

- la création de revenus pour les femmes (production de savon);
- la réduction de la pauvreté (vente des graines et de savon);
- le maintien de la fertilité des sols par le contrôle de l'érosion (plantation en haies vives);
- la valorisation des tourteaux comme engrais organiques, la fourniture d'énergie renouvelable pour l'éclairage, la cuisson, les moulins et les groupes électrogènes, la production de biogaz;

- la séquestration et le stockage du carbone dans le sol par les racines.

Ces derniers avantages pourraient contribuer à la réduction du taux de déforestation.

J. curcas L. est une espèce bien adaptée aux conditions écologiques des zones tropicales arides et semi-arides. Mais, la plante est sujette à des attaques d'insectes ravageurs et de maladies, réduisant ainsi sa productivité. Dans le souci de connaître ces derniers et dans le but d'accroître la production de la graine de cette plante, la présente étude a été initiée par la Fondation FasoBiocarburant (FFB). Cette structure qui œuvre à la promotion de la production durable du biodiésel à partir de l'huile de pourghère est basée à Léo dans la province de la Sissili. Une production à grande échelle de la plante ne peut être réalisée sans l'utilisation de semences de bonne qualité. En effet, l'utilisation d'une semence de mauvaise qualité aura comme conséquence la production de plantules et d'arbres de mauvaise qualité, sinon pas du tout de plantules. C'est pour permettre de trouver des solutions durables à la gestion de ces ennemis du pourghère que la FFB a engagé depuis quelques années des activités de Recherche/Développement. L'étude intitulée «**Inventaire des maladies de la semence du pourghère (*Jatropha curcas* L.) au Burkina Faso**» s'inscrit dans ce cadre.

L'objectif global de cette étude est de faire l'inventaire des maladies associées à la semence du pourghère (*Jatropha curcas* L.) provenant des différentes zones agroécologiques du Burkina Faso. Il s'agit spécifiquement de:

- inventorier les principales maladies de la semence et répertorier les agents pathogènes responsables de ces maladies;
- identifier les maladies transmises par la semence de *Jatropha curcas* L.;
- étudier la répartition géographique des maladies en fonction des différentes zones agroécologiques du Burkina Faso.

Le présent mémoire est articulé autour de trois parties: le premier chapitre présente la synthèse bibliographique. Ce chapitre est suivi d'un second qui expose le matériel et les méthodes utilisés. Le dernier chapitre est relatif aux résultats et à la discussion. Une conclusion générale, des recommandations et des perspectives sont présentés à la fin du document.

CHAPITRE I: REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

I.Généralités sur le pourghère

I.1.Origine et distribution du pourghère

L'origine du pourghère est controversée. Alors que certains auteurs la situent au Brésil, d'autres pensent que cet arbre est originaire de l'Amérique Centrale ou du Mexique qui sont les seuls endroits où la plante a été collectée dans les milieux non perturbés (Domergue et Pirot, 2008). Il semble que c'est cette dernière origine qui a été officiellement retenue. Cependant, son origine serait très ancienne, à une période où les continents n'étaient pas encore individualisés (Van der Vossen et Mkamilo, 2007).

Le pourghère a été introduit au 16^{ème} siècle aux îles du Cap Vert par les marins portugais, puis en Guinée-Bissau pour se répandre ensuite au reste de l'Afrique et en Asie. On le trouve actuellement dans toutes les régions tropicales et intertropicales ainsi que sur les îles tropicales (Domergue et Pirot, 2008). Ainsi, selon Rijssenbeek *et al.* (2007), son aire de culture se situe entre les latitudes 30°N et 35°S.

Cette large distribution du pourghère à travers le monde est prouvée par la multitude des appellations scientifiques à différentes périodes et par plusieurs auteurs. En effet, selon Dehgan et Webster (1979) et Shultz-Motel (1996) cités par Heller (1996), de nombreux synonymes sont rencontrés dans la littérature. Il s'agit notamment de *Ricinus americanus* Miller., 1768, *Curcas purgans* Medik., 1771, *Castiglionia lobata* Ruiz et Pavon., 1794, *Jatropha edulis* Cerv., 1794, *Jatropha acerifolia* Salisb., 1796, *Ricinus jarak* Thumb., 1825, *Curcas adansoni* Endl., 1840, *Curcas indica* A. Rich. In Sagra., 1853, *Jatropha yucatanensis* Briq., 1900, *Curcas curcas* L., Briton et Millsp., 1920.

En Français, *Jatropha curcas* L. s'appelle Pourghère ou purghère, grande pignon d'Inde, gros ricin médiciner purgatif et physic nut en Anglais.

Au Burkina Faso, le pourghère est appelé dans les langues nationales répertoriées dans le tableau I selon Ouedraogo (2000) et Nagalo (2013).

Tableau 1: Appellation du pourghère en langues nationales au Burkina Faso

Langues	Nom de la plante
Bissa	Gandan
Bobo	Bagha, Kônonfiné
Dioula	Bagani, Délégou
Mooré	Wâb n bâng man; Kubodogo
Bwamu	Kwabataro
Lobiri	Nabaran
Samo	Lankara
Gourmantché	Sanda-coursi Linagli
Peulh	Duladukdé, Alguènaaguè
Dagara	Nassir lara
Nuni	Brougnan

Source: (Ouédraogo, 2000 et Nagalo, 2013).

I.2. Botanique et systématique

J. curcas L. se présente comme un arbuste ou un arbre buissonnant ayant une hauteur de 2 m à plus de 10 m selon les conditions pédoclimatiques. C'est une plante pérenne qui peut vivre pendant 40 à 50 ans (Heller, 1996).

Le genre *Jatropha* comprend des plantes dicotylédones de la famille des Euphorbiacées. On dénombre plus de 160 espèces originaires d'Amérique Centrale ou du Sud et dont la plus connue est *Jatropha curcas* L. Parmi les espèces cultivées, nous pouvons citer *Jatropha curcas*, *J. gossypifolia*, *J. integrerrima*, *J. multifida*, et *J. podagrica*.

Au Burkina Faso, quatre (4) espèces de pourghère sont connues à savoir *Jatropha curcas* L., *J. gossypifolia* L., *J. podagrica* H. et *J. integrerrima* J. (Ouédraogo, 2000). Mais l'espèce *J. curcas* L. reste la plus connue et la plus exploitée, suivie de l'espèce *J. gossypifolia* utilisée comme haie vive.

Tableau 2: Classification botanique du pourghère

Taxon	Dénomination
Sous- règne	Tracheobionta
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Sous-classe	Rosidae
Ordre	Euphorbiales
Famille	<i>Euphorbiaceae</i>
Genre	<i>Jatropha</i>
Espèce	<i>Jatropha curcas</i> L.

Source: Domergue et Pirot (2008).

I.3.Appareil végétatif

I.3.1.Feuilles

Les feuilles sont insérées sur les jeunes pousses, parfois en petit nombre sur le bois. Les feuilles sont alternes et leur base est élargie par rapport au pétiole légèrement aplati. Les deux stipules tombent d'habitude vite. Le pétiole est plus long que le limbe, rond et vert. Le limbe à bord entier, en forme de cœur, est découpé en 3 à 5 lobes selon les auteurs (Heller, 1996; Domergue et Pirot, 2008). Les feuilles d'une même plante diffèrent souvent en grandeur (anisotrophyllie) ainsi qu'en forme (hétérophyllie) (Sanou, 2010). Les vieilles feuilles sont en règle générale plus foncées et luisantes. Elles apparaissent en début de saison des pluies et disparaissent avec la saison sèche. Les branches contiennent du latex et sont souples quand elles sont jeunes.

I.3.2.Tige

Le tronc du pourghère, court en général mais pouvant atteindre 3 m de haut, peut présenter un diamètre allant jusqu'à 35 cm. En ce qui concerne la ramification, on compte au moins trois branches avant la formation des fleurs. L'axe principal est orthotrope, la ramification du deuxième ordre est plus développée au dessus de celle du premier ordre (épitonie, amphitonie). La plante bourgeonne de préférence au bout des rameaux (acrotonie). Des pousses longues se forment surtout sur les rameaux d'ordre avancé, moins souvent sur les rameaux d'ordre moyen où l'on a plutôt des pousses courtes (Heller, 1996; Sanou, 2010).

I.3.3.Système racinaire

Le système racinaire du pourghère diffère selon que la plante est issue de la graine ou d'une bouture. Chez les plantes provenant de la graine, le pivot, est une élongation directe du système végétatif dans le sol et très bien développé et peut être juste en dessous de la surface du sol, plus épais que le tronc. A cet endroit, quatre racines prennent naissance (Photo 1), un peu moins développées que le pivot. Ces racines ne pénètrent pas très profondément dans le sol, mais parcourent la partie superficielle du sol. Les cinq racines peuvent devenir très longues et former les racines secondaires qui, à leur tour se ramifient. En ce qui concerne la direction de leur croissance, elles s'adaptent facilement à une terre caillouteuse et à d'autres obstacles mais elles préfèrent les sols légers. En cas d'érosion, elles ne semblent pas souffrir de leur mise à l'air libre (Domergue et Pirot, 2008). Cependant, chez la plante issue d'une bouture, on trouve plusieurs racines adventives qui sortent du cambium, là où la tige a été coupée. Les racines sont distribuées de façon égale en coupe droite ou bien elles s'accumulent sur le bout pointu en coupe oblique. Les arbustes qui s'y développent ne forment pas de racines robustes comme celles trouvées chez les plantes issues de graine. Cette différence morphologique entraîne souvent une moins bonne résistance à des conditions difficiles (Domergue et Pirot, 2008).

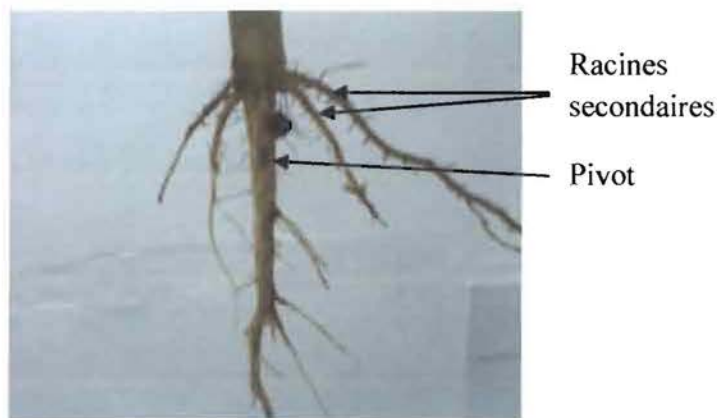


Photo 1: Système racinaire de plantules de pourghère issue de semis.

I.3.4.Inflorescence et fleurs

J. curcas L. est une plante monoïque à fleurs diclines. Les fleurs sont de sexes séparés mais se trouvent sur la même plante. Le bouquet floral appelé racème est composé de la corolle de teinte verte jaunissant avec l'âge ou rose (Münch et Kiefer, 1986). La fleur est composée de 5 pétales alternant avec 5 sépales deux fois plus courtes; les fleurs mâles sont plus pédonculées et occupent la périphérie de l'inflorescence. Les fleurs femelles, un peu plus

grandes, occupent le centre de l'inflorescence et possèdent un pédoncule plus court que celui des fleurs mâles. Les fleurs femelles sont en nombre plus élevé que les fleurs mâles. On observe parfois des fleurs hermaphrodites qui peuvent être auto-pollinisées (Heller, 1996).

La pollinisation est allogame et elle est assurée par des insectes. Il n'existe pas d'autofécondation au niveau du pourghère.

I.3.5.Fruit

Selon Münch et Kiefer (1986), la maturité du fruit est atteinte 3 à 4 mois après la fécondation. Le fruit est une capsule presque sphérique, de 4 cm de long et 3 cm d'épaisseur, à trois loges séparées (les carpelles) contenant chacune une graine. Le fruit est vert lorsqu'il se forme; puis il jaunit et devient rouge-noir ridé et rugueux. Il contient 1, 2 ou 3 graines séparées les unes des autres par une cloison. Les fruits secs et mûrs restent sur la plante et libèrent rarement les graines, même en tombant au sol, car, les carpelles restent soudés du côté du pédoncule des graines.

Les fruits mûrs ont un poids moyen de 2,16 g (1,53 à 2,85 g) selon Domergue et Pirot (2008).



Photo 2: Fruits de *J. curcas* L.

I.3.6.Graine

Les graines mûres, une à trois (1 à 3) par fruit, sont de couleur brun foncé à noire. Elles présentent quelques analogies avec les graines de ricin. De forme ovale allongée, elles sont enveloppées d'un tégument extérieur très dur à cassure nette, appelé coque. Sous ce tégument, une pellicule blanche (tégument intérieur) recouvre l'amande. Cette dernière est formée d'un albumen huileux blanchâtre contenant l'embryon pourvu de deux (2) larges cotylédons aplatis. Les graines représentent 53 à 62 % du poids du fruit sec et 15 % du poids du fruit frais (Cuhna Da Silveira, 1934 et Sucher, 1999 cités par Domergue et Pirot, 2008).



Photo 3: Graines de *J. curcas* L.

I.4. Pépinière et développement du pourghère

La semence doit être trempée dans l'eau pendant au moins 12 heures pour lever la dormance (Nacro et Lengkeek, 2011). Selon Domergue et Pirot (2008), on n'a pas besoin de tremper la semence. Dans les conditions normales, la germination a lieu 3 à 5 jours après semis. Les graines nouvellement récoltés germent mieux que les graines âgées (Ouédraogo, 2000).

