

Evaluation *In Vitro* du Pouvoir Fongicide des Extraits De *Erigeron floribundus* (Kunth.) Sch. Bip. (Asteraceae) sur *Sclerotium rolfii* et *Colletotrichum musae* Deux Champignons Phytopathogènes

Ouattara Katinan Etienne,
Camara Djeneb,

Laboratoire de Botanique, UFR Biosciences,
Université Félix Houphouët-Boigny, Abidjan, Côte d'Ivoire

Doga Dabé,

Laboratoire de Biotechnologie Végétale et Microbiologie Environnementale,
UMRI Sciences agronomiques et Génie Rural, Institut National
Polytechnique Félix Houphouët-Boigny (INP-HB),
Yamoussoukro, Côte d'Ivoire

Zirih Guédé Noël,

Laboratoire de Botanique, UFR Biosciences,
Université Félix Houphouët-Boigny, Abidjan, Côte d'Ivoire

Doi: 10.19044/esj.2019.v15n9p370 [URL:http://dx.doi.org/10.19044/esj.2019.v15n9p370](http://dx.doi.org/10.19044/esj.2019.v15n9p370)

Résumé

Les champignons phytopathogènes constituent l'une des causes principales de la baisse et la qualité de la production agricole. Parmi ces espèces, *Colletotrichum musae* et *Sclerotium rolfii* provoquent diverses maladies dont la pourriture des semences, la fonte des semis et la pourriture racinaire. Ils occasionnent environ 60 % de la production agricole. La lutte chimique employée, a des effets néfastes sur la santé humaine et l'environnement. La stratégie est donc l'utilisation des méthodes compatibles avec la santé humaine et l'environnement. L'objectif de cette étude est d'évaluer le potentiel antifongique des extraits aqueux et éthanolique des feuilles de *E. floribundus* sur *S. rolfii* et *C. musae*. Pour ce faire, une enquête ethnobotanique a été conduite dans la Région du Hambol (Nord de la Côte d'Ivoire) à l'issue de laquelle *E. floribundus* a été sélectionnée. Cette plante passe pour être la plus utilisée dans le traitement des maladies microbiennes. Le criblage phytochimique réalisé sur cette plante a mis en évidence la présence des saponines, glycosides, phénols, tanins, flavonoïdes, quinones, saponosides et des alcaloïdes. L'activité antifongique a été évaluée par la méthode de double dilution sur milieu PDA avec des extraits aqueux et

éthanoliques 70 % des feuilles de *E. floribundus*. Selon les résultats, seuls des extraits éthanoliques 70 % possèdent à la fois des propriétés fongicides sur *S. rolfsii* (CMI = 6,25 mg/ml et CMF = 12,5 mg/ml) et *C. musae* (CMI = 50 mg/ml et CMF = 200 mg/ml). *S. rolfsii* a été plus sensible que *C. musae*. La présence des différents métabolites secondaires pourraient justifier l'activité antifongique et l'utilisation traditionnelle de la plante.

Mots clés: Région du Hambol, *Erigeron floribundus*, *Sclerotium rolfsii*, *Colletotrichum musae*, Côte d'Ivoire

***In Vitro* Evaluation of the Fungal Power of Extracts of *Erigeron Floribundus* (Kunth.) Sch. Bip. (Asteraceae) on the *Sclerotium rolfsii* and *Colletotrichum musae* Two Phytopathogenic Fungi**

Ouattara Katinan Etienne,
Camara Djeneb,

Laboratoire de Botanique, UFR Biosciences,
Université Félix Houphouët-Boigny, Abidjan, Côte d'Ivoire

Doga Dabé,

Laboratoire de Biotechnologie Végétale et Microbiologie Environnementale,
UMRI Sciences agronomiques et Génie Rural, Institut National
Polytechnique Félix Houphouët-Boigny (INP-HB),
Yamoussoukro, Côte d'Ivoire

Zirih Guédé Noël,

Laboratoire de Botanique, UFR Biosciences,
Université Félix Houphouët-Boigny, Abidjan, Côte d'Ivoire

Abstract

Phytopathogenic fungi are one of the main causes of the decline and quality of agricultural production. Among these species, *Colletotrichum musae* and *Sclerotium rolfsi* cause various diseases including seed rot, seedling meltdown and root rot. They account for about 60% of agricultural production. The chemical control used has adverse effects on human health and the environment. The strategy is therefore the use of methods that are compatible with human health and the environment. The objective of this study is to evaluate the antifungal potential of aqueous and ethanolic extracts

of *E. floribundus* leaves on *S. rolfssii* and *C. musae*. To this end, an ethnobotanical survey was conducted in the Hambol Region (northern Côte d'Ivoire), following which *E. floribundus* was selected. This plant is considered to be the most widely used in the treatment of microbial diseases. Phytochemical screening carried out on this plant revealed the presence of saponins, glycosides, phenols, tannins, flavonoids, quinones, saponosides and alkaloids. The antifungal activity was evaluated by the double dilution method on PDA medium with aqueous and ethanolic extracts 70% of the leaves of *E. floribundus*. According to the results, only 70% ethanolic extracts have fungicidal properties on both *S. rolfssii* (MIC = 6.25 mg/ml and MFC = 12.5 mg/ml) and *C. musae* (MIC = 50 mg/ml and MFC = 200 mg/ml). *S. rolfssii* was more sensitive than *C. musae*. The presence of the different secondary metabolites could justify the antifungal activity and traditional use of the plant.

Keywords: Hambol Region, *Erigeron floribundus*, *Sclerotium rolfssii*, *Colletotrichum musae*, Côte d'Ivoire

Introduction

L'agriculture est la base de l'économie de nombreux pays de l'Afrique subsaharienne notamment la Côte d'Ivoire (Soro *et al.*, 2012). Cependant, cette agriculture fait face à d'énormes difficultés (Monteiro, 2008). Outre les contraintes liées aux aléas climatiques, à la mauvaise qualité des sols et à la pratique culturale, les champignons phytopathogènes constituent l'une des causes principales de la baisse et la qualité de la production (Dabiré, 2004). De nombreuses espèces de parasites fongiques parmi lesquelles *Colletotrichum musae* et *Sclerotium rolfssi* provoquent diverses maladies dont la pourriture des semences, la fonte des semis et la pourriture racinaire (Agrios, 1988). Les pertes moyennes occasionnées par ces agents phytopathogènes sont estimées à environ 60 % de la production agricole (Sippell *et al.*, 1985). *S. rolfssii* est l'un des parasites telluriques les plus contraignants de la culture des solanacées. Il limite fortement la productivité de la tomate (Soro *et al.*, 2008). En effet, les actions de ce champignon entraînent la mortalité des jeunes plants, le brunissement et la pourriture blanche de la tige à partir du collet (Bijlmakers, 1995). *C. musae* est l'agent responsable de l'antracnose des bananes, une maladie de conservation (Jeffries *et al.*, 1990).

