

UNIVERSITÉ CHEIKH ANTA DIOP DE DAKAR
FACULTE DES SCIENCES ET TECHNIQUES
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE VEGETALE



**Diversité des champignons mycorhiziens associés à des espèces
ligneuses sauvages en milieu aride de Mauritanie et effet de
l'inoculation sur *Z. lotus*(L) et *A. tortilis* subsp *raddiana***

Mémoire présenté pour l'obtention du

DIPLOME DE MASTER EN AGROFORESTERIE, ECOLOGIE ET ADAPTATION

Par

Mr Oumar Abdoulaye BA

Soutenu publiquement le 12/06/2018 devant le jury composé :

Président : M Daouda N'gom

Membres : M Sékou Diatta

M Aboubacry kane

M Ahmedou Soulé

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail à :

Mes chers parents

A ma famille

A mes amis (ies)

Et à tous ceux qui comptent pour moi

Titre : Diversité des champignons mycorhiziens associés à des espèces ligneuses sauvages en milieu aride de Mauritanie et effet de l'inoculation sur *Z. lotus* et *A. tortilis* subsp *raddiana*

Candidat : Nom : Ba

Prénoms : Oumar Abdoulaye

Nature du mémoire : MASTER EN AGROFORESTERIE, ECOLOGIE ET ADAPTATION

Composition du Jury : M Daouda N'gom

M Sékouna Diatta

M Aboubackry kane

M Ahmedou Soulé

Soutenu le 11/06/2018

Résumé

Dans les écosystèmes tropicaux, les espèces ligneuses sauvages jouent des rôles écologique, alimentaire et économique très importants pour les populations rurales. Cependant, face au déficit pluviométrique et aux pressions anthropiques, on assiste de plus en plus à la dégradation de ces écosystèmes naturels. Il urge donc de les restaurer en les reboisant avec des espèces ligneuses autochtones. C'est dans ce cadre que s'inscrit notre travail qui a pour objectif général d'identifier des couples champignons/espèces végétales les plus efficaces pour la croissance et la survie de deux espèces ligneuses (*A. tortilis* subsp *raddiana* et *Z. lotus*), candidates potentielles au reboisement. Pour ce faire, les effets de l'inoculation avec *G. aggregatum*, *G. mosseae*, *G. fasciculatum*, et *G. tinuatum* et des souches bactériennes sur les paramètres de mycorhization, la hauteur, le diamètre au collet, les biomasses racinaire et aérienne ont été étudiés en serre. Aussi, la diversité des CMA dans des zones arides et semi-arides de la Mauritanie a été étudiée en se basant sur les caractéristiques morphologiques telles que la taille, la couleur, la forme, le caractère solitaire ou groupé des spores et d'autres attributs.

Les résultats obtenus en serre ont montré que l'inoculation améliore significativement la croissance en hauteur des plants des deux espèces (*A. tortilis* subsp *raddiana* et *Z. lotus*). Par contre, les travaux ont révélé que l'apport d'inoculum fongique n'a pas d'effet significatif sur la biomasse aérienne sèche d'*Acacia tortilis* subsp *raddiana*. De même, l'étude a montré que les différentes espèces fongiques et bactériennes n'avaient pas le même niveau d'efficacité sur le développement des plants.

Aussi, les résultats ont montré que la densité de spores ainsi que la diversité varient en fonction des sites et de l'espèce végétale. Il ressort de l'étude que la diversité des CMA des sols rhizosphériques des espèces végétales étudiées est composée de 4 familles (*Gigasporaceae*, *Glomeraceae*, *Acaulosporaceae* et *Archeosporaceae*), 6 genres (*Scutellospora*, *Gigaspora*, *Rhizophagus*, *Glomus*, *Acaulospora* et *Archeospora*) et 26 morphotypes dont 18 pour le site de Bénichab, 7 pour le site de Chami et un morphotype commun aux deux sites. On note aussi la

prédominance du genre *Glomus* dans les deux sites et dans la rhizosphère de chaque espèce végétale.

Mots clés: Diversité champignons mycorhiziens, *Z. lotus* (L), *A. tortilis subsp raddiana*, *A. ehrenbergiana*, *B. aegyptiaca* et *M. crassifolia*, milieu aride

REMERCIEMENTS

Gloire à « ALLAH » le tout puissant et le miséricordieux, qui m'a donné la force et la patience d'accomplir ce modeste travail.

Mes remerciements les plus sincères vont à mon encadreur **le Professeur Aboubacry Kane** pour m'avoir suivi et encouragé tout au long de ce travail, je le remercie pour sa disponibilité, son aide précieuse, son écoute, ses conseils avisés et pour la confiance qu'il m'a accordée.

Je remercie aussi les responsables du laboratoire de biotechnologie végétale pour m'avoir permis de réaliser une partie de ce travail dans leur laboratoire.

Je tiens à remercier **Dr Ahmedou soulé**, Professeur à l'Ecole Normale Supérieure, promoteur de ce travail, pour son aide et ses conseils.

J'exprime ma profonde gratitude à l'endroit **Dr Ibou Diop** Chercheur PostDoc au LCM pour ses encouragements, ses conseils, sa disponibilité et sa contribution dans la réalisation de ce travail et l'élaboration de ce mémoire.

Je tiens à remercier également **Dr Saliou Fall**, chercheur à l'Institut Sénégalais de Recherches Agronomiques (ISRA), Directeur du LCM.

Je tiens à remercier les chercheurs et tout le personnel du Laboratoire Commun de Microbiologie (LCM) pour leur accueil, leur soutien et leurs sympathies.

LISTE DES ABREVIATIONS ET ACRONYMES

ANOVA : Analysis of Variance.

Aff : Affinité

CMA : Champignons Mycorhiziens Arbusculaires

FAO : Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture

IRD : Institut de Recherche pour le Développement.