Il existe deux types de pépinières possibles pour le pourghère, à savoir, les pépinières en pleine terre et celles en sachets ou en tubes plastiques. La profondeur des sachets doit être comprise entre 22 et 30 cm et 10 cm de diamètre (Domergue et Pirot, 2008). La durée de la pépinière est de 2 à 4 mois en fonction de la profondeur des sachets avant la transplantation au champ. Joker et Jepsen (2003) cités par Domergue et Pirot (2008) recommandent de laisser grandir les plants en pépinière pendant 3 mois, jusqu'à ce qu'ils aient atteint une taille de 30 à 40 cm car, à partir de ce stade, ils commencent à développer leur odeur repoussante et ne risquent plus d'être pâturés par les animaux. Un arrosage permanent et régulier de la pépinière tous les deux jours est recommandé. A défaut d'engrais minéral, les agrégats suivants sont nécessaires à la réalisation d'une bonne pépinière ou germeoir: sable (1/3), glumes de mil, de sorgho ou de riz (1/3) et un terreau ou sol végétal (1/3) (Nacro et Lengkeek, 2011). Le taux de germination varie de 85% à 95% selon les auteurs.

La germination est suivie du développement de l'axe principal des feuilles et du système racinaire. La croissance est favorisée, comme pour beaucoup de plantes, par l'humidité du sol, sa fertilité et une température élevée.

Le développement de *J. curcas* L. comporte trois phases essentielles:

-La phase végétative qui va de la germination à l'apparition des premières fleurs. Elle dure environ huit (08) mois. Des fluctuations de précipitations, de températures et de lumière induisent une dormance;

-La phase reproductive qui dure environ trois (3) mois et s'étend de l'apparition des boutons floraux jusqu'à la formation des fruits (Müench et Kiefer, 1986). La floraison et la feuillaison sont simultanées. Dans les inflorescences, les fleurs femelles éclosent un ou deux jours avant les fleurs mâles ou en même temps que les fleurs mâles précoces. Les fleurs mâles ne durent qu'une journée après éclosion (Ouédraogo, 2000);

-La phase de maturité des fruits qui survient quelques jours après leur formation. Les fruits mûrs sont de couleur jaune et noire lorsqu'ils sont secs.

1.5.Exigences climatiques et édaphiques du pourghère

J. curcas aime la chaleur. La température optimale se situe entre 25°C et 30°C, même s'il pousse dans des zones plus fraîches. Certains écotypes cultivés en altitude peuvent supporter un gel léger (Pirrot et Hamel, 2012).

J. curcas est une plante très résistante à la sécheresse. Elle pousse dans des zones à 300 mm de pluie. Son potentiel de production s'exprime complètement dans les zones de 1000 à 1300 mm. La quantité de pluie minimum nécessaire pour obtenir une récolte est estimée à 600 mm (Domergue et Pirrot, 2008).

J. curcas s'accommode bien de la plupart des conditions édaphiques, mais, il préfère les sols profonds, de texture sableuse et à structure grumeleuse. La plante est également capable de croître entre les rochers. Les sols argileux conviennent mal au *Jatropha* parce que celui-ci est sensible à l'engorgement, même éphémère. *J. curcas* est adapté aux sols marginaux, impropres à la culture, avec une faible teneur en éléments nutritifs.

1.6.Ennemis du pourghère

1.6.1. Principaux insectes ravageurs

Le pourghère est attaqué par des insectes ravageurs à tous les stades de développement. A Madagascar, Alfons (2008) distingue les groupes d'insectes suivants comme des ravageurs potentiels du pourghère: les criquets, les coccinelles, les punaises, les cochenilles et leurs larves et les larves de papillons. Selon Heller (1996), les mille pattes sont les plus dangereux parce que ces Myriapodes peuvent causer la perte de tous les jeunes plants de pourghère en pépinière.

Rouamba (2011) a rapporté au total 22 espèces d'insectes ravageurs du pourghère dans les plantations au Burkina Faso. Ces insectes appartiennent à 6 ordres qui sont les Coléoptères (8 espèces), les Héteroptères (7 espèces), les Orthoptères (3 espèces), les Lépidoptères (3 espèces) et les Isoptères (1 espèce). Les attaques de ces ravageurs concernent toutes les parties

de la plante de pourghère. Quant à Nagalo (2013), elle a observé 11 espèces d'insectes ravageurs de pourghère dans la zone Sud-soudanienne du Burkina Faso.

I.6.2.Maladies du pourghère

I.6.2.1.Maladies foliaires

I.6.2.1.1.Anthracnose

Cette maladie a été décrite pour la première fois au Brésil par Viégas (1961) cité par Machado et Pereira (2013). Elle est présente aujourd'hui dans toutes les régions où le pourghère est cultivé. Elle apparaît de couleur noire grise avec des lésions nécrotiques irrégulières. Ces lésions contiennent une auréole jaune et de petites formes isolées qui s'unissent par endroits. L'Anthracnose peut provoquer la destruction totale des feuilles. Le fruit peut aussi être infecté et à ce niveau les lésions apparaissent brun sombre (Machado et Pereira, 2013).

Une étude menée au Mexique par Torres-Calzada *et al.* (2011) cités par Machado et Pereira (2013) indique que cette maladie peut causer également des chancres sur la tige et la mort du plant. Les agents pathogènes responsables de cette maladie sont *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Sacc. et *Colletotrichum capsici* (Syd.) Butl. et Bisby (Machado et Pereira, 2013).

I.6.2.1.2.Nécroses

Au Burkina Faso, Rouamba (2011) a observé les nécroses dans toutes les zones agro écologiques et à tous les stades de développement de la plante. Elles se manifestent sous forme de taches noires ou marronnes de forme ovale ou ronde et de dimensions variables (petites, moyennes et grandes). Elles correspondent à la mort des cellules sur une zone limitée de la feuille. Ces taches apparaissent sur différentes parties de la feuille de pourghère, à savoir, les nervures, les bordures et le centre des feuilles. Les agents pathogènes observés sur les nécroses de feuilles de pourghère sont *Botrytis cinerea* Pers. Ex Fr., *Fusarium poae* (Peck) Wollenweber, *Cercospora sesami* Zimm, *Alternaria sesamicola* Kawamura, *Sphacelotheca reiliana*, *Colletotrichum coccodes* (Wallr.) Hyghes, *Myrothecium roridum* Tode ex Fr., *Fusarium moniliforme* Sheldon, *Fusarium solani* (Mart.) Appel et Wollen. Emend. Snyder et Hansen, *Curvularia pallescens* Boedijn, *Pestalotia guepini* Desm., *Cladosporium sphaerospermum* Penz., *Curvularia lunata* (Wakk.) Boedijn, *Alternaria radicina* Meier, Drechsler et Eddy. (Rouamba, 2011 et Machado et Pereira, 2013).

I.6.2.1.3. Les brûlures

Les brûlures correspondent à des taches jaunes translucides avec une partie foncée qui apparaissent sur les feuilles de pourghère. Elles sont de formes irrégulières et sont généralement de taille moyenne (1 à 5 cm). La partie foncée renferme des grains de petite taille et de couleur noire. Selon Rouamba (2011), ces taches sont causées par des cochenilles ou sont d'origine fongique parce que des cochenilles ont été observées sur ces taches. Les agents pathogènes responsables des brûlures sont *Botrytis cinerea* Pers. Ex Fr., *Fusarium poae* (Peck), *Fusarium pallidroseum* (Cooke) Sacc., *Cercospora sesami* Zimm, *Colletotrichum coccodes* (Wallr.) Hyghes, *Fusarium moniliforme* sheldon, *Fusarium solani* (Mart.) Appel et Wollen. Emend Snyder et Hansen, *Curvularia pallescens* Boedijn, *Pestalotia guepini* Desm, *Cladosporium sphaerospermum* Penz., *Curvularia lunata* (Wakk.) Boedijn, *Alternaria brassicicola* (Schw.) Wiltshire, *Curvularia eragrostidis* (P. Henn.) J.A. Meyer, *Exserohilum rostratum* (Drechsler) Leonard et Suggs. (Rouamba, 2011).

I.6.2.1.4. Décolorations

Des décolorations sont également observées. Elles apparaissent sur les feuilles de pourghère de couleur vert-pâle, entourées d'un anneau gris. Elles sont de formes irrégulières et peuvent s'étendre sur toute la surface de la feuille. Les agents pathogènes responsables des décolorations de feuilles de pourghère sont *Botrytis cinerea* Pers. Ex Fr., *Alternaria sesamicola* Kawamura, *Colletotrichum coccodes* (Wallr.) Hyghes, *Fusarium solani* (Mart.) Appel et Wollen. Emend Snyder et Hansen, *Cladosporium sphaerospermum* Penz, *Curvularia lunata* (Wakk.) Boedijn, *Alternaria brassicicola* (Schw.) Wiltshire, *Curvularia eragrostidis* (Drechsler) Leonard et Suggs. (Rouamba, 2011).

I.6.2.1.5. Autres taches

Rouamba (2011) a observé des points noirs sur les feuilles de pourghère dans 43 plantations des provinces du Nayala et du Séno. Ce sont des exsudats gommeux plus ou moins anguleux qui se durcissent avec le temps. L'auteur émet l'hypothèse selon laquelle ces taches sont causées soit par des acariens soit par des champignons. Les agents pathogènes observés sur ces taches sont *Botrytis cinerea* Pers. Ex Fr., *Alternaria sesamicola* Kawamura, *Colletotrichum coccodes* (Wallr.) Hyghes, *Cladosporium sphaerospermum* Penz., *Curvularia lunata* (Wakk.) Boedijn, *Cercospora sesami* Zimm, *Alternaria radicina* Meier, Drechsler et Eddy (Rouamba, 2011).

I.6.2.2.Maladies des rameaux et de la tige: les chancres

Les chancres sont des modifications anatomiques des plantes. Ce sont des altérations localisées de l'écorce des plantes ligneuses, entourées de bourrelets cicatriciels subéreux, de plus en plus excentriques correspondant aux réactions du cambium en réponse à des stress tels que les champignons, les bactéries et les facteurs climatiques (Semal *et al.* 1989). Par extension, ce terme est utilisé de manière plus générale pour décrire les nécroses corticales tant chez les ligneux que chez les plantes herbacées. Rouamba (2011) a observé cette maladie dans une plantation de la Sissili. Machado et Pereira (2013) l'ont observée au Brésil.

I.6.2.3.Pourritures des racines ou du collet de pourghère

Les pourritures du collet correspondent à une décomposition des tissus par une macération enzymatique au niveau du collet ou des racines de la plante. Cette décomposition des tissus est due aux termites du sol qui attaquent la plante au niveau du collet ou des racines (Rouamba, 2011). Ces attaques constituent des portes d'entrée des champignons telluriques. Elles se manifestent par un brunissement du collet, ensuite une coloration noire apparaît et s'étend sur toutes les parties infectées avec un jaunissement des feuilles, puis la plante meurt. Les pourritures du collet ou des racines concernent essentiellement les plants issus du semis direct dans les nouvelles plantations. En effet, lorsque la plante atteint une certaine taille (supérieure ou égale à 60 cm), elle ne présente plus cette manifestation (Rouamba, 2011). Les champignons pathogènes associés à cette maladie sont *Botrytis cinerea* Pers. Ex Fr., *Fusarium poae* (Peck) Wollenweber, *Alternaria sesamicola* Kawamura, *Fusarium moniliforme* Sheldon, *Fusarium solani* (Mart.) Appel et Wollen. Emend Snyder et Hansen, *Pestalotia guepini* Desm., *Alternaria radicina* Meier, Drechsler et Eddy, *Didymella bryoniae* (Awersw.) Rehm, *Fusarium pallidoroseum* (Cooke) Sacc. (Rouamba, 2011).

I.6.2.4.Flétrissements

L'altération des tissus conducteurs en particulier le xylème, par des parasites radiculaires ou vasculaires, provoque les flétrissements et peut entraîner la mort de la plante. Ces parasites peuvent être des champignons, des bactéries ou des virus. Les champignons pathogènes associés aux flétrissements de plantes de pourghère sont *Botrytis cinerea* Pers. Ex Fr., *Fusarium poae* (Peck) Wollenweber, *Alternaria sesamicola* Kawamura, *Sphacelotheca reiliana*, *Fusarium moniliforme* Sheldon, *Pestalotia guepini* Desm., *Cladosporium sphaerospermum* Penz., *Curvularia lunata* (Wakk.) Boedijn, *Rhizopus sp.*, *Stemphylium botryosum* Waltr. (Rouamba, 2011).

I.6.3.Maladies de la semence de pourghère et les agents pathogènes associés

I.6.3.1.Qualité de la semence de pourghère

L'utilisation d'une semence de mauvaise qualité aura comme conséquence la production de plantules et d'arbres de mauvaise qualité, sinon, pas du tout de plantules. Selon Domergue et Pirot (2008), une bonne semence de pourghère possède les qualités suivantes:

-Une bonne qualité physique: celle-ci dépend de la taille, de la couleur, de l'âge, de la vigueur, la condition de la coque de la semence et des dégâts dus aux insectes et aux maladies;

-Une bonne qualité physiologique: elle dépend de la maturité de la semence, de sa teneur en eau et de son pouvoir germinatif;

-Une bonne qualité génétique: elle conditionne un bon potentiel de production. Les plants qui possèdent cette qualité produiront bien en fonction du lieu où elles seront plantées;

-Une large base génétique: ceci est nécessaire pour assurer une plus grande flexibilité aux conditions environnementales et prévenir des dépressions génétiques;

-Un bon rendement: plusieurs rendements de la plante de Pourghère sont donnés dans la littérature. Le rendement graine varie de 300g à 9kg en fonction des modes de production. Mais en général, pour une production sans irrigation, un rendement de 2 à 3kg/arbre et de 1kg/arbre pour les sols pauvres sont donnés;

-Taux d'huile des graines: la graine de pourghère a un taux d'huile qui varie entre 27% et 32%. La semence de bonne qualité a un taux d'huile supérieur ou égal à 35% (Domergue et Pirot, 2008).