Comme moyen de lutte, l'on a recours aux fongicides de synthèse. Malheureusement, ces produits ont des effets néfastes sur la santé humaine et l'environnement (destruction des microorganismes, bioaccumulation des polluants et pollution de la nappe phréatique) (El Guilli, 2009). Il y a également l'apparition des phénomènes de résistance aux fongicides de

synthèse. La stratégie adoptée est donc l'utilisation des méthodes compatibles avec la santé humaine et l'environnement. Parmi ces stratégies, le recours à la pharmacopée traditionnelle, est de plus en plus sollicité. Ainsi, les travaux de plusieurs auteurs ont mis en évidence des propriétés antifongiques (Orsot, 2015), antivirales (Dinzedi, 2015) et antibactérienne ((Lagnika *et al.*, 2012) des extraits végétaux. Des travaux de Tra Bi *et al.* (2008) ont aussi montré l'activité fongicide des extraits méthanoliques des feuilles de *Erigeron floribundus* sur le *fusarium oxysporium*.

L'objectif de cette étude est d'évaluer le potentiel antifongique des extraits aqueux et éthanoliques 70 % des feuilles de *E. floribundus* sur *S. rolfsii* et *C. musae*, deux champignons phytopathogènes économiquement importants.

Materiel et Methodes

Materiel

Matériel végétal

Le matériel végétal est constitué des extraits aqueux et éthanolique des feuilles de *E. floribundus*. (Figure 1).



Figure 1 : Rameau feuillé de *Erigeron floribundus* (Kunth.) Sch. Bip.
(Photo **Ouattara, 2018**)

Matériel fongique

Le matériel fongique est représenté par la souche de *C. musae* et celle de *S. rolfsii*. La souche phytopathogène *S. rolfsii* provient de la mycothèque du Laboratoire de Physiologie et Pathologie Végétale de l'Université Félix Houphouët-Boigny (Abidjan, Côte d'Ivoire). *C. musae* provient de la mycothèque du Laboratoire de Physiologie et Pathologie Végétale de l'Institut National Polytechnique Félix HOUPHOUËT-BOIGNY de Yamoussoukro (Côte d'Ivoire).

Methodes

Enquête ethnobotanique

L'enquête ethnobotanique a été menée dans la Région du Hambol située au Nord de la Côte d'Ivoire. Treize (13) localités ont été visitées (Marché de Katiola, Marché de Dabakala, Marché de Niakaramadougou, Marché de Tafiré, Village de Doussoulokaha, Village de Nambanakaha, Village de Sépikaha, Village de Koulokaha, Village de Nierentenkaha, Village de Kolokaha, Village de Kanawolo, Sous-préfecture de Niédiékaha, Commune de Fronan). Au cours de cette enquête, 102 Tradithérapeutes dont 67 femmes et 35 hommes ont été interrogés. La méthode d'étude, était basée sur des interrogations directes portant sur les usages des plantes antimicrobiennes. Des fiches d'enquêtes ont été utilisées pour collecter des informations auprès des Tradithérapeutes, et des échantillons de plantes utilisées, ont été achetés. Les renseignements ont porté sur le nom vernaculaire des taxons, les vertus thérapeutiques, les techniques de préparation, les différentes parties de plantes utilisées et le mode d'administration des remèdes. A la fin de la collecte, les différentes espèces de plantes ont été identifiées à l'Herbier du Centre National de Floristique (CNF) de l'Université Félix Houphouët-Boigny de Côte d'Ivoire. La nomenclature des espèces suit la classification de l'APG III, 2009.

Préparation des différents extraits végétaux

Les feuilles de *E. floribundus* ont été récoltées et séchées à la température ambiante pendant 14 jours, puis broyées afin d'obtenir une poudre qui a servi à la préparation des différents extraits. L'extrait aqueux a été préparé selon la méthode de Zirihi *et al.*, (2003). Pour ce faire, cent grammes (100 g) de poudre de la plante ont été macérés dans un litre d'eau distillée par homogénéisation dans un Blender. L'homogénat obtenu, a été filtré successivement deux fois sur du coton hydrophile puis une fois sur du papier filtre Wattman 3mm. Le filtrat recueilli a été évaporé à l'étuve à 50° C. Une poudre de coloration marronne a été obtenue (extrait aqueux). Pour la préparation de l'extrait éthanolique 70 %, cent grammes (100 g) du broyat des feuilles de la plante ont été extraits dans un litre de solution hydroalcoolique (éthanol 70 % + eau distillée 30 %) par homogénéisation dans un Blender. L'homogénat obtenu a été filtré deux fois sur coton hydrophile et sur papier filtre Wattman 3mm. Le filtrat obtenu a été évaporé à l'étuve à la température de 50° C pour donner l'extrait éthanolique 70 %.

Calcul du rendement des extraits

Le rendement de l'extrait végétal est le rapport de masse entre la matière végétale extraite et l'extrait végétal obtenu. Il est exprimé en pourcentage et a été calculé selon la formule suivante :

$$R (\%) = M1 \times 100/M0$$

R : Rendement de l'extrait

M1 : Masse de l'extrait végétal (en g),

M0 : Masse de la matière végétale extraite (en g).

Tri phytochimique

Le tri phytochimique a été effectué afin de mettre en évidence quelques grands groupes de métabolites secondaires retrouvés dans la plante. Les saponines, les glycosides, les phénols, les tanins, les flavonoïdes, les quinones, les saponosides et les alcaloïdes ont été recherchés. Le criblage a été fait suivant des réactions colorées selon la méthode de Bruneton (2009) et Mangambu *et al.* (2014).

Mesure du taux d'inhibition de la croissance mycélienne

Le milieu PDA (Potato, Dextrose, Agar) a été utilisé pour la culture des souches fongiques. Les milieux ont été stérilisés à l'autoclave à 121° C pendant 15 minutes. L'incorporation des différents extraits végétaux au milieu de culture a été faite selon la méthode de la double dilution de liaison géométrique de raison 1/2 (Zirih *et al.*, 2003 ; Ahon *et al.*, 2011). Les différentes concentrations utilisées sont : 100 ; 50 ; 25 ; 12,5 ; 6,25 ; 3,12 et 1,56 mg/ml. Le témoin n'a subi aucun amendement avec les extraits. Les différents milieux ont été coulés à 40°C dans des boîtes de Pétri de 90 mm de diamètre. Trois boîtes de Pétri ont été utilisées par répétition élémentaire et l'essai a été répété 3 fois.

Un explant de 6 mm de diamètre du champignon âgé de 7 jours, a été placé au centre géométrique de la boîte de Pétri sur le milieu solidifié. Les boîtes de Pétri ont été scellées avec du film adhésif et mises en incubation à l'étuve pendant 24 heures à 25 ± 2° C. Le taux d'inhibition de la croissance radiale mycélienne a été mesuré quotidiennement pendant 7 jours comparativement au témoin.