LCM ; Laboratoire commun de microbiologie

UCAD : Université Cheikh Anta DIOP de Dakar

ISRA : Institut Sénégalaise de recherche agronomique

ml : Millilitre

g : Gramme

N : Azote

P : Phosphore

Rh : Rhizobium

Ga : Glomus aggregatum

Gm : Glomus mosseae

Gf : Glomus fasciculatum

Ge : Glomus etinucatum

TNS : Témoin non stérile

TS : Témoin stérile

KOH : la potasse

F % : Fréquence de la colonisation mycorhizienne

M % : Intensité de la colonisation du cortex racinaire

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1: Caractéristiques physico-chimiques du sol de Sangalkam (Diop et al., 2003). 错误!未定义书签。

Tableau 2: Diversité morphologique et classification des champignons MA dans les deux sites 41

Tableau 3: Diversité des champignons MA en fonction des espèces végétales45

LISTE DES FIGURES

Figure 1: Aire de répartition d'*Acacia tortilis* spp. *raddiana* (A : en Afrique et Asie ; En Afrique septentrionale et C : en Tunisie) (Grouzis & le Floch 2003).....6

Figure 2 : Principaux types de mycorhizes représentés sur une coupe transversale de racine d'après Le Tacon, 1985.....13

Figure 3: Structures caractéristiques des champignons mycorhiziens arbusculaires. Arbuscules intercellulaires, vésicules intraradiculaires, Hyphes intraradiculaires, hyphes extraradiculaires (Source : site 3) 错误!未定义书签。

Figure 4 : Classification phylogénétique des champignons MA (Schüßler *et al.*, 2001)17

Figure 5: Classification des champignons mycorhiziens arbusculaires selon Redecker *et al.* (2013).....18

Figure 6: Stades de développement de la mycorhize arbusculaire (Genre et Bonfante, 2007) modifié par Parniske (2008).....20

Figure 7: La Carte de la Mauritanie (Source :Google earth)23

Figure 8: Le dispositif expérimental en randomisation totale.....26

Figure 9: Notation de l'infection mycorhizienne (classes 0 à 5) (Trouvelot *et al.*, 1986).....28

Figure 10: Effet de l'inoculation sur les intensités (a) et les fréquences (b) de mycorhization de *Z. lotus* (L)..... 错误!未定义书签。

Figure 11: Effet de l'inoculation sur la croissance en hauteur de *Z. lotus* (L) après 4 semaines de culture (a), 8 semaines (b) et 12 semaines (c).....32

Figure:12 Effet de l'inoculation sur la croissance du Diamètre aux collets de *Z. lotus* (L) après 4 semaines de culture (a), 8 semaines de culture (b) et 12 semaines de culture (c)33

Figure 13: Effet de l'inoculation sur les biomasses aérienne (a) et racinaire (b) de *Z. lotus* (L)34

Figure 14: Effet de l'inoculation sur les intensités (12 a) et les fréquences (12b) de mycorhization d'*Acacia tortilis* subsp *raddiana* 错误!未定义书签。

Figure 15: Effet de l'inoculation sur la croissance en hauteur d'*Acacia tortilis* subsp *raddiana* après 4 semaine de culture (a), 8 semaines de culture (b) et 12 semaines de culture (c).....37

Figure 16: Effet de l'inoculation sur la croissance du diamètre aux collets d'*Acacia tortilis* subsp *raddiana* après 4 semaines de culture (a), 8 semaines (b) et 12semaines (c).39

Figure 17: Effet de l'inoculation sur les biomasses aérienne (a) et racinaire (b) d'*Acacia tortilis* subsp *raddiana*.....39

Figure18 : Densités des spores dans les sols rhizosphériques de ligneux sauvages de Benichab..... 40

Figure 19: Densités des spores dans les sols rhizosphériques de ligneux sauvages de Chami.....41

LISTE DES PLANCHES

Planche I : Famille des Glomeraceae.....44

Planche II : Famille des Gigasporaceae et Archaeosporaceae44

Planche III : Famille des Acaulosporaceae44

LISTE DES PHOTOS

Photo 1 : Plante de *Ziziphus lotus* (L.).....3

Photo 2: Plante d'*Acacia ehrenbergiana*.....9

SOMMAIRE

INTRODUCTION.....	1
CHAPITRE I : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE.....	3
1. Pr ésentations des esp èces	3
1.1- <i>Ziziphus lotus</i> (L.) Lam.....	3
1.1.1-Description botanique et syst ématique.....	3
1.2.2-Distribution g éographique et écologie	3
1.2.4-Int é r ê t ethnobotanique.....	4
1.2- <i>Acacia tortilis</i> subsp <i>raddiana</i>	4
1.2.1-Description botanique et syst ématique.....	4
1.2.2-Distribution g éographique et écologie	5
1.2. 3-Int é r ê t ethnobotanique.....	7
1.3- <i>Balanites aegyptiaca</i>	7
1.3.1-Description botanique et syst ématique.....	7
1.3.2-Distribution g éographique et écologie	8
1.3.3-Int é r ê t ethnobotanique.....	8
1.4- <i>Acacia ehrenbergiana</i> Hayne	9
1. 4.1-Description botanique et syst ématique.....	9
1.4.2-Distribution g éographique et écologie	9
1.4. 3-Int é r ê t ethnobotanique.....	10
1.5- <i>Maerua crassifolia</i>	10
1.5.1-Description botanique et syst ématique.....	10
1.5.2-Distribution g éographique et écologie	11
1.5. 3-Int é r ê t ethnobotanique.....	11
2-G é néralit é sur les mycorhizes	12
2.1- Symbiose mycorhiziennes.....	12
2.2 Les diff érents types de mycorhizes	12
2.2.1 Les ectomycorhizes	错误!未定义书签。
2.2.2 Les ectendomycorhizes.....	14
2.2.3 Les endomycorhizes	14
2.2.3.1 Les mycorhizes à arbuscule.....	14
2.2.3.1.1 Structure des champignons mycorhiziens à arbuscule	15

