



Original Paper

<http://ajol.info/index.php/ijbcs>

<http://indexmedicus.afro.who.int>

Effet des huiles de pourghère (*Jatropha curcas* L.) et de neem (*Azadirachta indica* A. Juss) sur le développement *in vitro* des champignons pathogènes *Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger*, *Curvularia lunata*, *Fusarium oxysporum* et *Rhizopus oryzae*

Issa ADAMOU¹, Zakari ABDOUL HABOU², Moussa S. HASSIMI^{1*},
Salamatou M. MAMANE³ et Toudou ADAM³

¹Université Boubakar Bâ de Tillabéri, Faculté des Sciences Agronomiques, B.P. 175,
Tillabéri, Niger.

²Institut National de Recherche Agronomique (INRAN), Bp 429, Niamey, Niger.

³Université Abdou Moumouni de Niamey, Faculté d'Agronomie, Niamey. B.P. 10.960 Niamey, Niger.

*Auteur correspondant; E-mail : atpscontact@gmail.com; Tél: +227 97 37 78 38.

RESUME

Les huiles de *Jatropha curcas* communément appelé pourghère et de neem (*Azadirachta indica* A. Juss), sont testées comme alternatives aux pesticides chimiques dans l'optique d'y déceler de potentiels effets fongicides tout en préservant l'environnement. Les effets des deux huiles végétales sont comparés à ceux de deux fongicides conventionnels, la griséofulvine 250 mg et la nystatine ainsi que l'alcool 95°, sur cinq champignons phytopathogènes (*Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger*, *Curvularia lunata*, *Fusarium oxysporum* et *Rhizopus oryzae*). Les observations ont porté sur la mesure du diamètre de la zone d'inhibition exercée par les différentes substances inhibitrices à travers les milieux gélosés. Le dispositif expérimental appliqué a été celui du bloc complètement randomisé de Fisher avec huit répétitions. Les moyennes des diamètres de la zone d'inhibition sont respectivement de 26,51 mm pour la nystatine, 14,53 mm pour la griséofulvine, 4,53 mm pour l'huile de neem, 3,05 mm pour l'huile de *jatropha*, et 0,00 mm pour l'alcool 95°. L'huile de neem a eu un effet inhibiteur net sur la croissance de l'ensemble des champignons testés. En revanche, l'huile de *jatropha* a exercé un meilleur contrôle de la croissance des espèces *Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger* et *Rhizopus oryzae*. Les deux huiles pourraient être recommandées dans la protection des denrées stockées, notamment les céréales.
© 2020 International Formulae Group. All rights reserved.

Mots clés : Extraits végétaux, effet fongicide, zone d'inhibition, lutte alternative.

Effect of *Jatropha* (*Jatropha curcas* L.) and neem (*Azadirachta indica* A. Juss) oils on *in vitro* development of pathogenic fungi *Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger*, *Curvularia lunata*, *Fusarium oxysporum* et *Rhizopus oryzae*

ABSTRACT

Oils of *Jatropha curcas* (pourghère) and neem (*Azadirachta indica* A. Juss) were tested as alternatives to chemical pesticides in a view to finding some potential fungicide effects harmless to environment. The

effects of the two natural oils were compared with those of two conventional fungicides, griseofulvin 250 mg and nystatin and also alcohol 95° on five phytopathogenic fungi (*Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger*, *Curvularia lunata*, *Fusarium oxysporum* and *Rhizopus oryzae*). Observations consisted in measuring the diameter of the zone of inhibition by different substances through the agarose medium. The experimental device applied was the Fisher completely randomized bloc with eight repetitions. Means of inhibition zone diameters were respectively de 26.51 mm for nystatin, 14.53 mm for griseofulvin, 4.53 mm for neem oil, 3.05 mm for *jatropha* oil, and 0.00 mm for alcohol 95°. The neem oil showed good inhibition effect on the growth of the whole set of tested fungi. In contrast, *jatropha* oil exhibited a better fungal growth control on *Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger* and *Rhizopus oryzae* species. Thus, these two vegetable oils could be recommended in cereal protection in postharvest.

© 2020 International Formulae Group. All rights reserved.

Keywords: Vegetal oils, fungicide effects, inhibition zone, alternative control.

INTRODUCTION

Au Niger, les cultures au champ et les denrées stockées font l'objet d'une forte pression parasitaire qui est le fait des insectes, des vertébrés (rongeurs et oiseaux granivores), des adventices et des maladies diverses (Oerke, 2005 ; Kader, 2011 ; Issoufou et al., 2017). Les insectes et les mauvaises herbes sont fréquemment contrôlés respectivement à l'aide d'insecticides et d'herbicides. Seuls quelques fongicides sont utilisés en traitement des semences au Niger, mais leur usage n'est pas dépourvu de tout risque (CILSS, 2019). Selon l'OMS, chaque année les produits chimiques sont à l'origine de plusieurs cas d'intoxication (40.000 personnes) et provoquent des séquelles chez environ 2.000.000 de personnes (Ide, 2009). Les risques sanitaires sont au cœur de l'actualité avec l'émergence des épizooties associées à l'apparition de mutations biologiques (CIRAD, 2008). Il en est de même pour les végétaux ; mais à ce niveau, l'enjeu est de concevoir une lutte phytosanitaire efficace qui ne porte atteinte ni à la santé humaine ni à l'environnement.