Il a été calculé selon la formule de Leroux et Credet (1978).

$$T (\%) = (D - d)/D \times 100$$

T : taux d'inhibition.

D : croissance mycélienne dans les boîtes de Pétri témoins.

d : croissance mycélienne dans les boîtes essais.

La détermination du taux d'inhibition de la croissance mycélienne de la souche fongique a permis de définir, pour chaque extrait, la concentration minimale inhibitrice (CMI) et la concentration minimale fongicide (CMF). Cette dernière correspond à la plus petite concentration à partir de laquelle

aucune croissance mycélienne n'est observée dans les nouvelles boîtes de Pétri où les explants ont été réensemencées.

Mesure du taux d'inhibition de la germination des sclérotés

Le taux d'inhibition de la germination des sclérotés de *S. rolfsii* a été évalué. Les milieux de culture ont été amendés comme décrits précédemment. Un sclérote a été ensemencé au centre géométrique de chaque boîte de Pétri. L'essai a été répété trois fois. La croissance du mycélium du sclérote a été mesurée quotidiennement pendant 7 jours et le taux d'inhibition a été évalué tel que décrit ci-dessus.

Resultats

Selection de la Plante

L'enquête ethnobotanique menée dans la Région du Hambol a permis de répertorier 19 espèces de plantes utilisées dans le traitement des infections de la peau. Elles sont réparties en 18 genres et 12 familles botaniques (Tableau 1). La famille des Fabaceae a été la plus représentée avec huit espèces soit 42,10 %. Les feuilles sont majoritairement utilisées avec un taux de 89,47 %. Cinq modes de préparation médicamenteuse ont été distingués : le pétrissage (35 %), la décoction (30 %) ; la torréfaction (20 %) ; la pulvérisation (10 %) et l'infusion (5 %). Le pétrissage des organes frais est le plus sollicité dans le Hambol pour le traitement des mycoses. L'eau est utilisée comme solvant principal. Pour se soigner, le peuple Tagbana utilise trois modes d'administration des remèdes : application locale (82,35 %), boisson (11,76 %) et fumigation (5,88 %). Il ressort de cette enquête que *E. floribundus* entre dans la préparation de plusieurs types de médicaments prescrits dans le traitement des infections de la peau. Cette plante a donc été choisie pour évaluer son activité antifongique sur deux champignons phytopathogènes.

Tableau I : Plantes utilisées par le peuple Tagbana dans le traitement des infections cutanées dans la région du Hambol

Espèces	Familles	Nom local	FC (%)	Parties utilisées	Techniques de préparation	Mode d'administration
<i>Achyranthes aspera</i> L.	Amaranthaceae	Shantigui	2,12	Rameau Feuillé	Pétrissage	Application locale
<i>Azalia africana</i> Sm. & Pers.	Fabaceae	Slitigui	6,36	Feuilles Ecorces	Torréfaction Décoction	Application locale Boisson
<i>Annona senegalensis</i> Pers.	Annonaceae	Namougou	2,12	Feuilles	Décoction	Bain
<i>Artocarpus heterophyllus</i> Lam.	Moraceae	Namougotigui	2,12	Feuilles	Pétrissage	Application locale
<i>Bersama abyssinica</i> Fresen.	Francoaceae	Baganhan	8,48	Feuilles	Torréfaction	Application locale
<i>Boerhavia diffusa</i> L.	Nyctaginaceae	Tielnadougou	2,12	Feuilles	Pulvérisation	Application locale
<i>Bridelia ferruginea</i> Benth.	Phyllanthaceae	Namoutigui	6,36	Feuilles	Décoction	Bain
<i>Caesalpinia bonduc</i> (L.) Roxb.	Fabaceae	Djédigui	2,12	Feuilles	Pétrissage	Application locale
<i>Cassia siamea</i> (Lam.) Irwin et Barneby	Fabaceae	Tiyolo	2,12	Feuilles	Décoction	Fumigation
<i>Cochlospermum planchonii</i> Hook. f.	Cochlospermaceae	Nafing	4,24	Racines	Pétrissage	Application locale
<i>Crotalaria retusa</i> L.	Fabaceae	Lichan	12,72	Feuilles	Pétrissage	Application locale
<i>Desmodium gangetium</i> (L.) DC.	Fabaceae	Côlôfitigui	2,12	Rameau Feuillé	Pétrissage	Application locale
<i>Desmodium velutium</i> (Willd.) DC.	Fabaceae	Côlôtigui	2,12	Rameau Feuillé	Torréfaction	Application locale
<i>Erigeron floribundus</i> (Kunth.) Sch. Bip.	Asteraceae	Dougnian	25,44	Feuilles	Pétrissage	Application locale
<i>Heliotropium indicum</i> L.	Boraginaceae	Golo	10,60	Rameau feuillé	Infusion	Application locale
<i>Indigofera spicata</i> L.	Fabaceae	Nadigui	2,12	Feuilles	Pulvérisation	Application locale
<i>Mucuna pruriens</i> (L.) DC.	Fabaceae	Cocobi	2,12	Feuilles	Torréfaction	Application locale
<i>Parkia biglobosa</i> (Jacq.)R.Br.ex G. Don	Fabaceae	Nahann	4,24	Ecorces	Décoction	Fumigation, Bain
<i>Terminalia schimperiana</i> Hochst.	Combretaceae	Agoho	6,36	Feuilles	Décoction	Boisson, Bain

Rendements des Extraits

Le tableau II illustre les résultats des rendements d'extraction des feuilles de *E. floribundus*. L'extrait éthanolique a donné le plus faible rendement, de 26 %. Le meilleur rendement d'extraction (32 %) a été obtenu avec l'extrait aqueux.

Tableau II: Rendements des différents types d'extraction des feuilles de *Erigeron. Floribundus*

	Masse de poudre (g)	Type d'extraits	Rendement d'extraction (%)
Matière sèche de <i>E. floribundus</i>	100	Extrait aqueux	32
		Extrait éthanolique 70 %	26

Tri Phytochimique de l'extrait Ethanolique de *Erigeron floribundus* (Kunth.) Sch. Bip.

Le Tableau III donne les résultats obtenus lors du criblage phytochimique des extraits aqueux et éthanoliques 70 % des feuilles de *E. floribundus*. Les tests effectués ont indiqué la présence de divers métabolites secondaires dans les extraits évalués. Dans l'extrait éthanolique 70 %, il a été noté la présence de saponines, de flavonoïdes, de glycosides, d'alcaloïdes, de tanins et de phénols. Dans l'extrait aqueux, les tests réalisés ont révélé la présence de tanins, de quinones et de saponosides.