I.6.3.2.Maladies de la semence de pourghère

La majorité des agents pathogènes est véhiculée par la graine. Ces agents pathogènes peuvent influencer le taux de germination, causer la déformation et la malformation (nanisme ou gigantisme) des plantes. Ils peuvent également influencer le poids des graines et causer leur détérioration pendant l'opération de stockage. Ces agents pathogènes transmettent ensuite des maladies sur les racines, les tiges et les feuilles.

Dans la littérature, peu d'informations sont disponibles sur les maladies de la semence de pourghère. Selon Machado et Pereira (2013), les champignons suivants sont associés à la graine de pourghère: *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid., *Fusarium*, *Colletotrichum capsici* (Syd.) Butl. et Bisby, *Lasidiopodia theobromae*, *Curvularia*, *Aspergillus*, *Penicillium*, *Stachybotrys*, *Acremonium*, *Chaetomium*, *Alternaria* et *Rhizopus*.

Des informations ne sont pas disponibles sur les bactéries ou les nématodes qui infestent les graines de pourghère.

I.7.Lutte contre les ennemis du pourghère

Selon Grimm et Führer (1998), les champignons entomopathogènes *Beauveria bassiana* et *Metarhizium anisopliae* sont efficaces contre les ravageurs *Leptoglossus zonatus* et *Pachychoris klugii*, soit un taux de mortalité de 99% pour *L. zonatus* et 64% pour *P. klugii*.

Massola et Bedendo (2005) cités par Machado et Pereira (2013) proposent de tremper les graines de pourghère dans 1 litre de formaldéhyde à 40% dilué dans 240 litres d'eau. Ce traitement est indiqué pour les graines du ricin (*Ricinus communis* L.) mais est aussi efficace pour les graines de pourghère.

Seule la maladie de la pourriture du collet connaît une méthode de lutte proposée par Sharma (2007). Ce dernier préconise l'utilisation de 0,2% de COC (Oxy Chlorure de Cuivre) pour lutter contre *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid. et *Rhizoctonia bataticola* qui sont responsables de cette maladie. Malheureusement, cet auteur ne précise pas les conditions d'utilisation de ce produit.

I.8.Cultures associées au pourghère

J. curcas peut être exploité avec de nombreuses autres cultures telles que le maïs, le haricot, le sorgho, l'arachide, les concombres, les cultures fourragères, etc. Seulement, il faut éviter une association avec une autre euphorbiacée comme le manioc ou l'hévéa selon Domergue et Pirot (2008). Selon Fuel (2006) cité par Domergue et Pirot (2008), les densités suivantes sont préconisées:

-Pour une plantation de haies vives: 2x2 m (2500 pieds/ha);

-Pour une plantation pure: 2x3 m (1700 arbres/ha);

-Pour une culture associée: 3x3 m (1111 arbres/ha);

Selon Bazongo (2011), pour une association de culture en couloir, il faut un écartement de 5 m entre les haies et 2 m entre les pieds de pourghère.

I.9. Entretien de la plante de pourghère

I.9.1. Taille

L'objectif de la taille est d'augmenter le nombre de branches et donc le rendement. Il existe plusieurs formes de taille:

- la taille de formation, destinée à donner une forme à l'arbre afin de faciliter les opérations culturales, notamment la récolte;
- la taille de fructification, pour augmenter et régulariser la floraison, donc le rendement (Piro et Hamel, 2012);
- la taille des racines destinée à réduire la compétition entre le pourghère et les cultures associées.

La taille doit s'effectuer pendant la période végétative de la plante, c'est-à-dire, la période où la plante a perdu ses feuilles et en début de saison pluvieuse (Domergue et Piro, 2008).

Pour Piro et Hamel (2012), la taille dépend de l'arbre. Si la plante est vigoureuse, une taille courte de rameaux de l'année précédente (10-20 cm) est préconisée, dans le cas contraire une taille longue (20-30 cm) est convenable. Pour faciliter les opérations de récolte, il ne faut pas que les branches dépassent 2 m du sol.

I.9.2. Fertilisation du pourghère

Deux types de fumures peuvent être utilisés dans la culture du pourghère. Il s'agit de la fumure minérale et de la fumure organique.

La fertilisation azotée est fondamentale pour la production et le développement végétatif de la plante. Malheureusement, jusqu'à nos jours, on ne connaît pas toujours la fertilisation optimale pour la culture du *Jatropha* (Domergue et Piro, 2008).

I.10. Opérations de récolte et de post-récolte

La couleur de la capsule du fruit passe du vert au jaune, puis vire au marron. A maturité, elle est de couleur jaune. Celle-ci intervient environ 3 à 4 mois après la pollinisation en fonction des conditions environnementales (Domergue et Piro, 2008). La semence mûre possède un pouvoir germinatif élevé et une longue durée de stockage. Les semences doivent être récoltées lorsque celles-ci sont toujours sur les arbres car celles ramassées sous les arbres sont susceptibles d'être infestées par des maladies ou d'être attaquées par des insectes.

Le ramassage s'effectue manuellement en cueillant les fruits soit, directement sur l'arbre soit, en provoquant leur chute avec un bâton lorsque l'arbre est très haut.

Après la récolte, les opérations de post-récolte sont:

-Le dépulpage des fruits: cette opération permet de séparer les graines du péricarpe. Elle peut être réalisée manuellement ou mécaniquement. Des décortiqueuses utilisées pour d'autres graines peuvent être utilisées après un réglage adéquat (Domergue et Pirot, 2008).

-Le décorticage des graines: cette opération consiste à séparer l'enveloppe de la graine, riche en constituants membranaires, et l'amande qui contient la majeure partie des nutriments utiles (amidon, protéines, lipides). Cette opération est pratiquée de manière traditionnelle.

-Le stockage et la conservation des graines: le séchage se fait généralement à l'air. L'exposition au soleil affecte le pouvoir germinatif des graines qui peuvent être utilisées comme semences. Une fois séchées, le taux d'humidité de la graine est alors aux alentours de 8% (Pirot et Hamel, 2012) et les graines peuvent être conservées dans un endroit sec et aéré et à des températures les plus basses possibles selon Nacro et Lengkeek (2011). De mauvaises conditions de stockage des graines entraînent une dégradation de la qualité de l'huile et de la semence.

-De mauvaises conditions de transport peuvent détériorer les graines selon Nacro et Lengkeek (2011).

I.11. Utilisations du pourghère

-**Production de biogaz** à base de tourteaux de *Jatropha*. Il est possible de produire du biogaz à base de tourteau de *Jatropha* dans des biodigesteurs. Ce biogaz par exemple peut être utilisé dans l'alimentation d'une partie de l'énergie nécessaire au fonctionnement de l'usine de production (Henning, 2002).

-**Usage médicinal**: le nom du genre *Jatropha* dérive des termes grecs iatrós signifiant docteur et φαγω signifiant nourriture. Ces termes indiquent son utilisation en médecine. En effet, l'huile est employée contre les dermatoses ou pour calmer les rhumatismes. Les feuilles en décoction peuvent être utilisées contre la toux ou même servir d'antiseptique après un accouchement. Les branches peuvent servir de cure-dents. La sève de *Jatropha* contient des agents coagulants et possède un pouvoir cicatrisant (Kone *et al.*, 1987 et Nath et Dutta, 1992 cités par Bazongo, 2011). Ce latex possède également des propriétés antimicrobiennes contre *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae*, *Streptococcus pyogenes* et *Candida albicans* (Thomas, 1989 cité par Bazongo, 2011).

-Propriétés phytosanitaires: d'après les études de Grainge et Ahmed (1988) et celles de Garcia et Lawas (1990) tous cités par Bazongo (2011), *Jatropha* possède des propriétés phytosanitaires. Des extraits de toutes les parties de la plante indiquent ces propriétés (Heller, 1996). En effet, l'huile et les esters phorbéliques qui en sont extraits, les extraits aqueux des feuilles sont ainsi des produits actifs dans la lutte contre certains ennemis et maladies en agriculture comme *Helicoverpa armigera*, *Aphis gossypii*, *Lymnaea auricularia* (Heller, 1996).

-Production de savon: l'huile extraite des graines est du groupe des acides oléiques. L'huile de *Jatropha*, de même que les sédiments servent à fabriquer du savon. Le savon obtenu donne une très bonne mousse et possède des effets positifs antiseptiques, en raison de la présence de glycérine (Heller, 1996).

-Production de biocarburant: L'expression «biocarburant» signifie un carburant obtenu à partir de matériaux organiques renouvelables et non fossiles, notamment les plantes. L'huile après raffinage peut faire office de carburant et être utilisée pour alimenter des moteurs. La teneur en huile de chaque graine représente 30 à 40% de la graine (Domergue et Pirot, 2008).

-Intérêt écologique: l'huile de *Jatropha* permet de lutter contre les gaz à effet de serre dégagés par les combustibles fossiles (Paramathma *et al.*, 2007 cités par Bazongo, 2011). L'usage des tourteaux ou coques de fruits de *Jatropha* en tant que substitut du bois de chauffe peut contribuer à freiner le déboisement. Le bois obtenu de la plante elle-même est un combustible de qualité médiocre (Heller, 1996). La plante sert de haie vive, de haie de clôture des fermes, des champs et pour la délimitation des propriétés mitoyennes, indication de droits fonciers (Alfons, 2008). Par son système racinaire profond, la plante permet de lutter contre l'érosion des sols durant les fortes averses. *Jatropha* peut permettre de reverdir et restaurer les sols grâce à ses feuilles. *Jatropha* peut aussi être planté le long des berges des rivières afin de les stabiliser et de limiter les inondations (Le Guen, 2008).

-Utilisation des tourteaux comme engrais organiques: le tourteau, un sous-produit du processus d'extraction de l'huile peut être récupéré pour servir d'engrais organique (compostage) grâce à sa teneur élevée en azote. Cette teneur en azote est de 3,2 à 3,8% en fonction de la provenance (Juillet *et al.*, 1955). Ce sous-produit est donc d'une grande valeur pour l'agriculture des pays sahéliens puisque les sols sont pauvres en humus et les engrais minéraux coûtent très chers. Lors du pressage des graines, on obtient environ 1/3 d'huile pour 2/3 de tourteaux (Henning et Tianasoa, 2005).

CHAPITRE II: MATERIEL ET METHODES

II.1.Présentation du cadre de l'étude

Le Burkina Faso, pays sahélien, enclavé, est situé au cœur de l'Afrique de l'ouest. Sa population est estimée à 15 730 977 habitants avec un taux de croissance annuel de 3,1% (INSD, 2010 cité par PNSR, 2012). Il s'étend sur 274000 km², entre 9°20' et 15°05' de latitude nord, 5°20' de longitude Ouest et 2°03' de longitude Est. Le climat du Burkina Faso appartient au type soudanien caractérisé par l'alternance d'une saison pluvieuse courte et d'une saison sèche longue avec une mauvaise répartition des pluies.

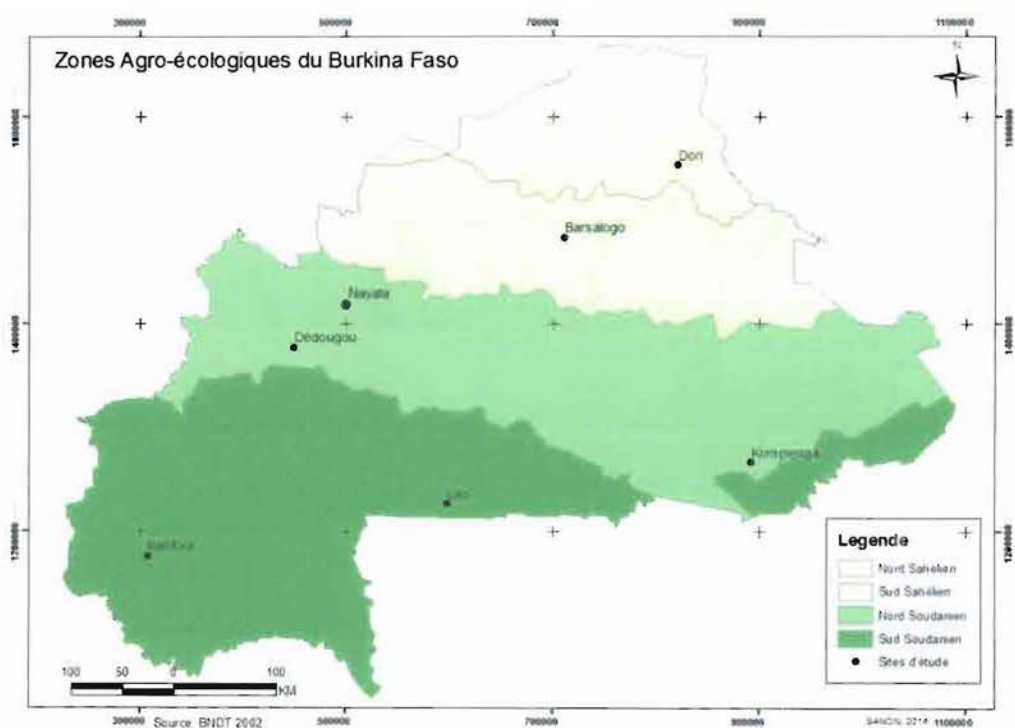


Figure 1: Localités de collecte des échantillons de semences de *J. curcas* L. Carte inspirée de celle de Dembélé et Somé (1991).

II.1.1.Zones de collecte des semences de pourghère

Les semences de *Jatropha curcas* L. (pourghère) utilisées pour cette étude, ont été collectées dans 7 localités réparties dans les quatre zones agroécologiques du Burkina Faso à savoir:

- Zone Sahélienne stricte: région du sahel, province du Séno, Dori;
- Zone Sub-Sahélienne: région du centre Nord, Barsalogo;
- Zone Nord-Soudanienne: région de la boucle du Mouhoun, Dédougou; et la région de l'Est, Komsilga;

- Zone Sud-Soudanienne: région du centre Ouest, province de la Sissili, Léo; et la région des cascades, province de la Comoé, Banfora;
- La région de la boucle du Mouhoun, province du Nayala se trouve à cheval entre la zone sub-sahélienne et celle nord-soudanienne.