En effet, les pesticides font l'objet de plusieurs critiques à cause des risques qu'ils font peser sur la santé humaine, des nuisances environnementales et des coûts économiques qu'ils engendrent (Kader, 2011; Uddin II et Abdulazeez, 2013; Diabaté et al., 2014; Soro, 2014; Issoufou et al., 2017).

Compte tenu de ces problèmes posés par l'utilisation des pesticides de synthèse (toxicité souvent élevée, persistance souvent importante dans les milieux, problème de résidus toxiques, activité pesticides souvent polyvalente, etc..), il devient de plus en plus nécessaire de sensibiliser les futures encadreurs ou conseillers des paysans sur les possibilités offertes par les pesticides naturels en valorisant leurs avantages.

Pour pallier l'utilisation abusive des pesticides chimiques, plusieurs travaux ont été réalisés dans le but de mettre au point des méthodes alternatives de lutte contre les ennemis de cultures. C'est dans ce sens que des études ont été menées notamment au Mali par l'ICRISAT, le CIRAD et le CNESOLER sur l'efficacité insecticide d'extrait d'huile de *Jatropha* sur différents insectes du sorgho (Ratnadass et al., 2009 ; Diakité, 2018). Djibo (2003) a démontré un effet satisfaisant de cette huile à 50% dans une formulation en CE, dilué à 7,5%.

Au Niger, pendant très longtemps, les stratégies de lutte contre la faim et l'atteinte à la sécurité alimentaire ont reposé principalement sur l'agriculture pluviale. Cependant, certaines stratégies ont montré leur limite à atteindre les objectifs fixés. C'est pourquoi les autorités visent à promouvoir les cultures alternatives par la diversification et l'accroissement des revenus des paysans ainsi que la lutte contre les ennemis des cultures. De nombreux ennemis causent des maladies

sur les cultures. Au nombre de ces ennemis, on note des champignons tels que *Aspergillus spp.*, *Alternaria spp.*, *Fusarium spp.*, *Macrophomina phaseolina* et beaucoup d'autres. Ces agents des maladies fongiques provoquent des dégâts importants qui affectent la qualité et la quantité de la production (Mariama, 2008).

L'objectif principal visé par cette étude conduite au laboratoire de productions végétales de la Faculté d'Agronomie de Niamey consiste à tester l'efficacité des huiles de neem (*Azadirachta indica*) et de *Jatropha curcas* sur le développement in-vitro, des champignons, polluants alimentaires des types *Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger*, *Curvularia lunata*, *Fusarium oxysporum* et *Rhizopus oryzae* responsables de troubles divers (fontes de semis, flétrissement, moisissures et sécrétion de toxines) sur des cultures et des produits stockés.

MATERIEL ET METHODES

Matériel

Matériel biologique

Le matériel biologique comprend cinq espèces de champignons phytopathogènes de cultures pures (*Aspergillus flavu*, *Aspergillus niger*, *Curvularia lunata*, *Fusarium oxysporum* et *Rhizopus oryzae*).

Bio-pesticides testés

Deux fongicides biologiques constitués d'huiles extraites des amandes des graines de *Jatropha curcas* (pourghère) et de *Azadirachta indica* (neem) ont été utilisés. L'huile de *Jatropha* a une apparence limpide, de couleur jaune pâle tandis que celle du neem présente un aspect jaune foncé. Elles sont toxiques et sont extraites à partir des graines décortiquées de *Jatropha* et de neem. Toutes ces huiles présentent une certaine toxicité qui leur confère des propriétés inhibitrices. Ce qui a amené des producteurs et chercheurs à les utiliser comme bio pesticide naturel dans la lutte contre certains germes responsables de

maladies et ainsi des insectes ravageurs des cultures et des denrées stockées.

Matériel de laboratoire

Il s'agit des boîtes de pétri plastiques (polystyrène), de forme circulaire de 85 millimètre de diamètre, de divers types de pipettes de précision de marque EPPENDORF de volumes variables (10 µl à 1000 µl), des pipettes Pasteur, instrument de mesure de type pied à coulisse, des appareils de préparation, de répartition des milieux de culture ainsi que leur incubation.

Milieux de culture

Il s'agit du milieu PDA (Patato Dextrose Agar) de DIFCO, milieu usuel de culture pour les champignons ainsi que le Sabouraud Dextrose Agar (SDA) de BD-DIFCO 264210.

Fongicides chimiques

Les antifongiques nystatine 500.000 UI et griséofulvine 250 mg sont les deux spécialités pharmaceutiques utilisées comme témoins positifs au cours de l'expérience. Le volume des préparations prêtes à l'emploi était de 100 µl chacun.

Méthodes

Isolation et purification des souches pathogènes

Les différents pathogènes ont été isolés des plants contaminés de tomates (feuilles et tiges), poivron ainsi que des graines diverses (mil, sorgho, maïs, riz, melon) présentant des symptômes. Les échantillons de plantes malades ont été collectés dans des jardins maraîchers. Les graines de céréales ont été mises en chambre humide au laboratoire Production Végétale de la Faculté d'Agronomie de l'Université Abdou Moumouni afin de favoriser le développement des pathogènes. Les matériaux contaminés (tige, racine ou graine) ont été mis initialement en chambre humide afin de favoriser la germination des pathogènes

soupçonnés. La purification a été faite sur milieu PDA en prélevant un peu de matériel fongique (mycélium, spores). Plusieurs tentatives furent nécessaires avant d'obtenir une souche pure. Les boîtes de Pétri ont été incubées à 30 °C pendant sept jours.