Tableau III: Résultats du screening phytochimique des extraits aqueux et éthanolique 70 % de *Erigeron floribundus*

		Groupes chimiques							
		Sapo.	Flavo.	Glyco.	Alca.	Tani.	Phén.	Quin.	Sapon.
Feuilles de <i>E. floribundus</i>	Extrait aqueux	-	-	-	-	+	-	+	+
	Extrait éthanolique 70 %.	+	+	+	+	+	+	-	-

+ : présence du groupe chimique

- : absence du groupe chimique

Sapo. : Saponines, **Flavo.** : Flavonoïdes, **Glyco.** : Glycosides, **Alca.** : Alcaloïdes

Tani. : Tanins, **Phén.** : Phénols, **Quin.** : Quinones, **Sapon.** : Saponosides

Taux d'inhibition de la Croissance Mycelienne

Test sur *Sclerotium rolfisii*

❖ Mycélium

Les tests réalisés avec les extraits aqueux et éthanoliques des feuilles de *E. floribundus* sur le mycélium de *S. rolfisii* ont révélé comparativement au témoin, une diminution de la croissance mycélienne en fonction du temps et de la concentration des extraits. Dans les boîtes témoins (milieu non amendé), le mycélium a atteint la périphérie de la boîte de Pétri le 4^{ème} jour d'incubation. Concernant l'extrait aqueux (Figure 2A et Figure 3), le pouvoir inhibiteur a

été faible (< 50 %) pour les concentrations inférieures ou égales à 6,25 mg/ml. Pour les concentrations supérieures à 25 mg/ml, il n'y a pas eu de croissance mycélienne, soit 100 % d'inhibition. Avec l'extrait éthanolique, il a été observé un fort taux d'inhibition de 100 % pour les concentrations supérieures ou égales à 6,25 mg/ml (Figure 2B et Figure 4).

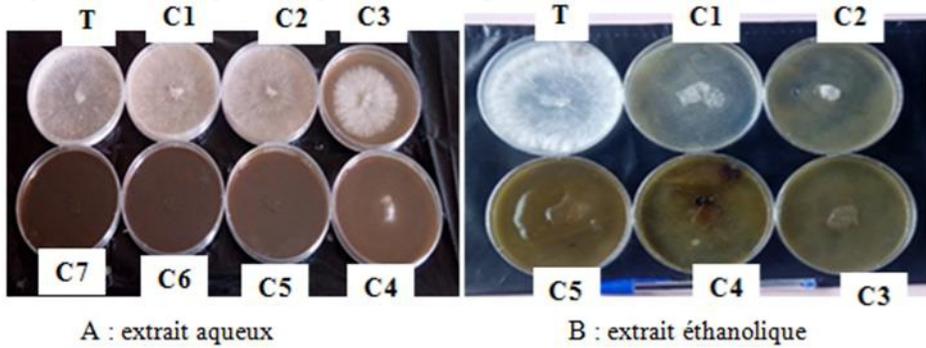


Figure 2 : Croissance *in vitro* du mycélium de *Sclerotium rolfsii* en présence d'extrait aqueux et éthanolique 70 % des feuilles de *Erigeron floribundus* après 7 jours d'incubation
T (Témoin) : 0 mg/ml ; **C1** : 1,56 mg/ml ; **C2** : 3,12 mg/ml ; **C3** : 6,25 mg/ml ; **C4** : 12,5 mg/ml ; **C5** : 25 mg/ml ; **C6** : 50 mg/ml ; **C7** : 100 mg/ml

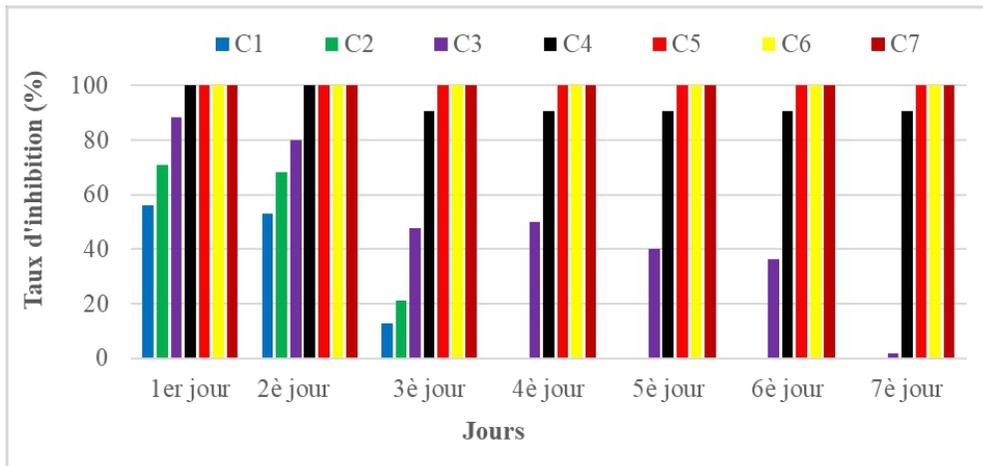


Figure 3 : Taux d'inhibition de la croissance mycélienne de *Sclerotium rolfsii*, en fonction de la concentration d'extrait aqueux pendant 7 jours
C1 : 1,56 mg/ml ; **C2** : 3,12 mg/ml ; **C3** : 6,25 mg/ml ; **C4** : 12,5 mg/ml ; **C5** : 25 mg/ml ; **C6** : 50 mg/ml ; **C7** : 100 mg/ml

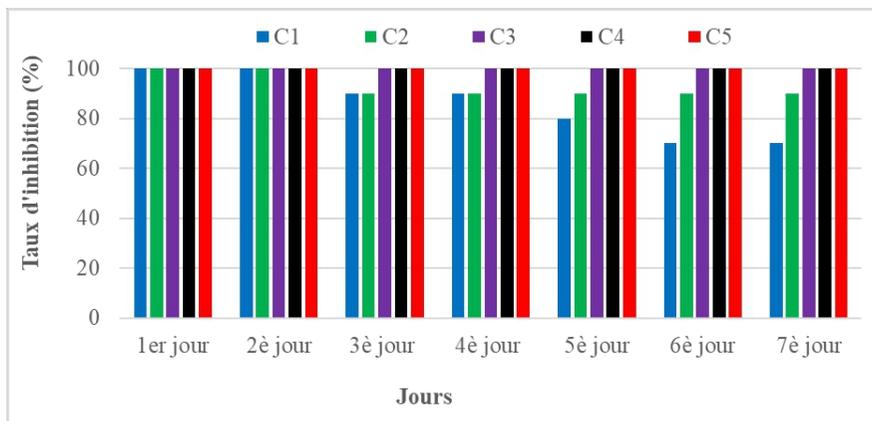


Figure 4 : Taux d'inhibition de la croissance mycélienne de *Sclerotium rolfsii*, en fonction de la concentration d'extrait éthanolique 70 % pendant 7 jours
C1 : 1,56 mg/ml ; **C2 :** 3,12 mg/ml ; **C3 :** 6,25 mg/ml ; **C4 :** 12,5 mg/ml ; **C5 :** 25 mg/ml ;
C6 : 50 mg/ml ; **C7 :** 100 mg/ml