Spore	15
Arbuscule	15
Vésicule	15
Hyphe extraradiculaire	15
2.2.3.1.2 Cycle de vie des champignons mycorhiziens à arbuscules	16
2.2.3.1.3 Classification des champignons mycorhiziens à arbuscules	16
2.3-Biologie des champignons mycorhiziens arbusculaires.....	18
2.3.1-Germination de la spore	错误!未定义书签。
2.3.2- Etablissement de la symbiose mycorhizienne à arbuscules	19
2.4 Physiologie des mycorhizes	20
2.4.1 Absorption de l'eau et des éléments nutritifs	20
2.4.2 Activités hormonales.....	21
2.4.3 Agrégation des sols	21
2.4.4 Protection contre les organismes pathogènes	21
CHAPITRE II-MATERIELS ET METHODES.....	23
II.1-Le site d'études et échantillonnages du sol	23
-	24
II.2-Matériau végétal.....	24
II.3-Matériau fongique	24
II.4-Matériau bactérien.....	24
II.5-Méthodes	25
II.5.1-L'effet de l'inoculation sur la croissance en serre.....	24
II.5.1.1-Le dispositif expérimental.....	25
II.5.1.2- Substrat de culture.....	25
II.5.1.3-Prétraitements des graines	错误!未定义书签。
e.....	25
II.5.1.4-Semis des graines	27
II.5.1.5-Inoculation.....	27
II.5.2-Conduite de la culture en serre	27
II.5.3- Paramètres mesurés	27
II.5.3.1- Hauteurs et diamètres aux collets.....	27
II. 4- Paramètre de mycorization.....	28
II.5.4.1-Echantillonnage et Coloration des racines	28
II.5.4.2-Montage entre lame et lamelle et la lecture au microscope.....	28
II.5.4.3-Estimation du taux de Mycorization (Fréquence et Intensité).....	28
II.5.5-Biomasse aérienne et racinaire	29
II.6-Etudes de la densité et diversité des champignons MA dans les sols des deux sites	29

II.6.1-Extraction des spores.....	29
II.6.2-D énombrement des spores.....	29
II.6.2-Etudes de la diversit é morphologique de spores associ és aux esp èces étudi és dans les sols des deux sites	30
II.6.3- Caract érisations morphologiques et identification des spores des champignons MA.....	30
II.7-Analyse statistique.....	30
CHAPITRE III: RESULTATS	31
III. Réponses <i>Ziziphus lotus</i> (L) et <i>Acacia tortilis</i> subs <i>raddiana</i> à l' inoculation mycorhizienne.....	31
III.1-Effet de l' inoculation mycorhizienne sur la croissance de <i>Z. lotus</i> (L).....	32
III.1.1-Croissance en hauteur de <i>Z lotus</i> (L).....	32
III.1.2-Croissance du diam ètre aux collets	33
III.2- Effet de l' inoculation sur les paramètres de mycorhization et les biomasses de <i>Z lotus</i> (L) 错误!未定义书签。	
III.2.1-Intensit é et fr équence de mycorhization	错误!未定义书签。
III.2.2-Les biomasses a érienne et racinaire	34
III.3-Effet de l' inoculation mycorhizienne et bactérienne sur les paramètres de croissance d' <i>Acacia tortilis</i> subsp <i>raddiana</i>	错误!未定义书签。
III.3.1-Croissance en hauteur d' <i>Acacia tortilis</i> subsp <i>raddiana</i>	36
III.3.2-Croissance du diam ètre aux collets d' <i>Acacia tortilis</i> subsp <i>raddiana</i>	37
III.4- Effet de l' inoculation sur les paramètres de mycorhization et les biomasses <i>Acacia tortilis</i> subsp <i>raddiana</i>	错误!未定义书签。
III.4.1-Intensit é et fr équence de mycorhization	错误!未定义书签。
III.4.2-Les biomasses a érienne et racinaire	39
IV-Densit é totale de spores de Champignons MA.....	40
IV.1-Densit é totale de spores de Champignons MA dans le site Benichab	40
IV..2-Densit é totale de spores de Champignons MA dans site Chami.....	40
V. Diversit é des champignons mycorhiziens arbusculaires associ és <i>Z lotus</i> (L), <i>A tortilis</i> subsp <i>raddiana</i> , <i>A ehrenbergiana</i> , <i>B aegyptiaca</i> et <i>M crassifolia</i>	41
V.1.-Diversit é des Champignons MA en fonction des sites.....	41
V..2-Diversit é des champignons MA en fonction des esp èces v ég étales.....	44
CHAPITRE IV : DISCUSSION.....	47
IV.1- Effet de l' inoculation sur la croissance de <i>Z. lotus</i> (Lam) et <i>A. tortilis</i> subsp <i>raddiana</i>	47
IV.2- Densit é totale de spores de Champignons MA	49
IV.3- Diversit é des champignons mycorhiziens associ és au <i>Z lotus</i> (L), <i>A tortilis</i> subsp <i>raddiana</i> , <i>A ehrenbergiana</i> , <i>B aegyptiaca</i> et <i>M crassifolia</i>	49
V. CONCLUSION ET PERSPECTIVES	51
VI. REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	52

INTRODUCTION

Durant ces dernières décennies, la sécheresse et la salinité ont causé de sérieux problèmes dans les régions arides et semi-arides, rendant les écosystèmes naturels et cultivés plus vulnérables. Hormis ces deux facteurs abiotiques, ces écosystèmes naturels sont soumis constamment à des dégradations multiples sous l'action conjuguée des facteurs anthropiques et climatiques. Cette dégradation est une diminution alarmante du couvert végétal (Nouaim in Ammari, 2011). Le domaine saharien de la Mauritanie est la zone qui regroupe la zone aride et la façade maritime tandis que le domaine désertique correspond à la zone aride située au nord des isohyètes 200 mm. La zone aride couvre à peu près les 2/3 du pays. Face à cette dégradation alarmante du couvert végétal des écosystèmes arides où l'agriculture reste très peu développée en dehors de la phéniculture (palmier dattier dans les zones oasiennes), il est temps d'agir en menant plusieurs actions parmi lesquelles les opérations de reboisement. Pour ce faire, le choix d'espèces autochtones, adaptées à la contrainte du milieu saharien doit être rigoureusement effectué.