Les souches pures obtenues appartiennent à l'espèce *Aspergillus flavus* isolée à partir des graines de mil tachetées et trouées, *Curvularia lunata* obtenue des graines de melon mises en germination, *Fusarium oxysporum* récoltée des tiges de plant de tomate flétri, collectée dans les jardins maraîchers et *Rhizopus oryzae* isolé des graines tachetées de sorgho et de maïs. La souche d'*Aspergillus niger* a été gracieusement fourni par le laboratoire de Phytopathologie du Centre Régional Agrhyment (CRA) de Niamey.

Préparation des fongicides

Les solutions d'emploi des deux antifongiques de référence (nystatine 500.000 UI ou 500 mg et griséofulvine 250 mg) ont été obtenues par dissolution d'un comprimé de 250 mg dans un 1 ml d'alcool 95°.

Préparation de l'inoculum

Les inoculas ont été préparés à partir de cultures pures sur le milieu SDA incubées pendant au moins 7 jours à 30 °C, afin de favoriser une bonne sporulation. Les spores ont été récoltées dans 10 ml d'un mélange de glycérol stérile plus l'eau distillée, étalés à la même culture. Le détachement des spores a été fait à l'aide d'un crochet en verre obtenu par torsion au feu d'une pipette Pasteur.

Dispositif expérimental

Le schéma expérimental appliqué à cet essai a été celui du bloc complètement randomisé de Fisher. Les cinq (5) espèces de champignons (*Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger*, *Curvularia lunata*, *Fusarium oxysporum* et *Rhizopus oryzae*), constituées en blocs distincts de huit (8) boîtes de Pétriensemencées de cultures pures. Chaque

champignon a été confronté aux cinq (5) traitements (huile de *Jatropha*, huile de neem, nystatine 500 mg, griséofulvine 250 mg et le témoin négatif alcool 95°). Pour chaque champignon, les confrontations ont été répliquées en huit (8) répétitions.

Les cinq blocs de la Figure 1 représentent les cinq pathogènes à tester avec les cinq traitements. Chaque bloc représente une espèce de champignon phytopathogène à tester, au sein du bloc la confrontation du pathogène avec les cinq traitements a été répétée huit (8) fois dans des boîtes de Pétri.

Evaluation du test

La collecte des données a consisté à mesurer en "millimètres" (mm), le diamètre de la zone d'inhibition observée autour des puits après respectivement 1 jour (24 h), 3 jours (72 h) et 7 jours (168 h). Le revers des boîtes a permis d'observer clairement les limites de la zone d'inhibition des colonies (Adamou, 2006).

Analyses statistiques

Les analyses des résultats ont été faites à l'aide du logiciel GenStat 9^{ème} édition. Les tests statistiques utilisés sont le test de l'analyse de variance de Fisher au seuil de 5% et le test de Student-Newman-Keuls au seuil de confiance de 5% pour la comparaison des moyennes et la détermination de la Plus Petite Différence Significative (PPDS).

Les diamètres des colonies ont été exprimés en centimètres (cm), les longueurs moyennes d'inhibition de la croissance des colonies des pathogènes par les substances à effet antimicrobien ont été mesurées en millimètre (mm) et le nombre des colonies en unités formatrice des colonies (cfu).

Le diamètre du développement des colonies des pathogènes et les longueurs des zones d'inhibition de la croissance des champignons ont été mesurés avec une règle double décimètre à une précision de +/- 1.

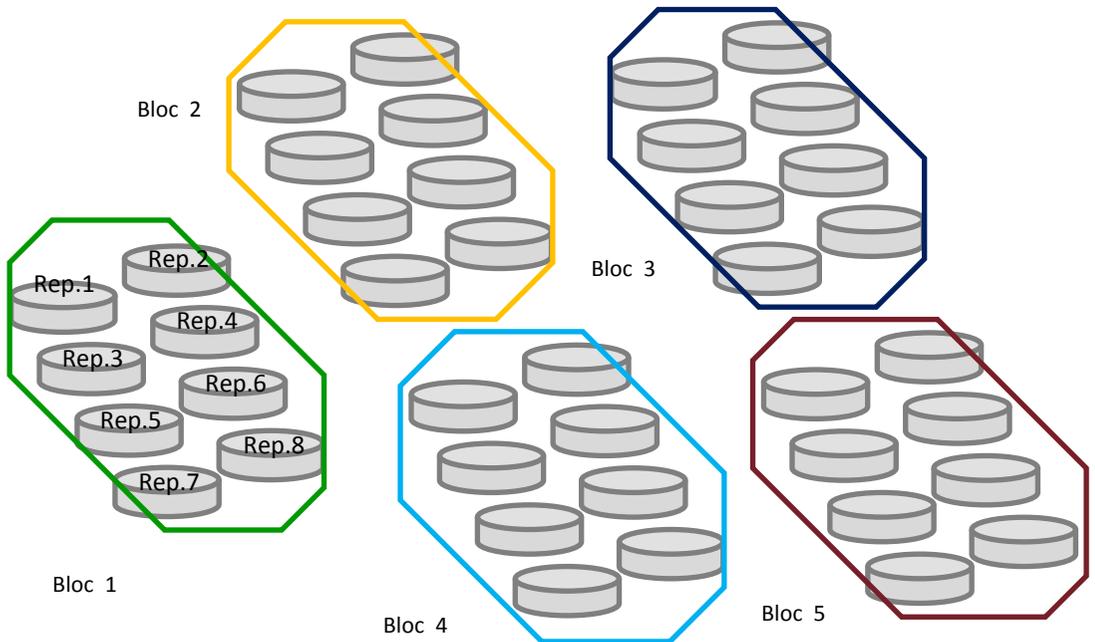


Figure 1: Schéma du dispositif expérimental.