❖ **Sclérotés**

L'effet des extraits (aqueux et éthanoliques) de *E. floribundus* sur la croissance des sclérotés comparativement au témoin, est traduit par une diminution de la croissance du mycélium des sclérotés en fonction de la concentration des extraits. Dans la boîte témoin (milieu non amendé), le mycélium du sclérote a atteint la périphérie de la boîte de Pétri le 5ème jour d'incubation. Avec l'extrait aqueux (Figure 5A et Figure 6), les taux d'inhibition observés, après 5 jours d'incubation ont été de 0 % pour les concentrations C1 (1,56 mg/ml), C2 (3,12 mg/ml), C3 (6,25 mg/ml) et C4 (12,50 mg/ml). Il a été inférieur à 50 % pour la concentration C5 (25 mg/ml) avec 41,04 %. L'inhibition a été de 100 % pour les concentrations C6 (50 mg/ml) et C7 (100 mg/ml). Concernant l'extrait éthanolique (Figure 5B et Figure 7), il y a eu croissance mycélienne seulement pour la concentration C1 (1,56 mg/ml) et ce taux d'inhibition a été de 85 %. L'inhibition a été de 100 % pour les concentrations supérieures ou égale à 3,12 mg/ml.

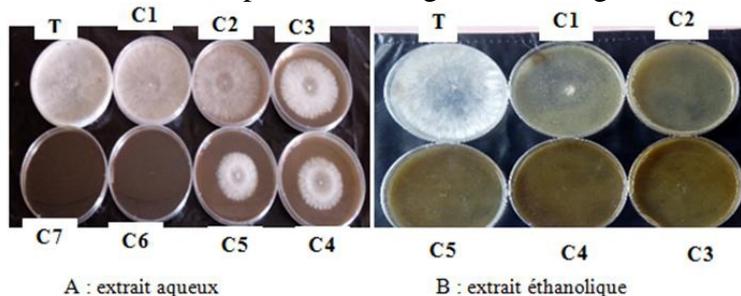


Figure 5 : Croissance *in vitro* du sclérote de *Sclerotium rolfsii* en présence d'extrait aqueux et éthanolique 70 % des feuilles de *Erigeron floribundus* après 7 jours d'incubation
T : 0 mg/ml ; **C1 :** 1,56 mg/ml ; **C2 :** 3,12 mg/ml ; **C3 :** 6,25 mg/ml ; **C4 :** 12,5 mg/ml ;
C5 : 25 mg/ml ; **C6 :** 50 mg/ml ; **C7 :** 100 mg/ml

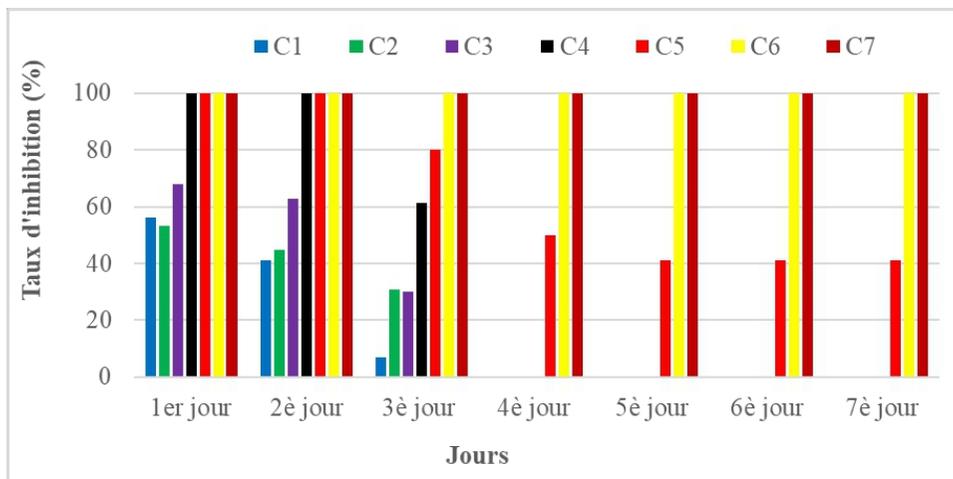


Figure 6 : Taux d'inhibition de la croissance mycélienne de *Sclerotium rolfsii* en fonction du temps et de la concentration d'extrait aqueux
 C1 : 1,56 mg/ml ; C2 : 3,12 mg/ml ; C3 : 6,25 mg/ml ; C4 : 12,5 mg/ml ; C5 : 25 mg/ml ;
 C6 : 50 mg/ml ; C7 : 100 mg/ml

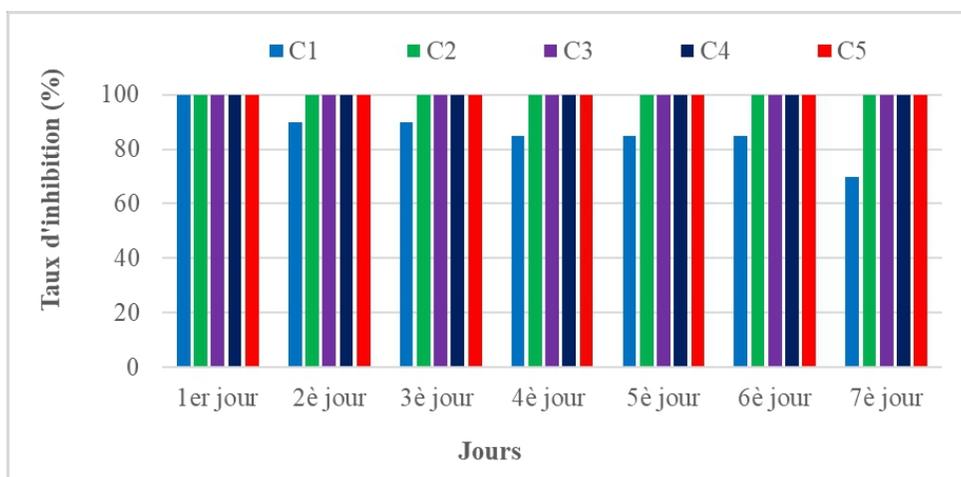


Figure 7 : Taux d'inhibition de la croissance mycélienne des sclérotés de *Sclerotium rolfsii* en fonction du temps et de la concentration d'extrait éthanolique 70 %
 C1 : 1,56 mg/ml ; C2 : 3,12 mg/ml ; C3 : 6,25 mg/ml ; C4 : 12,5 mg/ml ; C5 : 25 mg/ml ;
 C6 : 50 mg/ml ; C7 : 100 mg/ml

Test sur *Colletotrichum musae*

En présence des extraits (aqueux et éthanoliques), *C. musae* a présenté une diminution de la croissance mycélienne en fonction du temps et de la concentration des extraits. Dans les boîtes témoins (milieu non amendé), le mycélium a atteint la périphérie de la boîte de Pétri le 5^{ème} jour d'incubation. Pour l'extrait aqueux (Figure 8A et Figure 9), l'inhibition a été totale à partir de 100 mg/ml. Pour les concentrations inférieures à 100 mg/ml, le taux

d'inhibition de la croissance du mycélium a été faible. Quant à l'extrait éthanolique (Figure 8B et Figure 10), il n'y a pas eu de croissance mycélienne pour les concentrations C6 (50 mg/ml) et C7 (100 mg/ml) jusqu'au 7^{ème} jour d'incubation.