II.1.2.Sols

Les sols du Burkina Faso sont composés en majorité par des sols ferrugineux tropicaux (39%), des sols peu évolués (26%), des sols hydromorphes (13%), des sols bruns eutrophes, des vertisols (6%), des sols halomorphes à structure dégradée (5%), des sols minéraux bruts (3%) et des sols ferrallitiques (2%) (Dembélé et Somé, 1991).

II.1.3.Zones agroécologiques du Burkina Faso

II.1.3.1.Zone Sahélienne stricte ou Nord-Sahélienne

La zone sahéenne stricte est caractérisée par une pluviométrie moyenne annuelle inférieure à 400 mm et occupe 13,4% du territoire national. Cette zone a une végétation composée de steppes arbustives à épineux avec les genres *Acacia* et *Balanites*, et des Poacées annuelles *Aerva javanica*, *Andropogon gayanus var. tridentatus* (Kagone, 2001). C'est une zone à vocation pastorale évoluant vers l'agro pastoralisme à dominante pastorale. L'agriculture de la zone est une agriculture vivrière à base de mil, sorgho et niébé avec un élevage peulh transhumant de zébus (Kagoné, 2001). Dori est situé dans cette zone.

II.1.3.2.Zone Sub-Sahélienne

La végétation de la zone sub-sahélienne (15,3% du territoire national) est composée de steppes arbustives à Combrétacées et Poacées annuelles. C'est une zone agropastorale à dominance agricole avec une forte densité humaine et à saturation foncière. L'agriculture est de type céréalier d'autoconsommation à base de sorgho, de mil et de niébé. L'élevage est de type pastoral transhumant et aussi, il y'a un élevage de type agropastoral sédentaire. Cette zone a une pluviométrie annuelle comprise entre 400 mm et 700 mm (Kagoné, 2001). Barsalogho est situé dans cette zone et Nayala est à cheval entre cette zone et la zone nord-sahélienne.

II.1.3.3.Zone Nord-Soudanienne

La zone nord-soudanienne (38,9% du territoire national) est caractérisée par une savane arborée à arbustive à forte densité de populations humaine et animale. C'est une zone agropastorale à dominance agricole. Cette zone est aussi considérée comme le bassin cotonnier du Burkina Faso avec une agriculture à base de sorgho, de mil, de niébé et d'arachide. L'élevage est de type pastoral transhumant et il existe aussi un élevage de type villageois sédentaire (Kagoné, 2001). La pluviométrie moyenne annuelle de la zone est comprise entre 700 mm et 900 mm. Komienga et de Dédougou sont situés dans cette zone.

II.1.3.4.Zone Sud-Soudanienne

La zone sud-soudanienne (32,4% du territoire national) a une végétation riche composée de savanes arborées, arbustives et boisées, et de forêts claires. Cette zone est à vocation agricole caractérisée par les cultures pérennes (manguiers, agrumes, anacardiens, *Jatropha*, etc.) et les cultures annuelles (coton, igname, sorgho, mil et maïs). Elle est aussi considérée comme une zone d'accueil des transhumants en saison sèche et où naissent les conflits quelquefois mortels entre agriculteurs et éleveurs. L'élevage est de type villageois sédentaire de taurins (Kagoné, 2001).

La pluviométrie annuelle de cette zone se situe entre 900 mm et 1200 mm. Banfora et Léo sont situés dans cette zone.

II.2.Matériel

II.2.1.Matériel végétal

Des semences de *J. curcas* ont été utilisées pour cette étude. Elles ont été collectées dans 7 localités situées dans les quatre zones agro écologiques du Burkina Faso. Les semences ont également été utilisées pour produire des plantules. Des graines pourries ont été analysées aussi.

II.2.2.Milieus de cultures

Différents milieux de culture ont été préparés pour l'isolement des bactéries phytopathogènes associées aux semences de *J. curcas*. Il s'agit de bouillon nutritif à savoir Nutrient Glucose Agar (NGA), Yeast extract-Dextrose-CaCo₃ (YDC), Nutrient-Broth Yeast extract agar (NBY,) et Nutrient Broth (NB,) pour la conservation des souches, le milieu B de

King pour la purification des souches et le milieu Oxydation/ Fermentation (O/F). Les compositions de ces milieux sont répertoriées en annexe III.

II.3.Méthodes

II.3.1.Méthode d'échantillonnage

L'échantillonnage a été fait selon le principe dicté par l'Association Internationale de contrôle des semences. En effet, selon ISTA, le lot de semence est d'abord mélangé; à l'aide d'une spatule, le lot est divisé en deux. Chaque lot est ensuite divisé en deux pour obtenir quatre lots. Chacun des quatre lots est divisé en deux pour obtenir huit lots au final sur deux lignes. Le prélèvement de l'échantillon s'effectue en alternant les lots de chaque ligne. Deux lots sont obtenus; l'un des lots est utilisé pour le prélèvement d'un échantillon de cent graines pour l'étude. Ainsi, cent graines par provenance ont été utilisées pour les analyses et cent autres ont été semées à raison de deux graines par pot.

II.3.2.Méthode de mise en place et d'observation de la pépinière

Les graines de *J. curcas* ont été utilisées comme semence pour mettre en place la pépinière de 350 pots en raison de 50 par provenance. Cette pépinière a été suivie dans des conditions semi-contrôlées pendant la période de septembre à novembre 2013. En effet, les paramètres de température et de climat n'ont pas été contrôlés. Cependant, la terre d'un mélange de 2/3 de terre et 1/3 de sable a été stérilisée pour mettre en place les pots. La pépinière a été recouverte d'une toile moustiquaire pour empêcher les attaques externes par des insectes ravageurs.

Par ailleurs, l'échantillon de graines utilisé pour la semence a été trempé à l'eau de robinet pendant 17 heures (soit de 15 heures à 8 heures). La pépinière a été arrosée tous les deux jours et observée chaque semaine. Les observations ont porté sur les taux d'émergence, le nombre de plants malades et la description des symptômes qui sont apparus. La fiche d'observation de la pépinière est présentée en annexe II.

II.3.3.Méthode de préparation des échantillons et d'analyse des champignons

La méthode du Papier buvard a été utilisée. Elle a consisté à favoriser le développement des champignons dans des boîtes de pétri munies de papier buvard trempé d'eau distillée en raison de 5 graines par boîte. Un échantillon de 100 graines par provenance a été utilisé. Ce qui fait un total de 20 boîtes par provenance. Chaque boîte constituait une répétition, soit 20

répétitions. Les boîtes de pétri ont été désinfectées à l'alcool 90°. Une désinfection de surface a été faite sur les graines. Elles ont été d'abord immergées dans l'alcool 70° pendant 30 secondes; puis, dans l'eau de javel à 1% pendant une minute et enfin dans de l'eau distillée. Les boîtes ont été placées dans la chambre d'incubation pendant 12 heures en UV et 12 heures d'obscurité. Au bout d'une semaine, nous avons observé les champignons à la loupe binoculaire et ensuite au microscope optique après un montage. L'identification des champignons a été réalisée à l'aide de la clé d'identification de Kondsgal et Mathur (2003). Les champignons ont été répertoriés sur la fiche de notation proposée par Kondsgal et Mathur (2003) donnée en annexe I. Cette même méthode a été utilisée pour l'analyse des fontes de semis.

En ce qui concerne l'analyse fongique des parties de plantules, les feuilles malades, les tiges, les collets et les racines ont été découpés en petits fragments d'un centimètre. Puis, ils ont été désinfectés à l'alcool 70% et à l'eau de javel 1% et placés dans des boîtes de Pétri contenant du papier buvard humidifié à l'eau distillée. Quatre (4) fragments ont été déposés sur deux lames disposées de manière alternative sur le papier buvard et mis en incubation. Chaque fragment constituait une répétition. Nous avons cinq boîtes par maladie de feuilles observées ou par partie de plantule et ceci par provenance. soit 20 répétitions.

Les fréquences des champignons observés ont été calculées à partir de cette formule:

Fréquence (%) = $n/N \times 100$ où:

-n est le nombre total d'apparitions d'un champignon identifié et

-N est le nombre total des champignons observés.

II.3.4.Méthode de préparation et d'analyse des bactéries

II.3.4.1. Isolement et purification des bactéries

L'isolement des bactéries a été réalisé à partir des graines. Dix graines apparemment saines ont été broyées à l'aide d'un broyeur mixeur (commercial blender). Le broyat a ensuite été suspendu dans 30 ml d'eau stérile contenue dans un flacon stérile. La suspension a été laissée en incubation pendant 30 mn et agitée régulièrement. Trois séries de dilution (D1, D2, D3) ont été préparées à partir de la suspension mère (1/5). Trente microlitres (30µl) de la D3 ont été étalés sur du milieu NGA, YDC et NBY et mis en incubation à 30°C pendant 72 heures.

Après l'incubation, les différentes colonies qui ont poussé sur les trois milieux de culture ont été repiquées sur le milieu B de King et incubées pendant 48 heures. La

morphologie et la couleur des bactéries ont été les principaux critères de sélection des colonies pour purification sur KB. Les colonies pures ont été caractérisées au moyen de tests biochimiques (Photo 4).

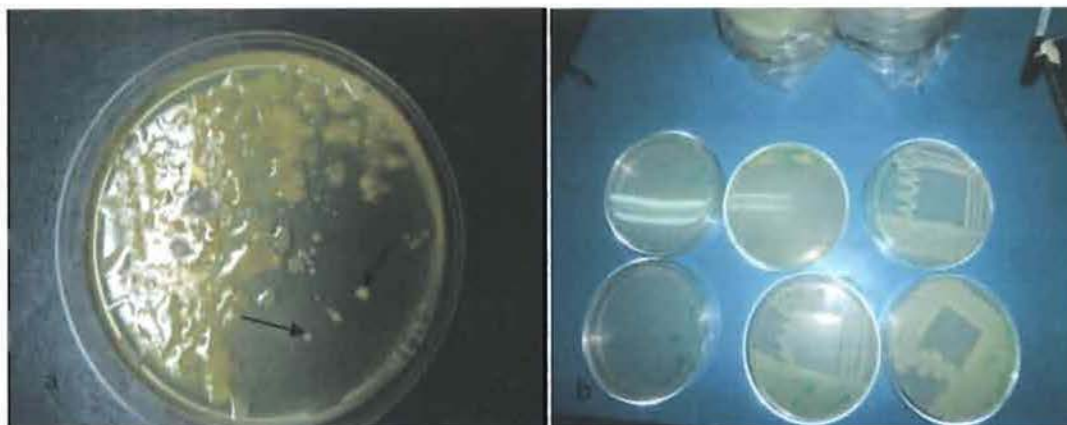


Photo 4: Isolement (a) et purification (b) des bactéries.

II.3.4.2. Tests biochimiques

Deux tests biochimiques ont été réalisés. La fluorescence des pigments a également été observée à partir des colonies pures. Pour l'identification des grands groupes de bactéries nous avons comparé les caractéristiques de nos souches aux caractéristiques décrites par Schaad (1994) dans le tableau 3.

Tableau 3: Caractéristiques chimiques et biologiques des bactéries (Schaad, 1994).

Tests	Erwinia	Pseudomonas	Xanthomonas	Agrobacters	Clavibacter	Clostridium	Bacillus	Streptomycetes
Couleur jaune ou orange des pigments sur les milieux NGA, YDC ou NBY	V-	-	+a	-	+b	-	-	-
Fluorescence des pigments sur KB	-	V+	-	-	-	-	-	-
Gram	-	-	-	-	+	+	V+	+
Aérobie	+	+	+	+	+	-	+	+
O/F Anaérobie	+	-	-	-	-	+	+	-
Mycélium	-	-	-	-	-	-	-	+

+: Positive ; -: Négative; +a: moins colorées; +b: généralement colorées; V+: variable positivement; V-: variable négativement.

II.3.4.2.1. Test de Gram (KOH)

Le test de Gram permet de classer les bactéries en deux groupes: celles de Gram négatif (Gram-) qui sont solubles dans la solution de KOH à 3% et celles de Gram positif (Gram+) insolubles dans la solution de KOH à 3%.

La procédure utilisée est la suivante: à l'aide d'un cure-dent, les bactéries sont prélevées à partir d'une culture pure de 24 à 48 heures d'âge et mises en suspension dans une goutte d'une solution aqueuse à 3% de KOH préalablement déposée sur une lame de verre. Au bout de quelques secondes d'agitation, le cure-dent est soulevé de quelques centimètres de la lame. S'il se forme un filet visqueux, la bactérie est de Gram négatif. Les bactéries de Gram positif ne produisent pas de filet.

II.3.4.2.2. Test d'oxydation/fermentation (O/F)

Ce test permet de vérifier l'utilisation du glucose par la bactérie en milieu aérobie et/ou anaérobie.

Pour chaque isolat à tester, deux tubes contenant le milieu O/F (annexe III) sont inoculés avec une culture bactérienne de 24 à 48 heures d'âge. L'inoculation consiste à introduire directement une anse pleine de bactéries au fond du tube à essai et à la retirer aussitôt. L'un des tubes est recouvert d'huile de paraffine de 1 à 2 cm d'épaisseur afin d'empêcher toute infiltration d'air. Les tubes sont mis en incubation à 28°C et les observations sont faites quotidiennement pendant 7 à 14 jours. Un changement de couleur du vert olive au jaune dans les deux tubes indique que la bactérie utilise le glucose en aérobie et en anaérobie.