RESULTATS

Caractéristiques des colonies des cinq (5) champignons

Les colonies des champignons utilisés au cours de l'expérience sont caractérisées individuellement par une appréciation de la vitesse de la croissance mycélienne mesurée en centimètres à travers le diamètre développé entre trois et sept (7) jours de culture sur milieu PDA ou SDA dans une boîte de Pétri de 85 mm de diamètre total.

Le Tableau 1 présente le diamètre après 7 jours et l'aspect des colonies des cinq champignons testés après incubation à 30 °C.

Toutes les espèces de champignons n'ont pas la même vitesse de développement, *Rhizopus oryzae* remplit la boîte de pétri de 85 mm en 3 jours seulement. *Curvularia lunata* a aussi recouvert toute la surface du milieu au terme de l'essai (7 jours). Il est suivi de près par *Aspergillus flavus* avec 6,8 cm tandis que *Aspergillus niger* présentait seulement 2,9 cm pour la même période. Chaque colonie a exhibé sa couleur de référence décrite

traditionnellement dans la littérature à savoir le vert pour *Aspergillus flavus*, le noir pour *Aspergillus niger*, le rose pour *Fusarium oxysporum*, gris-vert pour *Curvularia lunata* et grisâtre pour *Rhizopus oryzae*.

Les aspects visuels des colonies des différentes espèces des champignons utilisés sont représentés dans la Photo 1.

Effet des substances antimicrobiennes sur les pathogènes

Les cinq (5) séries des photos successives (Photos 2, 3, 4, 5 et 6) donnent un aperçu du comportement de chacun des cinq (5) champignons phytopathogènes face aux différentes substances testées dans ce bio-essai à savoir l'huile de *Jatropha* (J), l'huile de neem (Nm), le griséofulvine 250 mg (G), le nystatine 500 mg (N), ainsi que l'alcool 95° (Al).

Les zones d'inhibition des spécialités pharmaceutiques telle que le nystatine 500 mg (N) qui apparaît avec un fond de puits rouge pourpre et le griséofulvine 250 mg (G) avec

un fond de puits blanc apparaissent très nettement sur toutes les plaques à cause de leur grand diamètre autour des puits. Les zones d'inhibition de l'huile de *Jatropha* (J) avec un fond de puits jaune pâle et de l'huile de neem (Nm) ayant un fond de puits jaune foncé, bien qu'étant de diamètres plus réduits, ne sont pas moins visibles. L'alcool 95° (Al) se remarque par le fond de puits vide donc propre, sans aucun développement mycélien.

Diamètre des zones d'inhibition

Le Tableau 2 présente le diamètre moyen des zones d'inhibition des huit (8) répétitions des différents pathogènes mesurés à différentes périodes du développement des colonies à savoir 24 h, 72 h, 5 jours et 7 jours. Il s'agit des diamètres moyens des zones d'inhibition des cinq (5) substances à effet antimicrobien (huile de *Jatropha*, huile de neem, griséofulvine 250 mg, nystatine 500 mg et alcool 95°) sur le développement des champignons pathogènes *Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger*, *Curvularia lunata*, *Fusarium oxysporum*, *Rhizopus oryzae*.

L'analyse des diamètres moyens d'inhibition présentés dans le Tableau 2 prouve que d'une manière générale, l'huile de neem aussi bien que l'huile de *Jatropha curcas* réduisent efficacement la croissance des colonies des cinq champignons utilisés

dans cet essai. Toutefois, l'huile de neem s'est révélée plus efficace dans le contrôle *in-vitro* des cinq pathogènes, en ayant des diamètres de zones d'inhibition sensiblement plus importants par rapport à ceux obtenus avec l'huile de *Jatropha*.

Le premier témoin positif (nystatine 500 mg) a démontré une très forte efficacité contre tous les pathogènes soumis au test. Le second témoin positif (griséofulvine 250 mg) a eu aussi en générale un effet probant sur l'ensemble des pathogènes testés. Toutefois celui-ci a été plus faible contre *Fusarium oxysporum*.

Il est apparu aussi que l'efficacité de l'huile de Neem et des témoins augmentait avec la durée du traitement notamment 72 h, 5^{ème} jours jusqu'au 7^{ème} jour.

L'analyse de variance de Fisher (Tableau 3), montre une différence hautement significative au seuil de 5% entre les traitements. En effet, les moyennes d'inhibition exercée par chacune des substances donnent respectivement 26,5 mm pour nystatine, 14,5 mm pour griséofulvine, 4,5 mm pour l'huile de neem, 3,1 mm pour l'huile de *Jatropha*, et 0,00 mm pour Alcool 95°. La Plus Petite Différence Significative (PPDS) calculée à l'aide du test de Student-Newman-Keuls au seuil de confiance de 5% a été de 0,9 mm.

Tableau 1 : Caractéristiques des colonies des champignons testés après 7 jours d'incubation.

Champignon pathogène	Diamètre après 7 jours (cm)	Aspect de la colonie
<i>Aspergillus flavus</i>	6,8	Aérien, vert jaunâtre
<i>Aspergillus niger</i>	2,9	Aérien, noir
<i>Curvularia lunata</i>	8,5	Ras, gris-vert
<i>Fusarium oxysporum</i>	5,3	Ras, rosâtre
<i>Rhizopus oryzae</i>	8,5 (à 72 h)	Aérien, grisâtre



Photo 1 : Vues des colonies pures des champignons phytopathogènes testés.