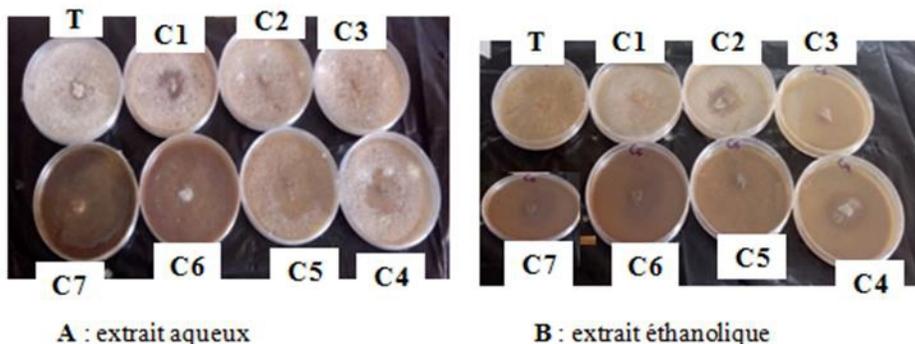


Figure 8 : Croissance *in vitro* du mycélium de *Colletotrichum musae* en présence d'extrait aqueux et éthanolique 70 % des feuilles de *Erigeron floribundus* après 7 jours d'incubation
T : 0 mg/ml ; **C1 :** 1,56 mg/ml ; **C2 :** 3,12 mg/ml ; **C3 :** 6,25 mg/ml ; **C4 :** 12,5 mg/ml ; **C5 :** 25 mg/ml ; **C6 :** 50 mg/ml ; **C7 :** 100 mg/ml

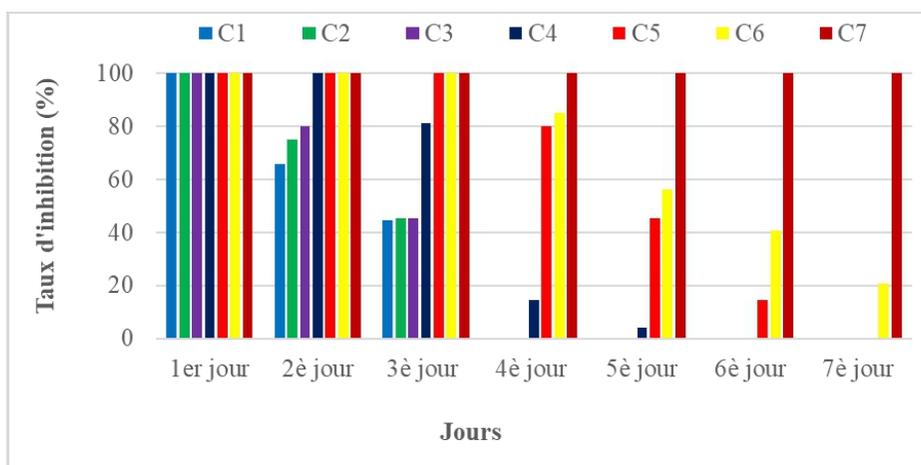


Figure 9 : Taux d'inhibition de la croissance mycélienne de *Colletotrichum musae*, en fonction du temps et de la concentration d'extrait aqueux
C1 : 1,56 mg/ml ; **C2 :** 3,12 mg/ml ; **C3 :** 6,25 mg/ml ; **C4 :** 12,5 mg/ml ; **C5 :** 25 mg/ml ; **C6 :** 50 mg/ml ; **C7 :** 100 mg/ml

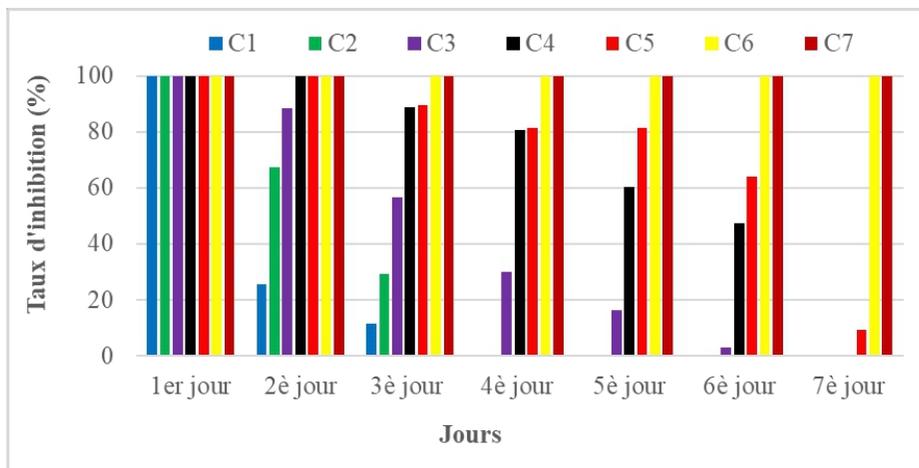


Figure 10 : Taux d’inhibition de la croissance mycélienne de *Colletotrichum musae*, en fonction du temps et de la concentration d’extrait éthanolique 70 %
C1 : 1,56 mg/ml ; **C2 :** 3,12 mg/ml ; **C3 :** 6,25 mg/ml ; **C4 :** 12,5 mg/ml ; **C5 :** 25 mg/ml ; **C6 :** 50 mg/ml ; **C7 :** 100 mg/ml

Concentrations minimales inhibitrices CMI (mg/ml) et fongicides CMF (mg/ml)

L’extrait éthanolique a donné les plus faibles CMI et CMF sur les deux phytopathogènes par rapport à l’extrait aqueux. Cependant, la souche de *S. rolfsii* a été plus sensible aux extraits que la souche de *C. musae*. Tous ces résultats sont consignés dans le tableau IV.

Tableau IV : Concentrations minimales inhibitrices (CMI) et fongicides (CMF) des extraits aqueux et éthanolique 70 % des feuilles de *Erigeron floribundus* sur *Sclerotium rolfsii* et *Colletotrichum musae*

Mycopathogène	Extrait végétal	CMI (mg/ml)	CMF (mg/ml)
<i>Sclerotium rolfsii</i>	Aqueux	Mycélium	25
		Sclérotés	50
	Ethanolique	Mycélium	6,25
		Sclérotés	3,12
<i>Colletotrichum musae</i>	Aqueux	100	300
	Ethanolique	50	200

Discussion

Les données collectées, ont permis de recenser 19 espèces de plantes médicinales réparties en 18 genres et 12 familles utilisées dans le traitement des infections cutanées. Parmi ces 12 familles recensées, les Fabaceae sont les plus représentées.