Il est également connu que les plantes disposent de plusieurs stratégies d'adaptation aux stress abiotiques dont l'aptitude à s'associer symbiotiquement avec des champignons mycorhiziens à arbuscules universellement répandus et à très large spectre d'hôtes (Strullu *et al.*, 1999). Il est aujourd'hui parfaitement établi que ces microorganismes interviennent significativement dans tous les stades de développement des espèces forestières (Smith et Read, 1997). Cet effet "mycorhizien" sur la croissance d'une espèce forestière peut être obtenue soit par l'introduction d'un symbiote fongique préalablement sélectionné pour sa capacité à stimuler la croissance de la plante-hôte dans des conditions environnementales données (Duponnois *et al.*, 2005) soit naturellement par les champignons mycorhiziens arbusculaires natifs du sol.

La symbiose entre une plante et un champignon mycorhizien joue un rôle important en améliorant la nutrition hydro-minérale de la plante et en augmentant par conséquent leur rendement en biomasse. Ainsi donc, la mycorhization s'avère une alternative prometteuse pour lutter contre les effets conjugués de la sécheresse et de la salinité en assurant une bonne production végétale. Une nouvelle souche de champignons MA introduite dans un milieu donné entre en compétition avec les champignons indigènes du sol. C'est pourquoi, il est important d'étudier la diversité des champignons mycorhiziens associés *Z lotus (L)*, *A tortilis subsp raddiana*, *A ehrenbergiana*, *B aegyptiaca* et *M crassifolia* et de les identifier afin de comprendre la diversité fongique du sol en milieu aride et de déterminer des souches capables d'améliorer la tolérance des plantes aux contraintes des régions arides.

Ce travail a pour objectif général d'améliorer la croissance d'espèces végétales forestières par l'utilisation des champignons mycorhiziens arbusculaires. Plus spécifiquement, il s'agira de:

- caractériser les champignons mycorhiziens arbusculaires associés à la rhizosphère des espèces ligneuses étudiées représentatives de la zone d'étude (*Z lotus (L)*, *A tortilis subsp raddiana*, *A ehrenbergiana*, *B aegyptiaca* et *M crassifolia*) ;
- tester l'efficacité de souches fongiques et bactériennes sur le développement et la croissance de *Ziziphus lotus (L)* et *Acacia tortilis subsp raddiana*.

Ce document comporte quatre parties: une synthèse bibliographique, le matériel et les méthodes utilisés, les résultats discutés et une conclusion et des perspectives.

CHAPITRE I : SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE

1. Présentations des espèces

1.1- *Ziziphus lotus* (L.) Lam

1.1.1-Description botanique et systématique

Ziziphus lotus (L.) Lam est un arbuste épineux très ramifié pouvant atteindre 2 à 4 m de haut (Fig1). Les tiges à longs rameaux flexueux en zigzag sont de couleur blanc grisâtre. Les feuilles ovales et lancéolées sont de couleur vert clair. Elles sont simples et presque glabres et ne portent que quelques poils sur les nervures de la face inférieure. Les stipules sont épineuses et inégales ; l'une droite et l'autre recourbée vers le bas. Les fleurs sont petites, vert jaunâtre, en grappe axillaire. L'arbre fleurit d'avril à mai. Le fruit est sphérique et a la grosseur d'un pois (Ozenda, 1991).



Photo 1: Plante de *Ziziphus lotus* (L.) Lam.

Selon Ozenda (1991), la position systématique du *Ziziphus lotus* est la suivante :

Règne	: Plantae
Embranchement	: Spermatophytes
Sous embranchement	: Angiospermes
Classe	: Dicotylédones
Ordre	: Rhamnales
Famille	: Rhamnaceae
Genre	: <i>Ziziphus</i>
Espèce	: <i>Ziziphus lotus</i> (L.).

1.2.2-Distribution géographique et écologie

Ziziphus lotus (L.) Lam se rencontre en Europe méridionale et dans les steppes semi-désertiques d'Afrique du Nord méditerranéenne, en Arabie, au Sahara septentrional, au Sahara central et en Asie-mineure. On le rencontre dans les zones rocailleuses au niveau des falaises, aux pieds des

collines et dans les lits oueds à fond rocailleux (Maire, 1933 ; Chopra et *al.*, 1960 ; Ozenda, 1991).

1.2.4-Intérêt ethnobotanique

En médecine traditionnelle, les feuilles, les fruits et les racines sont utilisés en décoction, comme pectorale, émolliente, sédatif et diurétique. Les feuilles et les fruits broyés, mélangés avec de l'eau ou du lait tiède sont appliqués comme emplâtre sur les furoncles. La racine est utilisée pour les affections pulmonaires, et dans le cas d'ictères (Chehema, 2006). En pharmacopée traditionnelle tunisienne, *Z. lotus* est employé pour les traitements de la bronchite pulmonaire, du diabète, comme anti-inflammatoire et analgésiques (Renault et *al.*, 1997; Borgi et *al.*, 2008). Les recherches scientifiques menées sur *Z. lotus* rapportent que cette espèce présente des propriétés antiulcérogènes (Borgi et *al.*, 2007), antimicrobiennes (Le Crouéoura et *al.*, 2002), anti-inflammatoires et anti-analgésiques (Borgi et *al.*, 2008). Les fruits à pulpe sucrée appelé "Nbag" (en arabe) sont très appréciés par les populations locales et font même l'objet d'un commerce dans la zone. *Ziziphus lotus* (L) Lam est très brouté par le dromadaire et est considéré comme l'une des espèces les plus importantes des parcours sahariens (Maire, 1933; Ozanda, 1991 ; Chehema, 2006). Paradoxalement à son importance, peu de travaux ont été consacrés à la chimie de l'espèce. Cependant, Kazguti et Kim (1940) ont mis en évidence la présence de l'acide béulinique qui appartient au groupe des triterpènes dans les graines de *Ziziphus lotus* (L). Par ailleurs, des études de chimie portant sur les feuilles, les racines et les fruits des espèces du genre *Ziziphus* ont permis de noter la présence de flavonoïdes, de saponines de lipopolysaccharides, d'alcaloïdes et des hydroquinones dans les différents organes de la plante (Renault et *al.*, 1997 ; Le Crouéour et *al.*, 2002 ; Borgi et *al.*, 2008 ; Ghaly et *al.*, 2008).