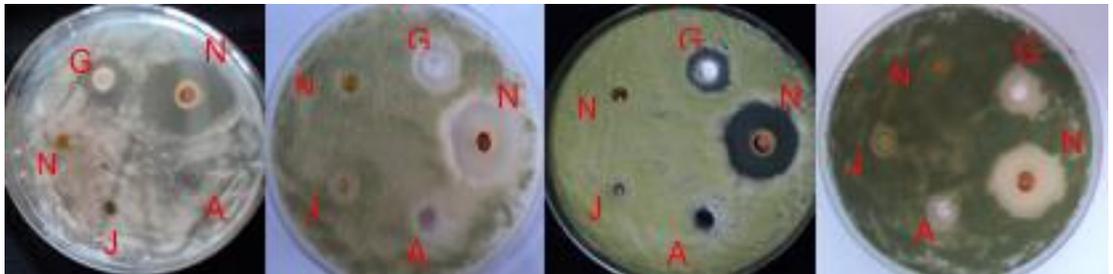


Photo 2 : Zones d'inhibition observées autour des puits des substances antimicrobiennes sur *Aspergillus flavus* après respectivement 1 jour (24 h), 3 jours (72 h), 5 jours et 7 jours.

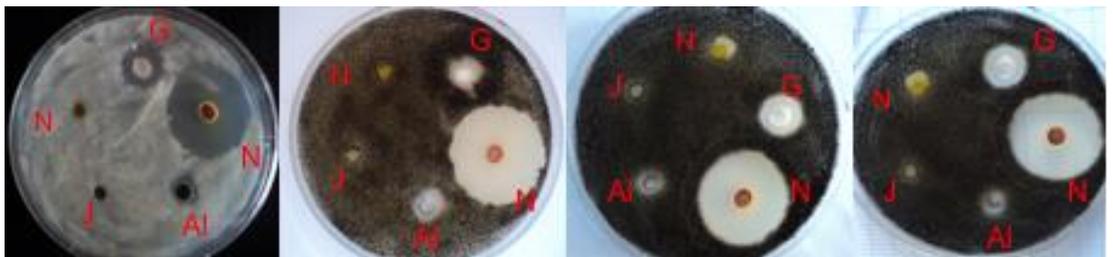


Photo 3 : Zones d'inhibition observées autour des puits des substances antimicrobiennes sur *Aspergillus niger* après respectivement 1 jour (24 h), 3 jours (72 h), 5 jours et 7 jours.

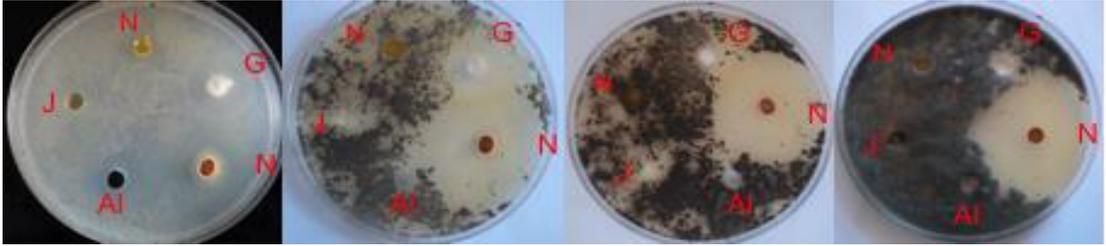


Photo 4 : Zones d’inhibition observées autour des puits des substances antimicrobiennes sur *Curvularia lunata* après respectivement 1 jour (24 h), 3 jours (72 h), 5 jours et 7 jours.

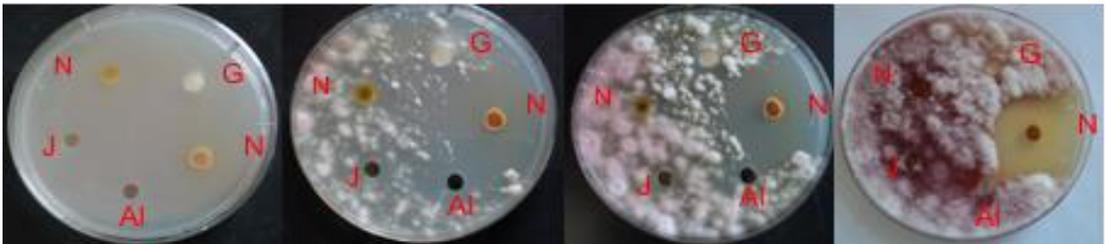


Photo 5 : Zones d’inhibition observées autour des puits des substances antimicrobiennes sur *Fusarium oxysporum* après respectivement 1 jour (24 h), 3 jours (72 h), 5 jours et 7 jours.

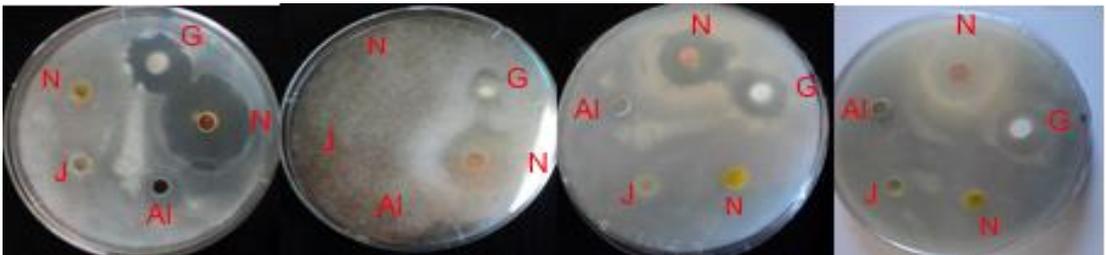


Photo 6 : Zones d’inhibition observées autour des puits des substances antimicrobiennes sur *Rhizopus oryzae* après respectivement 1 jour (24 h), 3 jours (72 h), 5 jours et 7 jours.