Au titre des organes végétaux, les feuilles sont les plus utilisées avec un taux de 89,47 %. L’intérêt porté aux feuilles trouve son explication dans le

fait que les feuilles sont le lieu de stockage des métabolites secondaires qui sont responsables des propriétés biologiques de la plante. Les résultats de l'enquête confirment les travaux de certains auteurs. Pour Nacoulma-Ouédraogo (1996), Orsot *et al.* (2015), les feuilles constituent les lieux de stockages de métabolites secondaires ou matériaux de base, protecteurs de l'organisme. Quant à Salhi *et al.* (2010), la fréquence d'utilisation élevée des feuilles pourrait s'expliquer par l'aisance et la rapidité de sa récolte mais aussi le siège de la photosynthèse et parfois du stockage des métabolites secondaires responsables des propriétés biologiques. De même, pour N'guessan *et al.* (2009), les feuilles contiennent plusieurs grands groupes de composés phytochimiques. Et selon Ouattara (2006), le prélèvement de 50 % des feuilles n'entraîne pas la disparition de la plante ce qui n'est pas le cas des racines et de l'écorce.

Cinq modes de préparation sont employées dans le traitement des maladies de la peau dans cette étude : l'infusion (5 %), la pulvérisation (10 %), la torréfaction (20 %), la décoction (30 %) et le pétrissage (35 %). Le pétrissage des organes est le plus sollicité. Le mode d'administration principalement utilisé est la voie cutanée (63,63 %). L'utilisation de ce mode d'administration pourrait s'expliquer par le fait que les dermatoses les plus concernées par cette étude sont superficielles. Ce résultat confirme celui de N'guessan (2008), selon lequel l'application locale des remèdes est le mode d'administration le plus recommandé pour le traitement des affections dermatologiques.

Les tests antifongiques réalisés au cours de cette étude ont révélé que les extraits aqueux et éthanoliques de la plante possèdent une activité antifongique, dont l'intensité varie selon le solvant, la concentration de l'extrait et la souche fongique testée. Ces résultats ont montré que les souches phytopathogènes étudiées, ont été plus sensibles à l'extrait éthanolique. La différence de sensibilité observée s'expliquerait par l'existence de composés différents dans chaque type d'extraits. En effet, les solvants utilisés sont de polarités différentes si bien qu'ils entraînent, au cours des opérations d'extractions des composés différents. Les travaux de Traoré *et al.* (2012), sur l'activité antifongique et antibactérienne des feuilles de *Annona senegalensis* ont également prouvé que l'éthanol était un meilleur solvant par rapport l'eau.

En comparant le rapport de CMI de l'extrait aqueux et éthanolique de *S. rolfisii* (CMI Eau/CMI Eéth = 4) et de celui de *C. musae* (CMI Eau/CMI Eéth = 2), nous pouvons dire que les extraits de *E. floribundus* ont été plus actifs sur la souche de *S. rolfisii* que celle de *C. musae*.

Au vu de ces résultats, le faible taux d'inhibition de la croissance mycélienne de *C. musae* laisse supposer que les concentrations utilisées étaient certainement trop faibles ou le phytopathogène aurait développé un mécanisme de résistance contre les principes actifs de la plante et ce qui

expliquerait l'absence d'une forte activité inhibitrice. Ces résultats corroborent avec ceux de Biyiti *et al.* (2004) et Bagre *et al.* (2006) qui ont montré au cours d'analyse de nombreux travaux, que l'activité antimicrobienne des extraits de plantes nécessitait dans la plus part de cas des fortes concentrations.

Conclusion

La présente étude a permis de recenser 19 espèces de plantes médicinales utilisées dans le traitement des affections cutanées par le peuple du Hambol. A l'issue de l'enquête, *E. floribundus* a été la plus sollicitée. Les tests antifongiques ont révélé que les extraits aqueux et hydro-alcooliques 70 % ont été plus actifs sur la souche de *S. rolfsii* que celle de *C. musae*. Du fait des propriétés biologiques intéressantes de cette plante sur *S. rolfsii in vitro*, des tests *in vivo* seront réalisés en vue de tester l'efficacité de cette plante en milieu réel pour une éventuelle mise en place d'un biofongicide comme alternative aux fongicides de synthèse.

Remerciements

Nous tenons à remercier le Centre National de Floristique (CNF) de l'Université Félix Houphouët-Boigny pour l'identification et la confirmation des noms des espèces végétales, et le Laboratoire de Phytopathologie et de la Production Végétale de l'Institut National Polytechnique Félix Houphouët-Boigny (INP-HB) de Yamoussoukro pour les activités antifongiques.

References:

1. Agrios G. (1988). Plant Pathology. 3^{ème} Edition Academic Press, New-York. 803 p.
2. Ahon M. G., Akapo-Akue J. M., Kra M. A., Ackah J. B., Zirihi G. N., Djaman J. A. (2011). Antifungal activity of the aqueous and hydro-alcoholic extracts of *Terminalia superba* Engl. on the *in vitro* growth of clinical isolates of pathogenic fungi. *Agriculture and Biology Journal of North America*, 2(2): 250 -257.
3. APG III (2009). The Angiosperm Phylogeny Group, « An update of the Angiosperm Phylog-eny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG III ». *Botanical Journal of the Linnean Society*, 161(2): 105-121.
4. Bagre I., Bahi C., Meite S., Djaman A. J. & Guede G. F. (2006). Évaluation et amélioration *in vitro* de l'activité antifongique de *Morinda morindoïdes* (BAKER) Milne-Redh (Rubiaceae) sur *Cryptococcus neoformans*, un Champignon responsable de mycose humaine. *Journal des Sciences Pharmaceutiques et Biologiques*, 7(1) : 37-46.