1.2- *Acacia tortilis* subsp *raddiana* (Savi) Brenan.

1.2.1-Description botanique et systématique

Acacia tortilis subsp *Raddiana* est un arbre qui peut atteindre une hauteur de 18 m, à cime large et plate et à tronc pouvant atteindre un mètre de diamètre (FAO, 1983). Les feuilles alternes sont de type composé bipenné. Elles sont formées d'un rachis, qui porte 5 à 15 paires de folioles. À la base du péiole de longueur de 10 à 15 mm, deux stipule épineuses blanchâtres connées (opposées) se présentent, glabres et divariquées (écartées) longues de 2 à 4 cm (Maire 1987). L'inflorescence est un glomérule coloré d'un blanc crème, de 4 à 10 mm de diamètre. L'inflorescence sont disposées au sommet d'un pédoncule long de 15 à 30 mm. Ces pédoncules peuvent être groupés par 2 ou 3, à l'aisselle des feuilles. Les fleurs sont pentamères, sessiles et peu odorantes. Le fruit est une gousse comprimée d'un polymorphisme spectaculaire avec au moins six classes (El Ayadi et *al.*, 2012) de 10 à 15 cm de long et 5 mm de large, verte au stade juvénile et brun à brun clair à maturité. Elle contient jusqu'à 12 graines ovales, brunes, lisses et

plus ou moins luisantes. Le système racinaire est de type pivotant et bien développé ce qui permet à l'arbre d'atteindre des couches de sol profondes (Maire 1987 ; Fennane *et al.*, 2007).

Position systématique

C'est à Vassal (in Noumi, 2010) que l'on doit la plus récente révision nomenclatrice le dénommant comme une sous-espèce: *Acacia tortilis* subsp. *raddiana* (Savi) Brenan.

Par conséquent, sa classification est la suivante :

Règne : Plantae

Embranchement : Spermatophytes

Sous-embranchement : Angiospermes

Classe : Dicotylédones

Ordre : Rosales

Famille : Fabaceae

Genre : *Acacia*

Espèce : *A. tortilis* (Forsk.) Hayne

Subsp : *raddiana* (Savi) Brenan

1.2.2-Distribution géographique et écologie

Le genre *Acacia* comporte 1200 espèces environ, réparties dans toutes les régions tropicales et subtropicales du globe (Allen et Allen 1981 ; Dommergues *et al.* 1999).

L'Afrique est assez riche en *Acacia tortilis* subsp *raddiana* (Figure 2), surtout dans les régions équatoriales, tropicales et subtropicales (Vassal, 1972 ; Gates et Brown 1988). Toutefois, il faut signaler qu'*Acacia tortilis* est un arbre autochtone des régions arides et semi-arides. Ceci justifie sa localisation en Australie, en Amérique du Sud, en Asie et en Afrique (Gates et Brown 1988).

En Afrique, l'espèce se rencontre selon Floch (1983) dans trois aires régionales distinctes :

- Nord du Sahara : Maroc, Algérie, Tunisie, Libye et Egypte,
- - Sud du Sahara : Toute la zone Sahelo-Soudanaise, notamment la Mauritanie, le Sénégal, le Mali, le Niger, le Burkina, le Tchad, le Soudan, En zone tropicale humide (Nigeria, Cameroun), elle s'étend jusqu'à la République Centrafricaine.

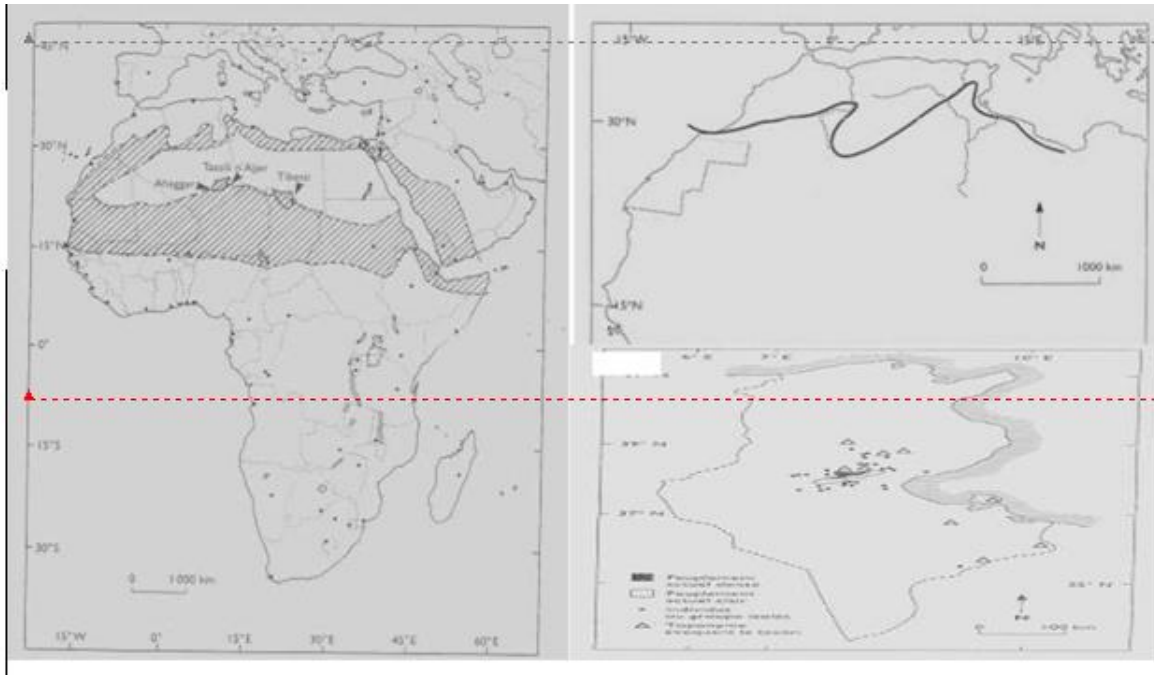


Figure 1: Aire de répartition d'*Acacia tortilis* spp. *raddiana* (A : en Afrique et Asie ; B : En Afrique septentrionale et C : en Tunisie) (Grouzis & le Floch 2003)