II.3.5. Méthode d'extraction et d'analyse des nématodes

II.3.5.1. Première méthode d'extraction

Elle a consisté à prélever dix graines de *J. curcas* L. dans chaque échantillon. Les graines sont incubées dans deux boîtes de Pétri de 9 cm de diamètre (cinq graines par boîte) dont le fond est tapissé par un papier buvard humidifié. Au bout d'une journée d'incubation, 15 ml d'eau distillée ont été ajoutés à chaque boîtes de Pétri. Au contact de l'eau d'incubation tous les nématodes vivant à l'état de quiescence ou en anhydrobiose à la surface des graines de *J. curcas* L., s'activent et se retrouvent dans le filtrat. Au bout de 3 à 5 jours d'incubation, l'eau contenant les nématodes est récupérée dans des tubes à essai pour comptage.

II.3.5.2. Deuxième méthode d'extraction

La seconde méthode est celle de Seinhorst (1950), utilisée pour extraire les nématodes des racines ou de tissus végétaux. Dix graines sèches de chaque échantillon ont été prélevées, lavées et humidifiées pendant huit (8) heures. Ces graines ont été ensuite découpées en morceaux de 0,5 à 1 cm de long et introduites dans la salle de nébulisation. Les fragments de graines ont été maintenus sous un brouillard pendant 30 secondes toutes les 3 mn et cela durant 7 à 14 jours. Le brouillard qui s'y dépose lentement se condense en gouttes qui entraînent les nématodes vers le fond du récipient collecteur. La technique permet de récolter les suspensions de nématodes vivant dans les graines.

II.3.5.3. Préparation et analyse de sol

Un prélèvement de sol dans les pots de chaque localité a été réalisé. L'extraction des échantillons de sol a été faite selon la méthode de l'élutriateur de Seinhorst (1962). La suspension de nématodes des sols est récupérée dans les tubes d'où on prélève des portions aliquotes de 5 cm³ pour observation et comptage des individus sur des plaques de comptage à la loupe stéréoscopique.

II.3.5.4. Comptage des nématodes

Les suspensions de nématodes obtenues à l'issue des deux méthodes sont récoltées dans des tubes à essai. Après décantation, elles sont ramenées au culot qui permet de compter la totalité des nématodes phytoparasites contenus dans l'échantillon. Le dénombrement des nématodes est effectué sur la base de ce culot à l'aide de la plaque de comptage sous la loupe stéréoscopique. Les nématodes ainsi comptés, sont regroupés par genre et leur abondance ramené au nombre d'individus par échantillon traité.

II.3.5.5. Identification des nématodes phytopathogènes

L'identification des nématodes phytopathogènes a été faite sur la base de la présence ou de l'absence du stylet. En effet, les nématodes parasites présentent un stylet qui leur permet de parasiter la semence par succion, contrairement aux nématodes non parasites qui n'en possèdent pas. Par ailleurs, des nématodes sont dits endoparasites selon qu'ils sont à l'intérieur de la coque de la graine ou ectoparasites selon qu'ils sont à l'extérieur de la coque de la graine de pourghère.

CHAPITRE III: RESULTATS ET DISCUSSION

III.1.Résultats

III.1.1.Taux de germination et d'émergence du jatropha

La germination a commencée à partir du troisième jour après semis. Au bout d'un mois après semis, le taux d'émergence a été noté au niveau de la pépinière. Pour ce qui concerne le test de germination au laboratoire, il a été noté au bout d'une semaine. Les taux d'émergence et de germination du jatropha observés en pépinière et au laboratoire sont présentés sur la figure 2.

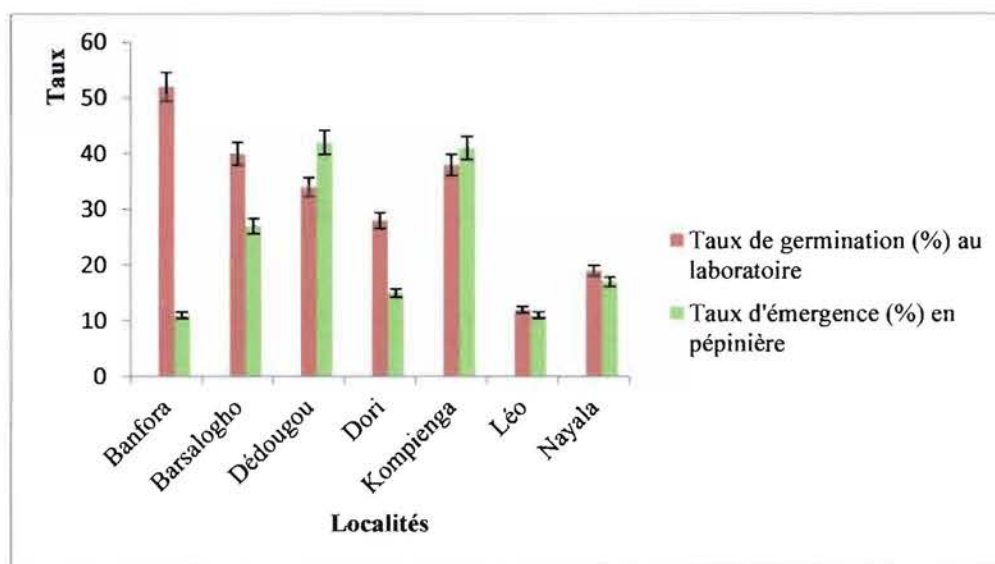


Figure 2: Taux de germination et d'émergence du *J. curcas* en fonction des localités.

Au laboratoire, le taux d'émergence était élevé pour l'échantillon de Banfora (52%) et faible pour celui de Léo (12%). En pépinière, il était élevé à Dédougou (42%) et faible à Léo (11%).

Les taux de germination et d'émergence variaient de manière significative entre les localités au laboratoire et en pépinière. Ils variaient également de manière significative entre le test au laboratoire et à la pépinière pour les localités de Banfora, Barsalogo, Dori et Nayala.

III.1.2.Maladies de plantules

A partir de la deuxième semaine après germination, nous avons constaté l'apparition des premiers symptômes de maladies. Les maladies observées sont surtout des maladies foliaires à savoir des nécroses, des brûlures, des jaunissements et des flétrissements.

III.1.2.1.Maladies foliaires

➤ Nécroses

Les nécroses se manifestent sous forme de taches marronnes de forme ovale ou ronde et de dimensions variables (petites, moyennes et grandes). Elles correspondent à la mort des cellules sur une zone limitée de la feuille. Ces taches apparaissent sur les nervures secondaires des feuilles et à côté de la nervure principale (photo 5).



Photo 5: Feuille de *J. curcas* nécrosée.

Huit (8) champignons ont été identifiés sur les feuilles nécrosées avec des fréquences variables selon les localités (tableau 4).

Tableau 4: Liste des champignons observés sur les feuilles nécrosées de pourghère et leurs fréquences par provenance.

Champignons	Fréquences (%)						
	Banfora	Barsalogho	Dédougou	Dori	Kompienga	Léo	Nayala
<i>Alternaria alternata</i>	0	0	0	0	16	43,2	0
<i>Fusarium oxysporum</i>	33,33	10	30	14,3	32	0	33,33
<i>Fusarium moniliforme</i>	0	18	0	14,3	0	22	8
<i>Fusarium poae</i>	33,33	0	30	14,3	16	6	8
<i>Macrophomina phaseolina</i>	0	0	7,5	0	16	27	0
<i>Bipolaris spicifera</i>	0	0	0	0	0	3	0
<i>Rhizoctonia solani</i>	33,33	72	30	57	20	0	50,67
<i>Fusarium solani</i>	0	0	2,5	0	0	0	0

Les champignons du genre *Fusarium* étaient les plus importants avec la fréquence la plus élevée à Banfora (66,66%) suivi de *Rhizoctonia solani* élevée à Barsalogo (72%).

➤ Brûlures

Les brûlures correspondent à des taches jaunes translucides avec une partie foncée et blanchâtre. Elles sont recouvertes d'un mycélium blanc ou des moisissures (photo 6a) qui apparaissent sur les feuilles de pourghère. Elles sont de formes irrégulières (photo 6b) et sont généralement de taille moyenne (1 à 5 cm).



Photo 6: Feuilles de *J. curcas* présentant des brûlures.

L'analyse fongique des feuilles présentant des brûlures a révélé la présence de neuf (9) champignons présentés dans le tableau 5 avec les fréquences d'observations. Ces brûlures n'ont pas été observées sur les échantillons de Dédougou.

Tableau 5: Liste des champignons sur les brûlures de feuilles et leurs fréquences d'observation par provenance.

Champignons	Fréquences (%)					
	Banfora	Barsalogo	Dori	Kompienga	Léo	Nayala
<i>Cladosporium sphaerospermum</i>	0	40,00	0	0	0	0
<i>Fusarium oxysporum</i>	33,33	20,00	8,33	16,66	30,77	0
<i>Fusarium moniliforme</i>	8,33	20,00	0	16,66	7,70	16,67
<i>Fusarium poae</i>	33,33	0	8,33	16,66	30,77	50,00
<i>Macrophomina phaseolina</i>	0	0	8,33	16,66	0	0
<i>Rhizoctonia solani</i>	25,00	20,00	50	16,66	0	0
<i>Alternaria alternata</i>	0	0	0	16,66	30,77	0
<i>Rhizopus sp</i>	0	0	8,33	0	0	33,33
<i>Fusarium solani</i>	0	0	16,67	0	0	0

Les champignons variaient selon la provenance et leurs fréquences aussi. Le genre *Fusarium* est le plus observé avec une fréquence élevée à Banfora (74,99%) suivi de *Rhizoctonia solani* élevée à Dori (50%).

➤ Jaunissements

Les jaunissements apparaissent sur les bordures des feuilles pour ensuite s'étendre sur toute la surface de la feuille. Cette maladie est plus marquante sur la face supérieure de la feuille (photo 7). Elle n'a pas été observée sur les échantillons de Banfora, Barsalogho et de Nayala.



Photo 7: Feuille jaunie de *J. curcas*

L'analyse fongique des feuilles de pourghère jaunies a révélé la présence de cinq (5) champignons listés dans le tableau 6 avec les fréquences d'observation par provenance.

Tableau 6: Liste des champignons observés sur les feuilles jaunies de pourghère et leurs fréquences par provenance.

Champignons	Fréquences (%)			
	Dédougou	Dori	Kompienga	Léo
<i>Fusarium poae</i>	0	12,5	25	28,57
<i>Fusarium oxysporum</i>	100	12,5	25	0
<i>Macrophomina phaseolina</i>	0	25	25	57,14
<i>Cladosporium sphaerospermum</i>	0	0	0	14,28
<i>Rhizoctonia solani</i>	0	50	25	0

Les champignons apparaissent en fonction des localités. *Fusarium oxysporum* a été la plus observé de Dédougou (100%) suivi de *Macrophomina phaseolina* (57,14% à Léo), *Rhizoctonia solani* (50% à Dori) et de *Fusarium poae* (28,57% à Léo).

III.1.2.2. Flétrissements

Cette maladie se manifeste par la fanaison des feuilles et de l'ensemble de la plantule. La plantule est moins vigoureuse et de taille réduite par rapport aux individus sains. L'analyse fongique des plants flétris a révélé la présence de cinq (5) agents pathogènes présentés dans le tableau 7.

Tableau 7: Liste des champignons sur les plants flétris et leurs fréquences d'observation par provenance.

Champignons	Fréquences (%)						
	Banfora	Barsalogo	Dédougou	Dori	Kompienga	Léo	Nayala
<i>Fusarium moniliforme</i>	20	43	37	50	45	25	52
<i>Fusarium poae</i>	15,38	18	6	50	34	13	15
<i>Curvularia lunata</i>	0	11,23	17	0	12	17	0
<i>Alternaria alternata</i>	23	12	0	0	0	11	10
<i>Rhizopus sp</i>	41,62	15,77	40	0	9	34	25

Les champignons observés au niveau des plants flétris apparaissent en fonction des localités. *Fusarium moniliforme* et *F. poae* ont été observés dans toutes les localités avec une fréquence de 100% à Dori.

III.1.2.3. Analyse des racines

Les racines sont apparemment saines. Cependant, l'analyse fongique a révélé la présence de neuf (9) champignons répertoriés dans le tableau 8.

Tableau 8: Liste des champignons sur les racines et leurs fréquences d'observation par provenance.

Champignons	Fréquences (%)						
	Banfora	Barsalogho	Dédougou	Dori	Kompienga	Léo	Nayala
<i>Rhizoctonia solani</i>	0	0	50,00	25,0	18,18	0	13,33
<i>Fusarium decemcellulare</i>	16,67	0	0	0	0	50,0	6,67
<i>Fusarium oxysporum</i>	16,67	14,28	50,00	0	18,18	0	20,00
<i>Acremonium strictum</i>	0	57,14	0	0	18,18	0	0
<i>Macrophomina phaseolina</i>	0	0	0	0	9,10	0	6,67
<i>Fusarium poae</i>	0	0	0	0	18,18	50,0	53,33
<i>Alternaria alternata</i>	0	0	0	0	18,18	0	0
<i>Cladosporium sphaerospermum</i>	0	28,57	0	50,0	0	0	0
<i>Rhizopus sp</i>	66,67	0	0	25,0	0	0	0

Les champignons observés au niveau des racines de pourghère apparaissaient en fonction des localités. Le genre *Fusarium* est le plus observé. *Fusarium decemcellulare* et *F. poae* ont été les seuls observés à Léo avec une fréquence de 50% chacun.

III.1.2.4. Analyse des tiges

L'analyse fongique des tiges apparemment saines a permis de répertorier au total neuf (9) champignons présentés dans le tableau 9.

Tableau 9: Liste des champignons sur les tiges et leurs fréquences d'observation par provenance.