5. Biljmakers H. (1995). Défense des cultures au Tchad–Niébé : Ravageurs et Maladies. 31 p
6. Biyiti LF., Meko'o DL., Tamze, Amvam, Zollo PH. (2004). Recherche de l'Activité Antibactérienne de Quatre Plantes Médicinales Camerounaises. *Pharmacie Médicale Traditionnelle Africaine*, 13:11-20.
7. Bruneton J. (2009). Pharmacognosie, Phytochimie, Plantes médicinales. Paris, 4^e Edition Lavoisier.
8. Dabiré G.T. (2004). *Etude de l'efficacité d'extrait végétal contre les agents pathogènes fongiques transmis par les semences de mil et de sorgho. Mémoire d'Ingénieur de développement rural*. Université polytechnique de Bobo-Dioulasso, Bobo-Dioulasso, Burkina Faso.
9. De Jaeger C., Voronska E., Fraoucene N., Cherin P. (2012). Exposition chronique aux pesticides, Rôle de notre alimentation. Revue "Médecine et Longévité". Institut de médecine et physiologie de la longévité – IDJ-PARIS, Version du 24 Février 201, www.institutdejager.com.
10. Dinzedi M. R. (2015). Activités antibactériennes des extraits de *Terminalia catappa* et *Thonningia sanguinea* sur *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae* et *Staphylococcus aureus* multiresistantes d'origine humaine. Thèse de Doctorat de l'Université Félix Houphouët- Boigny, Abidjan, Côte d'Ivoire, 133 p.
11. El Guilli M., Achbani E., Fahad K., Jijakli H. (2009). Biopesticides : Alternatives à la lutte chimique? *Symposium international AGDUMED*. Rabbat, Maroc: 266-280.
12. Hibar K., Medja D., Mahjoub M.E. (2007). Effect of some chemical and biological fungicides on mycelial growth and disease severity of *Fusarium oxysporum f sp racidislycopersici*. *Tropicultura*, 25(3): 146-1452.
13. Jazet D.P.M., Tatsadjieu N.L., Tchinda S.E., KuateJ., Amvam Z.P.H., Menut C. (2008). Antiradial potential and antifungal activities of essential oils of the leaves of *Citrus latifolia* against *Phaeoramularia angolensis*. *African Journal of Biotechnology*, 7(22) : 4045-4050.
14. Jeffries P., Dodd J.C., Jeger M.J. & Plumbley R.A.(1990). The biology and control of *Colletotrichum* espèces on tropical fruit crops. *Plant Pathology*, 39 :343-366.
15. Kra K.D., Diallo H.A. et Kouadio J.Y. (2009). Activités de *Chromolaena odorata* (L) King and Robins sur deux isolats de *Fusarium oxysporum* (E.F.Sm.) responsables du jaunissement mortel des feuilles de bananiers. *Journal of Applied Biosciences*, 24 : 1488 - 1496.

16. Lagnika L., Amoussa M., Adjovi Y., Sanni A. (2012). Antifungal, antibacterial and antioxidant properties of *Adansonia digitata* and *Vitex doniana* from Bénin pharmacopeia. *Journal of Pharmacognosy and Phytotherapy*, 4 (4): 44-52.
17. Leroux P., & Credet A. (1978). Document sur l'étude de l'activité des fongicides. INRA. Versaille France, 12 p.
18. Mangambu M., Mushagalusa K., Kadima N. (2014). Contribution à l'étude phytochimique de quelques plantes médicinales antidiabétiques de la ville Bukavu et ses environs (Sud-Kivu, R. D. Congo). *Journal of Applied Biosciences*, 75 : 6211-6220.
19. Monteiro J.F. (2008). *Contrôle biologique de la pourriture cendrée (Macrophomina phaseolina) du niébé par l'enrobage des semences avec Clonostachys rosea : Impact des conditions de conservation des semences traitées sur la performance du bioagent*. Mémoire d'Ingénieur en protection des végétaux, Centre Régional Agrhymet, Niamey, Niger.
20. Moore N.Y., Bentley S., Pegg K.G., Jones R.D. (1995). Maladies des Musa. Fiche technique N°5. La fusariose du bananier, Réseau international pour l'amélioration de la banane et de la banane plantain. Montpellier : Parc Scientifique Agropolis.
21. Nacoulma-Ouédraogo O. G. (1996). Plantes médicinales pratiques médicales traditionnelles au Burkina Faso : cas du plateau central. Thèse de doctorat d'Etat, Faculté des Sciences et Techniques, Université de Ouagadougou, Burkina Faso, tome 1, 320 pages ; tome 2, 285 p.
22. N'Guessan K., Kouadio K., Kouamé N F., Traoré D., & Aké-Assi L (2008). Etude botanique des plantes emménagogues utilisées en médecine traditionnelle par les Abbey et Krobou d'Agboville (Côte d'Ivoire). *Pharmacie Médicale Traditionnelle Africaine*, 21: 43–60.
23. N'Guessan K., Tra Bi F. H. & Koné M.W. (2009). Etude ethnopharmacologique des plantes antipaludiques utilisées en médecine traditionnelle chez les Abbey et Krobou d'Agboville (Côte d'Ivoire). *Ethnopharmacologia*, 44 : 42-50.
24. Orsot B.A.M.B., Soro S., Konkon N.G., Kone D., Zirihi G.N. (2015). Étude ethnobotanique et évaluation in vitro de l'activité antifongique des extraits de l'écorce de *Zanthoxylum gillettii* sur deux souches phytopathogènes de *Sclerotium rolfsii*. *Journal of Applied Biosciences*, 98 : 9309–9322.
25. Ouattara D. (2006). Contribution à l'inventaire des plantes médicinales significatives utilisées dans la région de Divo (sud forestier de la Côte d'Ivoire et à la diagnose du poivrier de Guinée : *Xylopiia Aethiopica*

- (Dunal) A. Rich. (Annonaceae). Thèse de Doctorat de l'Université de Cocody Abidjan (Côte d'Ivoire), UFR Biosciences, 184 p.
26. Salhi S., Fadli M., Zidane L., Douira A. (2010). Études floristique et ethnobotanique des plantes médicinales de la ville de Kénitra. (Maroc). *Lazaroa*, 31 : 133-146.
 27. Sippell D., Davidson J. & Sadasivaiah R. (1985). *Rhizoctonia* root rot of raspberry in the peace region of Alberta. *Canadian Journal of Plant Pathology*, 7: 184-186.
 28. Soro S., Abo K., Koné D., Coffi K., Kouadio J.Y. et Aké S. (2011). Comparaison de l'efficacité antifongique de l'huile essentielle d'*Ocimum gratissimum* L. et du fongicide de synthèse mancozebe contre le mycopathogène tellurique, *Fusarium oxysporum* f. sp en culture de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.): *Agronomie Africaine* 23(1): 43 – 52.
 29. Soro D., Koné M.W., Koné D., & Kamanzi. K. (2012). Evaluation de l'activité antifongique par bioautographie de quelques plantes médicinales de côte d'ivoire contre deux formes spéciales de *Fusarium oxysporum*. *Agronomie Africaine* 24(1) : 19 - 28.
 30. Tra Bi F.H., Koné M.W., Kouamé N. F. (2008). Antifungal activity of *Erigeron floribundus* (Asreraceae) from Côte d'Ivoire, West Africa. *Tropical Journal of Pharmaceutical Research*, 7(2): 975-979.
 31. Traoré Y., Ouattara K., Yéo D., Doumbia I. A. C. (2012). Recherche des activités antifongique et antibactérienne des feuilles d'*Annona senegalensis* Pers. (Annonaceae). *Journal of Applied Biosciences*, 58: 4234 – 4242.
 32. Zirihi G.N., Kra A. K. M., & Guédé-Guina F. (2003). Evaluation de l'activité antifongique de *Microglossa pyrifolia* (Larmarck.) O. kuntze (Asteraceae) « pymi » sur la croissance *in vitro* de *Candida albicans*. *Revue médicale et Pharmacopée Africaine*, 17: 11-18.