1.2. 3-Intérêt ethnobotanique

Étant donné qu'*Acacia tortilis* se développe dans des régions sahariennes caractérisées par un couvert végétal limité, il est devenu la source de plusieurs usages, d'autant plus que toutes les parties du végétal sont utilisables. Les feuilles, les gousses, les jeunes rameaux et même les épines sont très appréciés particulièrement par les chèvres et les dromadaires. L'arbre sert de fourrage ligneux là où les herbacées ne se développent que périodiquement ou sont absentes (Grouzis *et al.*, 2003). Il assure également l'ombre aux nomades et un excellent bois de feu et de charbon, grâce à son important pouvoir calorifique. *Acacia tortilis subsp raddiana* participe à l'amélioration de la qualité des sols par sa capacité à fixer l'azote atmosphérique (Dommergues 1995 ; Labidi *et al.*, 2007 ; Abdallah *et al.*, 2008 ; Abdallah *et al.*, 2012). L'arbre nodule et fixe l'azote atmosphérique grâce à une association symbiotique avec une bactérie du genre *Rhizobium* (Zerhari *et al.*, 2000 ; Shetta *et al.*, 2011 ; Fterich *et al.*, 2012).

1.3-Balanites aegyptiaca (L.) Del.

1.3.1-Description botanique et systématique

Balanites aegyptiaca est un arbre ou arbuste à cime sphérique aplatie ou irrégulière, atteignant 8 à 9 m de haut (Normand, 1955 ; Arbonier, 2002). Le port est remarquable avec des branches retombantes souples, armées de longues épines droites, alternes ou disposées plus ou moins en spirale, insérées au dessus de l'aisselle des feuilles. Son écorce grise et lisse au stade jeune devient fissurée et crevassée chez les sujets âgés (Parkan, 1993 ; Arbonier, 2002). Les feuilles, courtement pétiolées, sont composées, bifoliolées, atteignant 1 à 7 cm de long, insérées sous la base des épines (Arbonier, 2002). Les folioles sont elliptiques, obovales rhomboïdes, à sommet pointu, obtu ou émarginé. Les inflorescences sont des petits racèmes et sont disposées à l'aisselle des feuilles, composées de fascicules, jusqu'à 3 cm de large. La fleur jaune verdâtre composée de 5 pétales et 5 sépales est sur un pédicelle de 1 cm de long environ. Les fruits en forme d'olive, de 2 à 3 cm de longueur sont des drupes, d'abord verts puis jaunes à maturité. La pulpe du fruit comestible entoure un noyau dur, ovoïde et pointu.

Position systématique

Règne : Plantae

Embranchement : Spermaphytes

Sous-embranchement : Angiospermes

Classe: *Magnolopsida* (Dicotylédones)

Ordre: *Sapindales*

Famille: *Zygophyllaceae*

Genre: *Balanites*

Espèce: *Balanites aegyptiaca* (L.) Del.

1.3.2-Distribution géographique et écologie

Balanites aegyptiaca est une espèce des zones sahéniennes et soudano-sahéniennes. Elle est peu exigeante quant au sol. Elle est présente au Sahel sur les sols sableux, pierreux, argileux ou argilo-limoneux (Parkan, 1993).

On la rencontre en Afrique tropicale sèche, du Sénégal au Soudan, en Afrique orientale, de l'Égypte à la Zambie, en Arabie et en Inde (Normand et Paqué 1976 ; Arbonier, 2002).

Balanites aegyptiaca fleurit durant presque toute la saison sèche (Arbonier, 2002) pour donner des fruits en maturité à la fin de la saison pluvieuse. Les feuilles restent sur l'arbre pratiquement toute l'année.

1.3.3-Intérêt ethnobotanique

Le «dattier du désert» a deux usages : alimentaire et médicinal. Au plan alimentaire le fruit et les feuilles entrent dans l'alimentation des populations locales. Le fruit, appelé *iboraghan* ou *aboghar* au Mali, est généralement consommé frais par succion, une fois débarrassé de son épicarpe. Son goût est sucré avec une pointe d'amertume. Cette consommation est proche de celle d'une datte ou d'une friandise. Au Mali, on fait également macérer le fruit pour produire une boisson, l'*asaborad* et l'amande contenue dans le noyau, appelé *tandilba*, est consommée après une longue cuisson. De l'huile alimentaire est également extraite des amandes. Les feuilles sont quant à elles séchées et réduites en poudre utilisable dans différentes sauces.

Au plan médicinal, le liquide obtenu en pressant le fruit est utilisé traditionnellement pour stimuler la production de lait des mères allaitant ou pour soigner des problèmes cutanés, et les noix sont utilisées pour traiter des troubles digestifs.

1.4-Acacia ehrenbergiana Hayne

1.4.1-Description botanique et systématique

Acacia ehrenbergiana Hayne est un arbuste épineux très ramifié de 4 à 5 m de hauteur présentant un port en ombelle. L'écorce lisse, brune ou noirâtre se détache superficiellement en petites pellicules brunes qui s'enroulent. Les épines axillaires, droites, blanches sont disposées par paires. Les feuilles sont alternes et bipennées. Les fleurs sont en capitules sphériques en boules jaunes d'or et les fruits sont des gousses étroites, rouges, légèrement spiralées, déhiscentes et étranglées entre les graines à maturité (Photo 2)



Photo 2: Plante d'*Acacia ehrenbergiana*

Position systématique

Règne : Plantae

Embranchement : Spermaphytes

Sous-embranchement : Angiospermes

Classe: Rosids

Ordre: Fabales

Famille: Fabaceae

Genre: *Acacia*

Espèce: *A. ehrenbergiana* Hayne

1.4.2-Distribution géographique et écologie

Cette espèce d'acacia se développe en milieu saharien et aride au niveau du Maroc saharien et à l'antiAtlas (Fennane, 2007). On la rencontre dans le Bani, oued Eddahab et Seguia Elhamra, sur

sols limono-argileux ou limono-sableux (Benabid, 2000). Les structures de végétation à *Acacia ehrenbergiana* sont plus localisées que celles à *Acacia raddiana*. En effet, elles s'observent fréquemment, mais toujours par peuplements peu étendus (Benabid, 2000).