Tableau 2 : Longueurs des zones d’inhibition en mm observées au 7^{ème} jour chez *Aspergillus flavus*, *Curvularia lunata*, *Fusarium oxysporum*, *Rhizopus oryzae*.

Champignons pathogènes	Substances antimicrobiennes utilisées								
	Huile de <i>Jatropha</i>		Huile de neem	griséofulvine (T ₁ ⁺)	nystatine (T ₂ ⁺)	alcool 95° (T ⁻)			
Longueurs des zones d’inhibition en mm (±écart-type)									
<i>Aspergillus flavus</i>	5,3	±1,7	6,4	±1,9	17,5	±5,1	24,5	±7,9	0
<i>Aspergillus niger</i>	5,3	±1,2	6,0	±1,7	16,7	±4,5	30,1	±10,2	0
<i>Curvularia lunata</i>	3,0	±0,6	5,1	±1,5	17,5	±5,7	8,4	±8,4	0
<i>Fusarium oxysporum</i>	4,1	±0,7	5,3	±1,1	9,0	±2,8	28,5	±9,2	0
<i>Rhizopus oryzae</i>	4,5	±0,9	6,1	±1,5	21,5	±7,1	33,0	±10,8	0

T₁⁺ et T₂⁺ : Témoins positifs à la griséofulvine et à la nystatine ;
 T⁻ : Témoin négatif à l’alcool 95°.

Tableau 3 : Résultats de l'Analyse de variance de Fisher au seuil de 5%.

Source of variance	d.f.	s.s.	m.s.	v.r.	Fpr.
Rep.stratum Blocs	4	299.017	74.754	14.87	
Traitements	4	18844.580	4711.145	937.03	<.001
Residual	191	960.295	5.028		
Total	199	20103.891			

DISCUSSION

La croissance de tous les champignons testés a été inhibée à divers degrés par les huiles de neem et de pourghère. Cette dernière a montré une moindre efficacité contre *Curvularia lunata*. L'importance de la zone d'inhibition diffère d'un pathogène à l'autre. Dès 2004, Diabiré a constaté l'efficacité de l'huile de *Cymbopogon citratus* (la Citronnelle) à la dose de 100 µl/litre sur *Phoma sorghina*, *Curvularia sp* et *Fusarium sp*. Nedjai et Nedjai (2017) ont également noté une inhibition de la croissance de *A. flavus*, *A. niger* et *Mucor sp*. par l'huile de *Thymus vulgaris*, une efficacité de *Citrus limon* sur *A. flavus* et *Mucor sp*. sur *A. niger* et enfin, une activité anti fongique de *Lavandula angustifolia* sur uniquement *Mucor sp*. Plusieurs auteurs s'accordent sur le fait que les champignons ne réagissent pas de la même manière vis-à-vis des bio-pesticides (Adamou, 2006; Soro, 2014; Bouchenak et al., 2018;). Autrement dit, l'efficacité des extraits des plantes et des huiles essentielles diffèrent d'une espèce de champignon à une autre (Laib, 2011; Diabaté et al., 2014; Tiendrébéogo et al., 2017; Hadjadjji et Chemlel, 2018; Miral, 2018; Onyemelukwe et al., 2018).

L'effet inhibiteur *in-vitro* de l'huile de neem s'est avéré efficace sur les souches fongiques *d'Aspergillus flavus*, *Aspergillus niger*, *Curvularia lunata*, *Fusarium oxysporum* et *Rhizopus oryzae*. Pohé et Agneroh (2013) ont montré une meilleure

efficacité de l'huile de neem au Ridomil 66 WP, dans le contrôle de la pourriture brune des cabosses du cacaoyer en Côte d'Ivoire.

Les genres *A. flavus*, *A. niger* et *Rhizopus oryzae* se sont montrés plus sensibles aux extraits végétaux que *C. lunata* et *Fusarium oxysporum*. Igbiosa et al. (2009), ont observé ce comportement avec les mêmes champignons soumis aux extraits aqueux du *Jatropha*. Touaibia (2015) a aussi constaté une bonne inhibition de *A. niger* par l'huile de *Myrtus communis*.

Aussi l'efficacité des bio-pesticides a été montrée par plusieurs autres travaux. Hmiri et al. (2011) avaient obtenu une bonne inhibition de la croissance de *A. alternata*, *B. cinerea* et *P. expansum in vitro* par l'huile de *Mentha pulegium*. Souna (2005) a montré que les concentrations élevées d'extrait de neem et de *Jatropha* protègent les grains de maïs pendant longtemps des infections de *Rhizopus sp*. Les travaux réalisés par Ide (2009) à l'ICRISAT avec l'huile de *Jatropha*, ont également prouvé son efficacité sur les parasites et ravageurs de niébé. Peter et al. (2001) ont aussi démontré *in-vitro*, l'efficacité de l'huile de neem contre les mêmes parasites au niveau du Centre Suisse de Recherche Apicole. Dabiré (2004) a révélé *in-vitro* une activité fongistatique des solutions de savon de neem sur la germination des spores et une inhibition de la croissance radiale des colonies des *Colletotrichum*. Tous les travaux cités ci-dessus, confirment les résultats obtenus *in-vitro* avec l'huile de neem contre les cinq

champignons. Ces huiles présentent des effets antifongiques de type antibiose tel que rapporté par Adamou (2006) mais aussi une nocivité contre certains insectes ravageurs des cultures (Uddin II et Abdulzeez, 2013; Bidiga, 2014).