Champignons	Fréquences (%)						
	Banfora	Barsalogo	Dédougou	Dori	Kompienga	Léo	Nayala
<i>Fusarium moniliforme</i>	16,67	5,88	0	14,3	20,00	0	0
<i>Fusarium oxysporum</i>	0	5,88	20,00	0	0	20,0	0
<i>Rhizoctonia solani</i>	0	70,59	40,00	57,2	26,67	0	0
<i>Macrophomina phaseolina</i>	16,67	11,76	20,00	0	26,67	40,0	33,33
<i>Cladosporium sphaerospermum</i>	0	5,88	0	0	0	0	0
<i>Fusarium solani</i>	33,33	0	0	14,3	0	0	16,67
<i>Fusarium poae</i>	16,67	0	20,00	0	0	0	50,00
<i>Rhizopus sp</i>	16,67	0	0	0	0	0	0
<i>Alternaria alternata</i>	0	0	0	0	26,67	40,0	0

Les champignons des tiges de pourghère apparaissent en fonction des localités. Les fréquences d'observation variaient aussi. Le genre *Fusarium* est le plus observé suivi de *Macrophomina phaseolina* qui a été observée dans toutes les localités sauf à Dori.

III.1.2.5. Analyse des collets

L'analyse fongique des collets a permis de répertorier 11 champignons listés dans le tableau 10 ainsi que leur fréquence d'apparition.

Tableau 10: Liste des champignons observés sur les collets de pourghère et leurs fréquences par provenance.

Champignons	Fréquences (%)						
	Banfora	Barsalogo	Dédougou	Dori	Kompienga	Léo	Nayala
<i>Fusarium moniliforme</i>	0	36	33,33	0	0	0	0
<i>Acremonium strictum</i>	0	36	0	0	60	29	0
<i>Cladosporium sphaerospermum</i>	0	28	0	0	0	0	0
<i>Fusarium poae</i>	0	0	33,33	66,66	0	0	57
<i>Macrophomina phaseolina</i>	0	0	33,33	16	0	0	0
<i>Rhizoctonia solani</i>	0	0	0	16	0	0	29
<i>Fusarium oxysporum</i>	20	0	0	0	0	0	14
<i>Fusarium solani</i>	40	0	0	0	0	0	0
<i>Rhizopus sp</i>	40	0	0	0	40	0	0
<i>Alternaria alternata</i>	0	0	0	0	0	57	0
<i>Bipolaris spicifera</i>	0	0	0	0	0	14	0

Les champignons du genre *Fusarium* sont les plus observés dans les localités avec une fréquence élevée de *F. poae* à Dori (66,66).

III.1.3. Résultats d'analyse de la semence de pourghère

III.1.3.1. Résultats d'analyse fongique des graines

III.1.3.1.1. Résultats d'analyse fongique des graines saines

Les graines triées apparemment saines ont fait l'objet d'analyse fongique. Ce qui nous a permis de répertorier au total 17 champignons répartis selon les zones de provenance des graines et leurs fréquences d'apparition. Le tableau 11 présente les champignons et leurs fréquences d'observation en fonction des zones de provenance des graines.

Tableau 11: Liste des champignons observés sur les semences et leurs fréquences par provenance.

Champignons	Fréquences (%)						
	Banfora	Barsalogo	Dédougou	Dori	Kompienga	Léo	Nayala
<i>Fusarium moniliforme</i>	5,98	25,72	15,68	6,28	6,76	5,91	17,02
<i>Fusarium oxysporum</i>	15,61	15,61	9,75	6,91	18,01	7,53	17,02
<i>Fusarium graminearum</i>	0,66	0,72	2,09	0	0,90	0	0,36
<i>Aspergillus flavus</i>	16,61	9,05	11,84	1,88	35,58	50	19,92
<i>Hainesia lythri</i>	2,99	9,05	5,92	7,54	0	0	2,53
<i>Colletotrichum capsici</i>	1,32	8,69	10,45	8,17	2,70	4,30	9,78
<i>Fusarium solani</i>	7,97	11,95	21,25	46,54	8,56	2,15	10,86
<i>Fusarium pallidoroseum</i>	7,97	2,17	7,31	0,63	4,05	0	1,08
<i>Macrophomina phaseolina</i>	6,64	7,97	6,27	10,06	0,90	6,45	9,06
<i>Fusarium poae</i>	0	1,08	4,18	0	6,76	2,15	0
<i>Colletotrichum coccodes</i>	0	0,81	0	9,43	0	0	0
<i>Bipolaris cynodontis</i>	0	0,72	0	0	0	0	0
<i>Bipolaris spicifera</i>	0	2,17	0,35	0	0	0	1,08
<i>Rizhopus sp</i>	21,92	1,81	0	0	9,91	6,45	4,71
<i>Curvularia lunata</i>	16,61	1,81	4,53	2,51	3,60	0	5,07
<i>Acremonium strictum</i>	0,33	1,08	0,35	1,88	2,25	4,30	0,36
<i>Cladosporium sphaerospermum</i>	0	0,36	0	0	0	0	0
<i>Curvularia eragrostidis</i>	0,33	0	0	0	0	0	0
<i>Curvularia pallescens</i>	1,66	0	0	0	0	0	4,54
<i>Alternaria radicina</i>	0	0	0	0	0	10,75	0,72

Notre analyse des graines de pourghère a montré une forte présence de champignons dont les plus importants sont:

- *Macrophomina phaseolina*, qui a été observé dans toutes les zones de provenance de la semence avec des fréquences de 6,64, 7,97, 6,27, 10,06, 0,9, 6,45 et 9,06% respectivement à Banfora, Barsalogo, Dédougou, Dori, Kompienga, Léo et Nayala;
- le champignon *Colletotrichum capsici* a également été observé dans toutes les zones avec des fréquences de 1,32, 8,69, 10,45, 8,17, 2,7, 4,3 et 9,78% respectivement à Banfora, Barsalogo, Dédougou, Dori, Kompienga, Léo et Nayala;
- *Fusarium moniliforme*, *F. oxysporum*, *F. pallidoroseum*, *F. poae*, *F. graminearum*, *F. solani* ont été observés avec des fréquences totales de 38,19, 57,25, 60,26, 60,36, 45,04, 17,74, 46,34% respectivement à Banfora, Barsalogo, Dédougou, Dori, Kompienga, Léo et Nayala avec la fréquence la plus élevée à Dori (60,36%). Cependant, *F. graminearum* n'a pas été observé à Dori et à Léo. *F. pallidoroseum* n'a pas été observé à Léo. *F. poae* n'a également pas été observé à Banfora, Dori et Nayala.
- *Curvularia lunata* est présent dans toutes les localités sauf à Léo avec des fréquences de 16,61, 1,81, 4,53, 2,51, 3,60 et 5,07% respectivement à Banfora, Barsalogo, Dédougou, Dori, Kompienga et Nayala avec la plus grande fréquence à Banfora (16,61%). *C. eragrostidis* a été observé à Banfora uniquement avec une fréquence de 0,33 et *C. pallescens*, observé à Banfora (1,66%) et Nayala (4,54%).
- *Aspergillus flavus* a été observé avec des fréquences de 16,61, 9,05, 11,84, 1,88, 35,58, 50 et 19,92% respectivement à Banfora, Barsalogo, Dédougou, Dori, Kompienga, Léo et Nayala;
- *Acremonium strictum* a été observé dans toutes les zones de provenance avec des fréquences de 0,33, 1,08, 0,35, 1,88, 2,25, 4,3 et 0,36% respectivement à Banfora, Barsalogo, Dédougou, Dori, Kompienga, Léo et Nayala avec une fréquence plus élevée à Léo (4,3%);
- *Alternaria radicina* a été observé à Léo (10,75%) et à Nayala (0,72%);
- *Rizhopus sp* n'a pas été observé à Dédougou et Dori. Ce champignon est présent dans la semence de Banfora, Barsalogo, Kompienga, Léo et Nayala avec des fréquences respectives de 21,92, 1,81, 9,91, 6,45 et 4,71%. La fréquence la plus élevée a été observée Banfora (21,92%).

III.1.3.1.2.Résultats d'analyse des graines pourries

Elles se présentent sous forme de pourritures molles de la graine. La coque reste parfois intacte. Certaines graines se sont complètement décomposées dans le sol. L'analyse fongique des graines pourries a permis de répertorier au total 13 champignons listés dans le tableau 12 avec leurs fréquences d'apparition en fonction des provenances.

Tableau 12: Liste des champignons sur les graines pourries et leurs fréquences d'observation par provenance.

Champignons	Fréquences (%)						
	Banfora	Barsalogho	Dédougou	Dori	Kompienga	Léo	Nayala
<i>Fusarium moniliforme</i>	16,55	14,75	23,88	22,30	16,13	21,02	24,76
<i>Fusarium oxysporum</i>	17,98	4,10	0	9,46	7,53	3,41	7,62
<i>Aspergillus flavus</i>	1,44	0	0	0,67	10,75	1,14	0
<i>Hainesia lythri</i>	0,72	0	1,49	2,70	3,22	11,36	0
<i>Colletotrichum capsici</i>	1,44	0	0	3,38	11,83	15,91	6,67
<i>Fusarium solani</i>	45,42	34,43	34,33	37,16	17,20	15,91	26,67
<i>Fusarium pallidoroseum</i>	6,47	0,82	0	2,03	1,07	3,98	0
<i>Macrophomina phaseolina</i>	0,72	30,33	28,36	16,21	26,88	22,72	25,71
<i>Bipolaris spicifera</i>	1,44	0	1,49	0	1,07	1,14	0
<i>Fusarium poae</i>	0,72	0	4,48	0	2,15	2,27	0,95
<i>Curvularia lunata</i>	7,19	15,56	2,98	3,38	2,15	0,57	1,90
<i>Exserohilum rostratum</i>	0	0	2,98	2,03	0	0,57	2,86
<i>Cladosporium sphaerospermum</i>	0	0	0	0,67	0	0	0,95

L'analyse des graines pourries a permis de répertorier les principaux champignons suivants:

- *Macrophomina phaseolina*, observé dans toutes les zones de provenance de la semence non germée avec des fréquences de 0,72, 30,33, 28,36, 16,21, 26,88, 22,72 et 25,71% respectivement à Banfora, Barsalogho, Dédougou, Dori, Kompienga, Léo et Nayala avec une fréquence élevée à Banfora (30,33%);
- *Fusarium moniliforme* a été observé dans toutes les zones de provenance avec une fréquence plus élevée à Nayala (24,76%). *F. oxysporum* n'a pas été observé à

Dédougou mais sa fréquence présentait la plus élevée à Banfora (17,98%). *F. solani* a été observé dans toutes les zones de provenance et présentait la fréquence la plus élevée à Banfora (45,42%). *F. pallidoroseum* n'a pas été observé à Dédougou ni à Nayala mais il était plus fréquent à Banfora (6,47%). *F. poae* n'a pas été observé à Barsalogo et à Dori mais il apparaissait plus fréquemment à Dédougou (4,48%);

- *Colletotrichum capsici* a été observé à Banfora, Dori, Kompienga, Léo et Nayala avec une fréquence plus élevée à Léo (15,91%);
- *Aspergillus flavus* a été observé à Banfora, Dori, Kompienga et Léo avec une fréquence plus élevée à Kompienga (10,75%);
- *Curvularia lunata* a été observé dans toutes les zones avec la fréquence la plus élevée à Kompienga (15,56%).

III.1.3.2. Résultats d'analyse des bactéries

La photo 9 présente les résultats de l'analyse des bactéries par le test O/F (photo 8a) et le test de Gram (photo 8b).

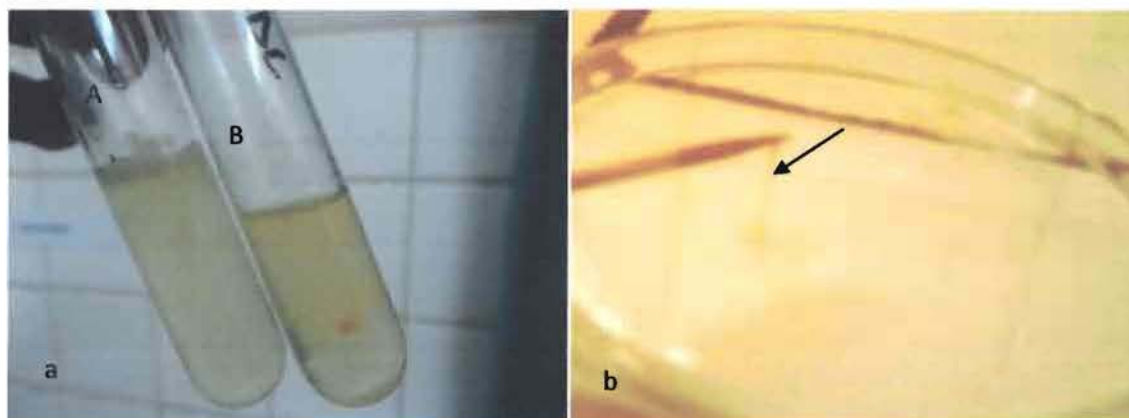


Photo 8: Test O/F (a) (A: négatif; B: positif) et test de Gram (b) (Gram-).

Dix-sept (17) souches ont été caractérisées. Les tests biochimiques ont permis d'obtenir les résultats présentés dans le tableau 13. Les bactéries de pigments jaune et blanc ont été les plus associées aux semences parmi lesquelles des bactéries de Gram positif et négatif. Toutes les souches testées ne présentaient pas de mycélium.

Tableau 13: Résultats des tests d'analyse des bactéries des semences de pourghère par provenance.