C'est une espèce commune dans son large éventail. La population est stable et c'est souvent le type de végétation dominante dans les zones où elle pousse. Néanmoins, il est important qu'elle ne soit pas surexploitée en raison de son importance pour les populations autochtones.

A. ehrenbergiana, parfois confondu avec *A. seyal*, a un tempérament écologique beaucoup plus xérophile. Son optimum pluviométrique se situe autour de 300-400 mm dans le secteur sahélo-saharien (vallées sèches et talus). L'espèce supporte 50/100 mm de pluie sur sols sableux. Elle est ainsi signalée dans différents secteurs à travers tout le Sahara (Celles et Manière, 1980). Elle est présente dans le sud marocain. Au Sénégal, elle se cantonne dans l'extrême nord, aux alentours du fleuve Sénégal.

1.4. 3-Intérêt ethnobotanique

Le feuillage d'*Acacia ehrenbergiana* est utilisé pour l'alimentation du bétail. C'est une plante fourragère importante pour les chameaux, les chèvres et les moutons. En fin, le bois d'*Acacia ehrenbergiana* est utilisé comme bois de service ou de chauffage. Sa gomme est utilisée dans la cosmétique (Benabid, 2000) et est consommée aussi par les nomades en période de disette (Bellakhdar, 1997). Ses feuilles et ses écorces sont utilisées dans les zones désertiques du Maroc, dans le traitement des ulcères gastriques et des diarrhées (Bellakhdar, 1997).

1.5-Maerua crassifolia

1.5.1-Description botanique et systématique

C'est un petit arbre de 5 à 10 mètres de haut et 25 centimètres de diamètre. Le tronc est souvent tourmenté par des branches sarmenteuses et retombantes. Les écorces sont lisses, gris foncées et écailleuses sur les vieux sujets.

Les feuilles sont opposées et mesurent 12 à 30 millimètres de long et 4 à 10 millimètres de large. Elles sont courtement pétiolées, vert mates, pubescentes, alternes et quelques fois en rosettes sur de courts rameaux grisâtres. Les fleurs sont disposées par 1, 2, 3, en fascicules (Burkill, 1985). Elles portent 4 sépales verts d'où sort un faisceau d'étamines de 15 millimètres de long (Berhaut, 1967). La période de floraison va de février à mars. Les fruits sont des gousses pubescentes, brunes, allongées et étranglées nettement entre les graines (Burkill, 1985).

Position systématique

Selon Parkan (1972), *Maerua crassifolia* Forsk appartient :

R ègne:	Plantea
Embranchement:	Spermaphytes
Sous embranchement :	Angiospermes
Classe:	Dicotyl édones
Ordre:	Capparidales
Famille:	Capparidac ées
Genre:	<i>Maerua</i>
Esp èce:	<i>Maerua crassifolia</i> Forsk

1.5.2-Distribution g éographique et écologie

Ligneux très sobre et plastique, *Maerua crassifolia* est une esp èce adapt ée à la fois aux conditions de s ècheresse et aux sols pauvres (Boudet, 1975). Elle est pr ésentée dans des zones semi-arides où la pluviométrie optimale nécessaire pour cette esp èce se situerait entre 300 et 700 mm par an. Elle est aussi rencontr ée dans des zones arides où les pluviométries annuelles sont de 100 mm de pluie par an (von Maydell,, 1983). Dans ces milieux, l'esp èce colonise des plaines, des dépressions, le bas des dunes sableuses, des sols limoneux ou argileux. (Curasson, 1954).

Au Mali, cette plante pousse dans la bande sahéenne à partir de Mopti et est très répandue dans le Gourma et le Haoussa.

1.5. 3-Int é à ethnobotanique

Les feuilles sont utilisées en infusion contre les maux d'estomac (Burkill, 1985). Au Mali, les feuilles sont utilisées en mac ération (poudre fine dans le lait), en infusion ou en mastication comme purgatif et dans le traitement des maux de ventre (Diallo *et al*, 1992). L'infusion des feuilles s èches est utilis ée comme anti ém étique. La poudre de feuilles ajout ée au lait est indiqu ée comme fébrifuge (Bah, 1998). La partie aérienne de *M. crassifolia* est utilis ée en Egypte contre les céphal ées, les maux de dent, les infections de la peau, les maladies intestinales, les maladies mentales (Ibraheim *et al.*, 1994).

Le bois blanch âtre et très dur entre dans la fabrication des manches, des charrettes, des charrues et dans la confection des abreuvoirs et des armes. Il est utilis é au Kordofan et au Darfour pour purifier l'eau. Le bois n'est pas comestible car il d égage en brûlant une odeur répugnante. La tige est utilis ée comme cure dent au Maroc et au Ghana (Burkill, 1985). Les branches feuill ées donnent du bon fourrage. Les rameaux verts et les fleurs sont brout és par tous les animaux domestiques et sont très riches en min éraux, en protéines et en vitamines A.

M. crassifolia Forsk. a largement contribué à l'alimentation des habitants, du Tchad, de la Mauritanie et du Niger pour sa richesse en éléments nutritifs (Cook *et al.*, 1998).

2- Symbioses mycorhiziennes

2.1- Généralités

Le mot symbiose a été utilisé pour la première fois par l'allemand Frank en 1877 pour qualifier la coexistence d'organismes différents. Les symbioses mutualistes où les partenaires coexistent activement d'un point de vue physiologique, écologique et reproductif (Harley, 1989) furent pendant longtemps jugés peu importantes dans les processus écologiques (Lambers *et al.*, 2009). Il est actuellement admis que la symbiose mycorhizienne est une association obligatoire et à bénéfice réciproque entre une racine de plante et un champignon. Dès le 19^{ème} siècle, les mycorhizes ont fait l'objet de descriptions et d'études de distribution de part le globe.