Conclusion

L'utilisation des fongicides naturels, particulièrement ceux d'origine végétale et la perspective de les substituer aux pesticides chimiques néfastes pour l'environnement constituait le principal objectif de ce travail. L'efficacité des huiles de neem et de la pourghère dans le contrôle des insectes nuisibles à plusieurs cultures a été rapportée. Les résultats issus de ce travail indiquent que l'huile de neem a montré un effet inhibiteur significatif sur la croissance mycélienne de l'ensemble des pathogènes testés. Les diamètres d'inhibition sont de 3,0 mm sur *Curvularia lunata*, 4,1 mm sur *Fusarium oxysporum*, 4,5 mm sur *Rhizopus oryzae*, 5,3 mm sur *Aspergillus flavus* et *Aspergillus niger*. L'huile de Pourghère a été efficace principalement sur les espèces *Aspergillus flavus* (1,7 mm) et *Aspergillus niger* (1,2 mm). A partir de ces résultats prometteurs *in vitro*, Les huiles de neem et de *Jatropha* pourraient être testées dans la protection des grains alimentaires par enrobage avant le stockage.

CONFLIT D'INTERETS

Les auteurs déclarent qu'il n'existe aucun conflit d'intérêts pour cet article.

CONTRIBUTIONS DES AUTEURS

IA est l'instigateur du projet et ZAH et SMM ont rédigé l'article. Les travaux ont été réalisés au Laboratoire de Production Végétale de la Faculté d'Agronomie de l'Université Abdou Moumouni de Niamey (Niger) sous la supervision de TA. MSH a contribué à la rédaction et la correction du manuscrit.

REFERENCES

- Adamou I. 2006. Evaluation de la microflore rhizosphérique du niébé (*Vigna unguiculata* L. walp.) et des antagonismes microbiologiques. Mémoire d'études approfondies, Université de Ouagadougou, Ouagadougou, p. 37.
- Bidiga M. 2014. Etude de l'efficacité de l'extrait aqueux de graines de neem et la deltaméthrine sur les insectes ravageurs du pourghère (*Jatropha curcas* L.): cas de *Calidea dregii* Germar. et *Aphthona spp.* Mémoire de master en protection des végétaux de l'Université polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, p. 80.
- Bouchenak F, Degaichia H, Lamgharbi A, Benrebaha F. 2018. Evaluation *in vitro* du potentiel antifongique de l'huile essentielle et des extraits méthanoliques d'une Asteraceae (*Artémisia absinthium* L.). *Agrobiologia*, **8**(1): 886-895. DOI: http://agrobiologia.net/online/wp-content/uploads/2018/06/886-895-BOUCHENAK_et_al_2-col.pdf
- CILSS. 2019. *Liste globale des pesticides autorisés par le Comité Sahélien des Pesticides*, Version de Mai 2019. 44p; https://reca-niger.org/IMG/pdf/liste_globale_pesticides_autorises_par_csp_vers_mai_2019.pdf du 05/02/2020, 09h 24.
- CIRAD. 2008. *Jatropha curcas* L - Rapport de synthèse bibliographique, AGRO génération. Pages 118.
- Dabiré TG. 2004. Etude de l'efficacité des extraits végétaux contre les agents pathogènes fongiques transmis par les semences de mil et de sorgho. Mémoire d'Ingénieur de l'Université polytechnique de Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, p. 96.
- Diabaté D, Gnogo JA, Koffi K, Tano Y. 2014. The effect of pesticides and aqueous