Provenances	Souches bactériennes	Couleur des pigments	Gram	O/F		Fluorescence Sur KB	Croissance sur KB
				Aérobie	Anaérobie		
Dédougou Dori	S1	Blanc	-	-	-	-	+
	S1		-				
	S2		+				
	S3		-	+	+	-	+
	S4		-				
Nayala	S1	Blanc					
	S2	Jaune					
	S3	Blanc	-	+	-	-	+
	S4	Blanc					
NG Léo	S1	Blanc		+	+		
	S2	Blanc	-	+	-		
	S3	Jaune		+	-	-	+
	S4	Blanc		+	-		
NG Nayala	S1	Blanc		+	-	-	
	S2	Blanc	-	+	+	-	+
	S3	Blanc		+	+	+	

+: positif; - négatif; NG: graines pourries; S:souches bactériennes; +*: faible croissance: O/F: oxydation/fermentation; KB: milieu B de King.

Les résultats contenus dans le tableau 13 ont été comparés avec le tableau de référence (tableau 3) selon Schaad (1994). De ces comparaisons, les colonies S1, S3, S4 et S5 de Dori, S1 de la semence non germée de Léo et celles S2, S3 des graines non germées du Nayala semblent avoir 90% de caractères semblables à *Erwinia*. Ainsi, ces colonies pourraient être du genre *Erwinia*. Quant à la colonie S2 de Dori, elle semble avoir plus de caractères semblables à *Bacillus*. De ce fait, elle pourrait bien être du genre *Bacillus*.

Les colonies S1, S3 et S4 du Nayala, S2 et S4 de la semence non germée de Léo et S1 de la semence non germée du Nayala semblent avoir 90% de caractères semblables à *Agrobacterium*. De ce fait, ces colonies pourraient être du genre *Agrobacterium*.

Les colonies S1 du Nayala et S3 de la semence non germée de Léo semblent avoir 90% de caractères semblables à *Xanthomonas*. Ainsi, elles pourraient être du genre *Xanthomonas*.

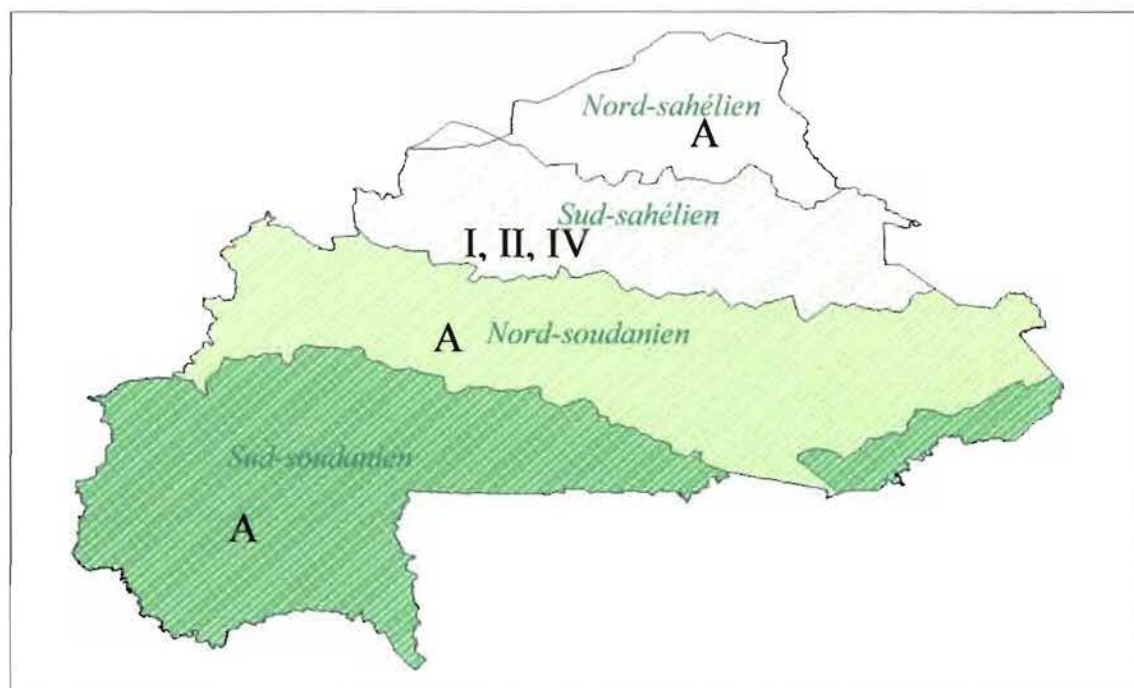
La colonie S1 de Dédougou a peu de caractères semblables à notre tableau de référence. Quant aux graines en provenance de Banfora, Barsalogo, Léo et Kompienga, nous n'avons obtenu de colonies de bactéries isolées.

III.1.3.3. Résultats d'analyse des nématodes de la semence de pourghère

L'analyse des échantillons de semences de *J. curcas* L. par les deux méthodes, révèle exclusivement la présence de nématodes non parasites des genres *Bunonema* et *Acrobeloides*. L'extraction des nématodes du sol de rempotage a permis d'observer également ces nématodes non parasites dans les pots de chaque site. Les nématodes ont été observés sur les sites de Kompienga, Léo et Barsalogho.

III.1.4. Distribution des maladies du pourghère en fonction des zones agroécologiques

Les principales maladies des plantules du pourghère associées à la semence varient d'une zone à une autre selon plusieurs facteurs notamment le climat. En effet, la figure 5 montre la répartition des maladies observées selon les zones agroécologiques du pays.



Légende: I: Nécroses; II: Brûlures; III: Jaunissements; IV: Flétrissements; A: Toutes les maladies.

Figure 3: Répartition des maladies de plantules de *J. curcas* L. en fonction des zones agroécologiques du Burkina Faso inspirée de Dembélé et Somé (1991).

Les nécroses, les brûlures, les jaunissements et les flétrissements ont été observés dans toutes les zones agroécologiques du pays sauf dans la zone sub-sahélienne où les jaunissements n'ont pas été observés. En effet, le tableau 14 présente le nombre de plantules malades observées par provenance.

Tableau 14: Répartition du nombre de plantules malades par provenance.

Provenances	Nombre de plantules malades			
	Nécroses	Brûlures	Jaunissements	Flétrissements
Banfora	6	2	0	1
Barsalogho	3	1	0	1
Dédougou	1	2	3	6
Dori	3	2	2	2
Kompienga	5	2	2	5
Léo	2	1	2	2
Nayala	3	3	0	1
Total (61)	23	11	9	18
Pourcentage (100%)	36.51	20.63	14.28	28.57

Les nécroses sont les plus observées avec un total de 23 plantules suivi des flétrissements (18 plantules).

Les principaux symptômes observés dans les zones agroécologiques du Burkina Faso sont:

- Les nécroses des feuilles: ces nécroses ont été les plus observée. Elles ont été observées au niveau de toute la pépinière. De ce fait, elles étaient présentes dans toutes les zones agro écologiques du Burkina Faso;
- Les brûlures des feuilles: ces brûlures ont été observées au niveau de toutes les pépinières sauf celle de Dédougou. Elles sont présentes dans toutes les zones agro écologiques;
- Les jaunissements des feuilles: observées à Dédougou, Dori, Kompienga et Léo. De ce fait, ces jaunissements sont présentes dans les zones Nord-sahélienne, Nord-soudanienne et sub-soudanienne;
- Les flétrissements de plantules: ces flétrissements ont été observés dans toutes les localités de provenance des graines donc dans toutes les zones agroécologiques du pays.

III.2. Discussion

Au laboratoire, le taux de germination des semences de jatropha est de 52% pour l'échantillon de Banfora, 40% pour celui de Barsalogo, 34% pour Dédougou, 28% pour Dori, 38% pour Kompienga, 12% pour Léo et 19% pour Nayala. Le taux d'émergence est de 11%, 27%, 42%, 15%, 41%, 11% et 17% respectivement pour les échantillons de Banfora, Barsalogo, Dédougou, Dori, Kompienga, Léo et Nayala en pépinière. Ce faible taux de germination et d'émergence de la semence de *J. curcas* L. s'explique d'une part, par la faible taille de l'échantillon utilisé et d'autre part, ce taux peut s'expliquer par les infestations des graines.

En outre, l'âge de la graine et les conditions de stockage influent sur le taux de germination. En effet, Arona *et al.*, (2007) cités par Domergue et Pirot (2008) ont observé au Sénégal un taux de germination de 86% à 15 jours après semis avec des graines stockées pendant 90 jours à 4°C. Le taux de germination était nul une année plus tard.

Nos observations de la pépinière ont permis d'inventorier diverses maladies. Il s'agit des nécroses, des brûlures, des jaunissements sur les feuilles et des flétrissements de plantules. Les tiges, les collets et les racines ne présentaient aucune manifestation de maladie. Cependant, l'analyse fongique a révélé la présence de champignons phytopathogènes. Cela peut être dû au jeune âge des plantules qui était de deux mois. Les descriptions des maladies observées sont conformes à celles faites par Rouamba (2011) au Burkina Faso et Machado et Pereira (2013) au Brésil. En effet, Machado et Pereira (2013) ont observé ces maladies sur des plantes adultes. Quant à Rouamba (2011), il a observé ces maladies sur des arbres d'un à trois ans d'âge au Burkina Faso.

L'analyse mycologique a montré la présence des champignons comme, *Macrophomina phaseolina*, *Rhizopus sp*, *Rhizoctonia solani*, *Cladosporium sphaerospermum* et les genres *Fusarium* et *Alternaria*. Ces agents pathogènes ont été associés aux maladies foliaires du pourghère par Rouamba (2011) au Burkina Faso et Machado et Pereira (2013) au Brésil. Ces auteurs associent ces champignons aux maladies qui correspondent aux nécroses et aux brûlures.

Les moisissures recouvrant les brûlures (photo 7b) ont été observées par Machado et Pereira (2013) au Brésil. Ces auteurs associent *Pseudoidium jatrophae* et *Oidium heveae* à ces moisissures. Cette maladie se manifeste sous forme de mycélium blanc ou gris sur les jeunes

feuilles, le pétiole, la tige, les fleurs et les fruits sur les plantes adultes. Ces moisissures provoquent des lésions nécrotiques qui entraînent la chute des feuilles et causent la malformation des fruits du pourghère selon ces auteurs.

Les jaunissements de feuilles peuvent être dus à un stress hydrique. Cependant, l'analyse fongique a révélé la présence des agents pathogènes suivants: *Fusarium poae*, *F. oxysporum*, *Macrophomina phaseolina*, *Cladosporium sphaerospermum* et *Rhizoctonia solani*.

L'analyse des collets a permis d'observer *F. moniliforme*, *F. oxysporum*, *F. solani*, *Rhizopus sp.*, *Alternaria alternata*, *Acremonium strictum*, *Bipolaris spicifera*, *Cladosporium sphaerospermum* et *Macrophomina phaseolina*. En effet, selon Sharma (2007), *Macrophomina phaseolina* et *Rhizoctonia bataticola* sont responsables de la pourriture du collet du pourghère. Selon ces auteurs, les dégâts apparaissent en début de saison pluvieuse sur les terres ayant été mises sous une monoculture irriguée ou sur les sols saturés en humidité.

Quant aux flétrissements, les champignons *Fusarium moniliforme*, *F. poae*, *Macrophomina phaseolina*, *Curvularia lunata*, *Alternaria alternata* et *Rizhopus sp* ont été observés. En effet, Rouamba (2011) associe ces agents pathogènes aux flétrissements du pourghère. Cependant, ces flétrissements peuvent être également dus à l'action des bactéries ou des virus selon toujours cet auteur.

En ce qui concerne les maladies de la racine, Sharma (2007) a montré que *F. moniliforme* est le champignon responsable des pourritures des racines. Ce champignon a été observé sur les racines des plantules.

Toutefois, ces maladies décrites et les agents pathogènes qui y sont associés pourraient être influencés par l'âge des plantules et l'humidité à l'intérieur des pots.

Machado et Pereira (2013) au Brésil décrivent *Macrophomina phaseolina*, *Colletotrichum capsici*, *Fusarium spp.*, *Lasiodiplodia theobromae* et *Curvularia sp.* comme principaux champignons pathogènes associés à la semence de pourghère. Ces auteurs citent également les genres *Aspergillus*, *Penicilium*, *Strachybotrys*, *Acremonium*, *Chaetomonium*, *Alternaria* et *Rizhopus* comme autres champignons associés à la semence de pourghère. Ces résultats sont en conformité avec ceux que nous avons obtenus à travers les observations des agents pathogènes. Cependant, *Penicilium*, *Strachybotrys*, *Lasiodiplodia theobromae* et

Chaetomium n'ont pas été observés lors de nos analyses. Ces auteurs ne décrivent pas les maladies transmises par ces agents pathogènes.

En outre, nos résultats sont en conformité avec les travaux de Anjorin *et al.* (2011) au Nigéria. Selon ces auteurs, *Rhizopus nigricans* a une influence sur la germination des semences et *Aspergillus flavus* sur la vigueur des plantules de *J. curcas* L.

Sur la base des tests biochimiques réalisés dans notre étude, nos résultats montrent que les bactéries des genres *Erwinia*, *Agrobacterium*, *Bacillus* et *Xanthomonas* seraient les plus inféodées aux semences. On note cependant une forte infection des semences par les *Erwinia*. Ces bactéries peuvent être transmises à la plante et engendrer des dégâts importants. En effet, les différentes espèces de bactéries du genre *Erwinia* sont responsables des pourritures de semences pouvant provoquer des manques à la levée. Les *Agrobacterium* provoquent les galles du collet entraînant un rabougrissement de la plante tandis que les *Xanthomonas* sont à l'origine du flétrissement et du dépérissement des plantes (Louvet, 1971 et Hélias, 2008). Ces bactéries pourraient constituer une menace pour la qualité des semences et la productivité des plantes de *J. curcas* L.