- extracts of *Azadirachta indica* (A. Juss) and *Jatropha curcas* L. on *Bemisia tabaci* (Gennadius) and *Helicoverpa armigera* (Hübner) found on tomato plants in Côte d'Ivoire. *Journal of Applied Biosciences*, **80**: 7132-7143. DOI: <https://dx.doi.org/10.4314/jab.v80i1.14>
- Diakité A. 2018. Extraction et caractérisation des extraits cireux de graines de *Jatropha curcas* pour application biopesticide. Mémoire de Maîtrise en Génie agroalimentaire de l'Université Laval, Québec, Canada, p. 76.
- Djibo ML. 2003. Essai d'efficacité de l'huile de pourghère contre les insectes ravageurs des fleurs et les gousses du niébé au champ. Mémoire de fin d'études, Université Abdou Moumouni, Niamey, p. 36.
- Hadjadi A, Chemlel M. 2018. Etude de l'activité antifongique de quelques huiles essentielles sur les champignons phytopathogènes. Mémoire de Master, Université 8 Mai 1945 de Guelma, Algérie, p. 79.
- Hmiri S, Amrani N, Rahouti M. 2011. Détermination *in vitro* de l'activité antifongique des vapeurs d'eugénol et d'huiles essentielles de *Mentha pulgium* L. et de *Tanacetum annuum* L. vis-à-vis de trois champignons responsables de la pourriture des pommes en post-récolte. *Acta Botanica Gallica*, **158** (4): 609-616. DOI : <https://doi.org/10.1080/12538078.2011.10516298>
- Ide KH. 2009. Protection du niébé contre ses insectes ravageurs au champ par l'utilisation de l'huile de *Jatropha curcas*. Rapport de stage, Université Abdou Moumouni Niamey, Niamey, p. 31.
- Igbinosa OO, Igbinosa EO, Aiyegoro OA. 2009. Antimicrobial activity and photochemical screening of stem bark extracts from *Jatropha curcas* L. *University of Sint Eustatius school of Medicine, University of Fort Hare*, **3**(2) : 058-062. DOI: <https://www.academicjournals.org/ajpp>
- Issoufou OH, Boubacar S, Adam T, Boubacar Y. 2017. Identification des insectes, parasites et évaluation économique de leurs pertes en graines sur les variétés améliorées et locale de niébé en milieu paysan à Karma (Niger). *Int. J. Biol. Chem. Sci.*, **11** (2) : 694-706. DOI : <https://dx.doi.org/10.4314/ijbcs.v11i2.13>
- Kader BLA. 2011. Plan de lutte antiparasitaire et de gestion des pesticides. Rapport définitif 2011, Ministère de l'Agriculture, Niamey, Niger, P. 86.
- Laib I. 2011. Etude des activités antioxydante et antifongique de l'huile essentielle des fleurs sèches de *Lavandula officinalis* sur les moisissures des légumes secs. Mémoire de Master, Université Mentouri, Constantine, Algérie, p. 122.
- Mariama I. 2008. Antagonisme de *Clonostachys rosea* vis-à-vis des champignons telluriques. Mémoire de fin de cycle, Institut Pratique de Développement Rural (IPDR) de Kollo, p. 43.
- Miral A. 2018. *Helichrysum italicum* et ses micromycètes endophytes: Diversité et transformation. Thèse, Faculté des Sciences Pharmaceutiques, Université Toulouse III, France, p. 132.
- Nédjai I, Nédjai S. 2017. Activité antimicrobienne des huiles essentielles. Master de l'Université A. Mira, Béjaia, Algérie, p. 64.
- Onyemelukwe N, Ndam P, Ogboi SJ, Maduakor U, Nwakile D. 2018. Antifungal properties of methanolic extracts of some medical plants in Enugu, South East Nigeria. *Afr. J. Clin. Exper. Microbiol.*, **19**(3): 221-228. DOI: <https://dx.doi.org/10.4314/ajcem.v19i3.10>

- Oerke EC. 2005. Crop losses to pests. *Journal of Agricultural Science*, **144** : 31-43. DOI : 10.1017/S0021859605005708
- Peter S, Anton I, Peter F. 2001. Effets de l'huile de neem l'acarien *Varroa* et les abeilles. Centre Suisse de Recherches Apicoles. Station de recherche laitières, Liebefeld, CH-3003 Bern, p. 5. <http://www.Neem.fr> (18/05/12).
- Pohé J, Agnerah TA. 2013. L'huile de neem, un fongicide alternatif à l'oxyde de cuivre dans la lutte contre la pourriture des cabosses du cacaoyer en Côte d'Ivoire. *Journal of Applied Biosciences*, **62**: 4644-4652. DOI: <https://m.elewa.org>
- Ratnadass A, Togola M, Cisse B, Vassal JM. 2009. Potential of sorghum and Physic nut (*Jatropha curcas*) for management of plant bugs (*Hemiptera: Miridea*) and cotton bollworm (*Helicoverpa armigera*) on cotton in an assisted trap-cropping strategy. *Journal of SAT Agricultural Research* : 7p.
- Souna A. 2005. Efficacité des huiles de neem et de pourghère contre les insectes du niébé. Rapport de stage. Université Abdou Moumouni, Niamey, p. 39.
- Soro S. 2014. Potentiel infectieux des sols de cultures maraîchères de Côte d'Ivoire et lutte biologique contre les parasites fongiques telluriques à travers le cas de la tomate (*Lycopersicon esculentum* MILL.) à Songou-Dabou. Thèse Unique de Doctorat de l'Université Nangui Abrogoua, Côte d'Ivoire, p. 254.
- Tiendrébéogo A, Ouédraogo I, Bonzi S, Kassankogno A I. 2017. Etude de l'activité antifongique de *Cymbopogon citratus* (DC.) stap, *Eclipta alba* L., *Lippia multiflora* M. et *Agave sisalana* P. *Int. J. Biol. Chem. Sci.*, **11** (3) : 1202-1211. DOI : <https://dx.doi.org/10.4314/ijbcs.v11i3.22>
- Touaibia M. 2015. Composition chimique et activité anti-fongique de l'huile essentielle de *Myrtus communis* L. sur milieux de laboratoire et sur les fruits du fraisier. *Nature & Technologie. B-Sciences Agronomiques et Biologiques*, (12) : 66-72. https://www.univ-chlef.dz/RevueNatec/issue-12/Revue-B/Art_286.pdf
- Uddin II RO, Abdulazeez RW. 2013. Comparative efficacy of neem (*Azadirachta indica*), False sesame (*Ceratotheca sesamoides*) ENDL. and the physic nut (*Jatropha curcas*) in the protection of stored cowpea (*Vigna unguiculata* (L.) Walp) against the seed beetle *Callosobruchus maculatus* (F.). *Ethiopian Journal of Environmental Studies and Management*, **6**: 827-834. DOI: <https://dx.doi.org/10.4314/ejesm.v6i6.13> S.