Les nématodes observés sont constitués par les genres *Bunonema* et *Acrobeloides* qui sont des nématodes libres ou saprophytes. Les espèces du genre *Acrobeloides* sont des nématodes non parasites qui se nourrissent des bactéries du sol, pour lesquels aucune pathogénicité n'est décrite.

Les maladies observées sont réparties dans toutes les zones agroécologiques du pays sauf les jaunissements qui n'ont pas été observés dans la zone sub-sahélienne. Cette répartition semble être influencée par les facteurs climatiques. En effet, Rouamba (2011) répartit les brûlures de feuilles de *J. curcas* dans toutes les zones agro climatiques du pays. Quant aux flétrissements et les nécroses, cet auteur les répartit dans toutes les zones agro climatiques excepté celle Nord-sahélienne.

CONCLUSION GENERALE, RECOMMANDATIONS ET PERSPECTIVES

Dans le but d'une production à grande échelle, il est indispensable d'avoir de la semence de bonne qualité. Cette étude a été initiée par la Fondation Faso biocarburant parce qu'elle a pour vision la production de pourghère à grande échelle et par la suite la transformation de l'huile de pourghère en biocarburant. L'objectif global de cette étude était d'inventorier les maladies de la semence de pourghère. A cet effet, les observations de la pépinière ont permis d'inventorier au total quatre maladies de plantules à savoir des nécroses, des brûlures, des jaunissements et des flétrissements de plantules. Ces maladies semblent être transmises par la semence. En effet, à travers les analyses des semences de pourghère en provenance des quatre(4) zones agroécologiques du Burkina Faso, nous avons répertorié 17 champignons sur et dans les graines. Celle des graines pourries a permis d'inventorier 13 champignons. Nous notons que les champignons *Macrophomina phaseolina*, *Colletotrichum capsici*, *Fusarium*, *Curvularia lunata*, *C. eragrostidis* et *C. pallens* étaient les plus associés à la semence de *J. curcas* L. Les fréquences élevées de ces champignons phytopathogènes au niveau des semences semblent être à l'origine des maladies de la plante et pourraient aussi être à l'origine de la pourriture des graines parce qu'ils sont aussi fréquents dans les graines pourries.

Les bactéries des genres *Erwinia*, *Xanthomonas* et *Agrobacterium* seraient les plus inféodées aux semences de *J. curcas* L. Toutefois, il faut noter que les tests biochimiques réalisés dans notre étude sont insuffisants pour faire une bonne corrélation entre les caractéristiques biochimiques obtenues et la nature des souches. Les groupes bactériens ont plusieurs caractéristiques en commun, ce qui peut porter à confusion dans l'identification. Il est donc nécessaire de tester ces souches en utilisant plus de tests biochimiques discriminants, des tests de pouvoir pathogène et également utiliser des marqueurs moléculaires spécifiques aux différents groupes bactériens pour la caractérisation par PCR (Polymerase Chain Reaction).

L'analyse des nématodes a révélé la présence de nématodes saprophytes qui sont les genres *Bunonema* et *Acrobeloides*.

La distribution géographique de ces maladies montre que les flétrissements, les nécroses et les brûlures sont présents dans toutes les zones agroécologiques du Burkina Faso sauf les jaunissements qui n'ont pas été observés dans la zone sub-sahélienne.

Dans le but de prévenir les infestations des semences et la propagation des maladies dues aux semences, les recommandations suivantes peuvent être formulées:

- Récolter les semences mûres sur l'arbre car celles ramassées à même le sol sont susceptibles d'être infestées par des agents pathogènes responsables de maladies ou d'être attaquées par les insectes;
- Sécher les semences à l'ombre sous une seule couche où dans un endroit bien aéré où le taux d'humidité est inférieur à 40% (Domergue et Piro, 2008). Le soleil affecte le pouvoir germinatif des semences;
- Conditionner les graines dans des sacs qui permettent la ventilation et les refermer;
- Assurer un bon transport des graines. Ne pas mélanger les sacs dans le véhicule avec des fruits et/ou des légumes pendant le transport pour éviter la ré-humidification;
- Stocker les sacs à l'ombre. Eviter le contact avec le sol pour éviter une ré-humidification des graines ou encore le soleil pour éviter un sur-chauffage;
- Aérer les sacs et ne pas les empiler car le poids peut écraser les graines.

A la lumière de cette étude, les perspectives suivantes peuvent être formulées:

- Vérifier la pathogénicité des champignons les plus fréquents de la semence sur la plante par le postulat de Koch;
- Poursuivre les études sur la bactériose de la semence de pourghère afin de déterminer les espèces de bactéries responsables de maladies;
- Faire des tests bactériologiques sur les maladies décrites comme des nécroses, des brûlures, les flétrissements et les chancres;
- Concevoir une méthode de lutte contre les maladies transmises par la semence notamment celle biologique.

Références bibliographiques

- Alfons Ü., 2008.** Jatropha à Madagascar–Rapport sur l'état actuel du secteur. Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit (GTZ) Madagascar. 43 p.
- Anjorin, 2011.** Germinability and seedling vigor of physic nut (*Jatropha curcas* L.) seeds inoculated with seed-borne fungi. Department of Crop Production, Federal University of Technology, Minna, Nigeria. Department of Crop Science, University of Abuja, Nigeria. 5 p.
- Bazongo P., 2011.** Introduction du *jatropha* dans les exploitations agricoles de la zone ouest du Burkina Faso: état des lieux et effet de la plante sur les propriétés chimiques des sols et les cultures associées. Mémoire d'études approfondies (DEA) en Gestion Intégrée des Ressources Naturelles (GIRN). Option: Systèmes de Production Végétale (SPV). Spécialité: Sciences du sol. Institut du Développement Rural\ Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso. 69 p.
- Dembele Y. et Some L., 1991.** Propriétés hydrodynamiques des principaux types de sols du Burkina Faso. IAHS Publication n°199. 12 p.
- Domergue M. et Pirot R., 2008.** *Jatropha curcas* L. Rapport de Synthèse bibliographique. CIRAD et AGRO génération. France. 118 p.
- Grimm C. et Führer E., 1998.** Population Dynamics of true bugs (Heteroptera) in physic nut (*Jatropha curcas* L.) plantations of Nicaragua. Blackwell Wissenschafts-Verlag, Berlin. 7 p.
- Hélias V., 2008.** Cahier d'étude et de recherche francophone/agriculture sur les organismes bactériens de quarantaines. France. 1 p.
- Heller J., 1996.** Physic nut. *Jatropha curcas* L. Promoting the conservation and use of underutilized and neglected crops. International Plant Genetic Resources Institute. Allemagne. 66 p.
- Henning R. K. et Tianasoa R., 2005.** Le Manuel Jatropha: Un guide pour l'exploitation intégrée de la plante Jatropha à Madagascar. 20 p.
- Henning R. K., 2002.** Utilisation des savoirs locaux sur le Jatropha. Notes sur les Connaissances Autochtones. Utilisation de l'huile de Jatropha comme matière première et carburant. Mali, N°47 Août 2002. 4 p.
- Juillet A., Susplugas J. et Courp J. 1955.** Les oléagineux et leurs tourteaux. Botanique - caractères – préparations - emplois. Editions Paul Lechevalier, France. 640 p.

- Kagone H., 2001.** Profil fourrager. Burkina Faso. *file:///K:/Nouveau/BurkinaFfrench.htm*. consulté les 10, 11 et 12 Août 2013. 23 p.
- Le Guen J., 2008.** Burkina Faso: Le pourghère (*Jatropha curcas* L.), un agrocarburant écologique au Burkina Faso. 1p.
- Legendre B., 2008.** *Jatropha curcas* L. (Tabanani), Note Agronomique. Technologie For Human Development. 8 p.
- Louvet J., 1971.** Les maladies des plantes. Modes de développement et méthodes de lutte contre les bactéries. 235p.
- Machado A. et Pereira, 2013.** Biodiesel-feedstocks, production and application. Departememento de Fitopatologia, Universidade Federal de Viçosa, MG, Brasil. 15 p.
- Masse R., 2008.** Burkina Faso: projet d'implantation d'une usine de biocarburants. Article dans le Pays du 14 Décembre 2008 - Déclaration de presse, Ouagadougou, Burkina Faso. 1 p.
- Mathur S. B. et Kongsdal O., 2003.** Common laboratory seed health testing methods for detecting fungi. Denmark. First edition. 436 p.
- Münch E. et Kiefer J., 1986.** Le Pourghère (*Jatropha curcas* L.), Botanique. Ecologie, Culture. Université de Stuttgart - Hohenheim. 276 p.
- Nacro S. et Lengkeek, 2011.** Manuel de formation des producteurs à travers les champs écoles pour pourghère (*Jatropha curcas* L.). Malibiocarburant S.A. Mali. 101 p.
- Nagalo E., 2013.** Dynamique des populations des principaux insectes ravageurs du pourghère (*Jatropha curcas* L.) en fonction du mode de plantation en zone sud soudanienne du Burkina Faso. Mémoire de fin d'étude de Master en protection et amélioration des plantes (MP-PAP). Unité de Formation et de Recherche\ Sciences de la Vie et de la Terre\ Université de Ouagadougou, Burkina Faso. 68 p.
- Ouédraogo M., 2000.** Etude Biologique et Physiologique du Pourghère, *Jatropha curcas* L. Thèse de doctorat d'état, Université de Ouagadougou. Burkina Faso. 290 p.
- Pirot R. et Hamel O., 2012.** Crédits carbone pour l'Agriculture, la Sylviculture, la Conservation et l'Action contre la Déforestation (CASCADe), janvier 2012. Les réalités du *Jatropha curcas* L. confrontées aux opportunités des mécanismes financiers liés au carbone. Rapport Cirad. France. 32 p.
- PNSR, 2012:** Programme National du Secteur Rural. Document du programme. Burkina Faso. 67 p.

Rijssenbeek W. H. R., Jongschaap R., Lutzeyer H. J., et Venturi P., 2007. Expert Meeting *Jatropha*. Brussels, Belgique. 25 p.

Rouamba M., 2011. Inventaire des insectes ravageurs et des maladies fongiques du pourghère (*Jatropha curcas* L.) au Burkina Faso. Mémoire de fin de cycle d'ingénieur du développement rural. Option agronomie. Institut de Développement Rural\ Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso. 89 p.

Sanou F., 2010. Productivité de *Jatropha curcas* L. et impact de la plante sur les propriétés chimiques du sol : cas de Bagré (centre est du Burkina Faso). Mémoire de fin de cycle d'ingénieur du développement rural. Option: Eaux et Forêts. Institut du Développement Rural\ Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso. 72 p.

Schaad N. W., 1994: Laboratory guide for identification of plants pathogenic bacteria. 2nd edition. For the bacteriology committee of the American Phytopathological Society. 164 p.

Seinhorst J. W., 1962. Modification of elutriation method for extracting nematodes from soil. Nematologica, 8: 117-128 p.

Seinhorst J.W., 1950. De betekenis van de toestand von de grond voor optreden van aastating door het stengelaaltje, (*Ditylenchus dipsaci* (Kuhn) Filip Jern). Tijdschr. Plziekd, 50: 291-349 p.

Semal J. et al., 1989. Le traité de phytopathologie générale. Presses Agronomiques de Gembloux. Belgique. 621 p.

Sharma N., 2007. Effect on germination on raised bed and sunken bed nursery in different provenances of *Jatropha curcas* L. in Expert seminar on *Jatropha curcas* L. Agronomy and genetics. Wageningen, The Netherlands: Published by Fact Foundation. 45 p.

Van Der Vossen H. A. M. et Mkamilo G.S., 2007. Ressources végétales de l'Afrique tropicale 14. Oléagineux Editions Prota. Cotonou, Bénin. 120 p.

Annexes

Annexe I: Fiche de notation pour la méthode du Papier buvard

Date de mise en boîte..... Date d’observation.....
Nom de l’analyste..... méthode.....
Nombre de grain par boîte:..... Nombre total de grains testés:.....
Provenance:..... Espèce.....

Champignons/n° de boîte	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	Total	%	Remarques

Source: Kongsdal et Mathur, 2003

Annexe II: Fiche d'observation des symptômes de la pépinière

Provenance:..... Pot n°.....
 Date de semis:..... Date de prélèvement:.....
 Date d'observation:..... Espèce:.....
 Provenance:..... Taux de germination:.....
 Nombre de plants malades:.....

Parties de plantule	Symptômes	Remarques
Feuilles		
Tiges		
Racines		

Annexe III: Milieux de cultures utilisées en études des bactéries

-Nutrient Glucose Agar (NGA)

Composition	Quantité (g/l)
Beef extract	3
Peptone	5
Glucose	2,5
Agar	15
H ₂ O	1 litre

Source: Schaad, 1994.

-Yeast extract-Dextrose-CaCo₃ (YDC)

Composition	Quantité (g/l)
Yeast extract	10
Dextrose (glucose)	20
Calcium carbonate, light powder	20
Agar	15
H ₂ O	1 litre

Source: Schaad, 1994.

-Nutrient-Broth Yeast extract agar (NBY)

Composition	Quantité (g/l)
Yeast extract	2
Nutrient broth	8
K ₂ HPO ₄	2
KH ₂ PO ₄	0,5
Glucose	2,5
Agar	15
H ₂ O	1 litre

Source: Schaad (1994).

-Milieu B de King

Composition	Quantité (g/l)
Peptone	20
Agar	20
MgSO ₄ , 7H ₂ O	1,5
KH ₂ PO ₄	1,5
Glycerine	15 ml
H ₂ O	1000 ml

Source: Schaad, 1994.

-Milieu Oxydation/ fermentation (O/F)

Composition	Quantité (g/l)
H ₂ O	1000 ml
Peptone	1
Agar	3
MgSO ₄ , 7H ₂ O	0,2
KCl	0,2
Bleu de bromotimol	0,08
NH ₄ H ₂ PO ₄ , 7H ₂ O	1

Source: Schaad, 1994.