La presque totalité des plantes vertes terrestres vivent en symbiose mycorhizienne. Seuls des membres de quelques familles en sont quelques fois dépourvus, par exemple, les crucifères et les chénopodiacées (Fortin *et al.*, 2008).

2.2 Les différents types de mycorhizes

Cette symbiose prend différentes formes, appelées ectomycorhizes, endomycorhizes ou ectendomycorhizes, selon les caractères anatomiques de l'association (Peyronel *et al.*, 1969), qui dépendent en fait directement des partenaires impliqués (Figure 4). La classification des mycorhizes est basée donc sur le type de champignon associé selon que celui-ci est non cloisonné c'est-à-dire zygomycète de l'ordre des Glomales, ou cloisonné comme les Ascomycètes ou les Basidiomycètes (Smith et Read, 1997).

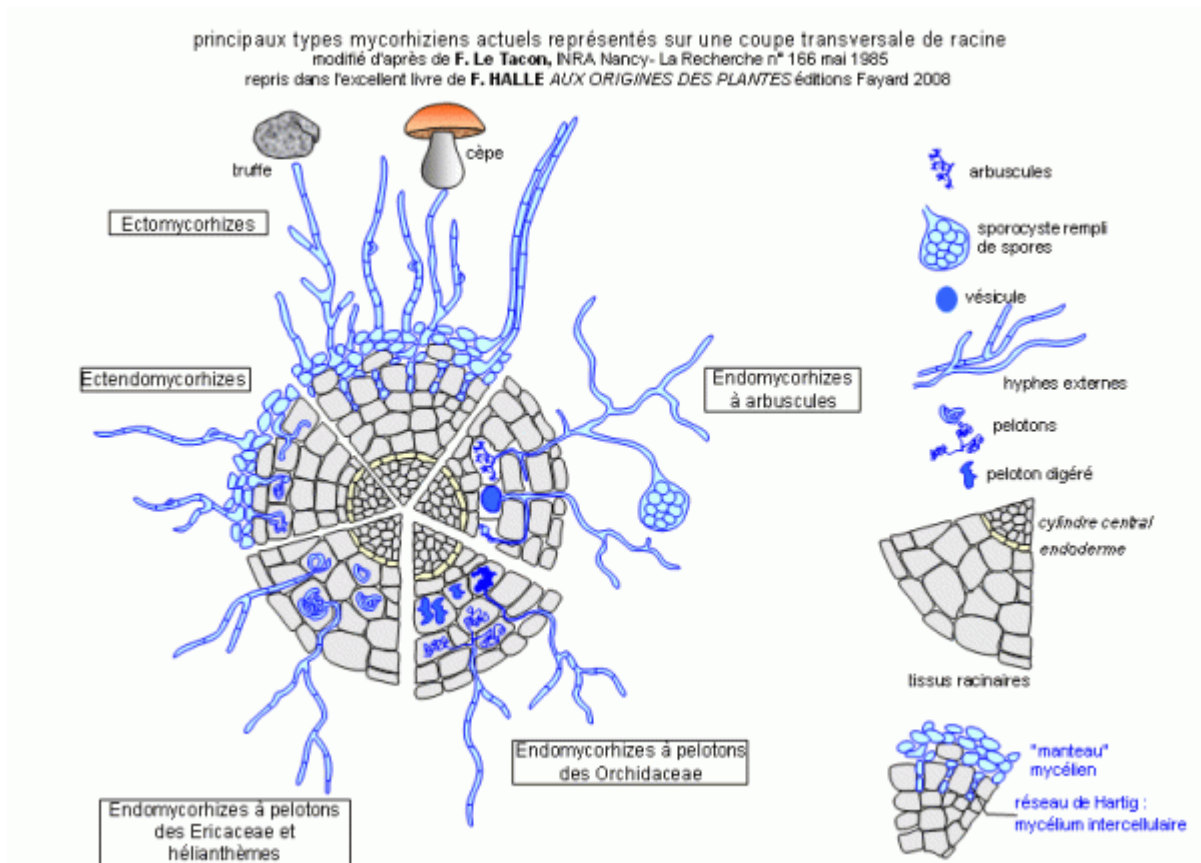


Figure 2 : Principaux types de mycorhizes représentés sur une coupe transversale de racine d'après Le Tacon, 1985

2.2.1 Les ectomycorhizes

Les champignons supérieurs impliqués dans ce type de mycorhize se retrouvent dans le sous-bois parce que, sauf exception, ils ne forment des mycorhizes qu'avec les plantes ligneuses, arbres ou arbustes. Beaucoup de ces champignons produisent des carpophores sur le tapis forestier. La symbiose ectomycorhizienne ne concerne que 3 % des espèces végétales (Mousain, 1991) mais elle a été (et est toujours) très étudiée car ces espèces constituent la majorité des ligneux à intérêt économique.

Les champignons ectomycorhiziens appartiennent aux Ascomycètes et surtout aux Basidiomycètes. C'est plus de 25 000 espèces de plantes vasculaires qui portent ce type de mycorhize (Fortin *et al*, 2008). Chez les ectomycorhizes, les hyphes revêtent les racines latérales à structure primaire d'un manteau fongique. Le mycélium ne se développe pas dans les cellules de l'hôte, mais plutôt vers l'extérieur des cellules. Les hyphes en s'accolant les uns aux autres forment un manchon autour des radicelles et pénètrent aussi dans la racine, mais en se confinant aux espaces intercellulaires, formant dans le cortex un système complexe portant le nom de Hartig en hommage au chercheur

qui l'a observé et décrit pour la première fois. A partir de cet ancrage, le mycélium peut alors se développer et envahir le sol adjacent (Fortin *et al.*, 2008).

2.2.2 Les ectendomycorhizes

Les ectendomycorhizes caractérisées à la fois par la présence du manteau mycélien et le développement d'hyphes inter et intracellulaires ; elles se rencontrent chez les Arbutacées, les Monotropacées et sont formées par des Basidiomycètes (Cortinarius, Boletus, etc) (Mikola, 1988)

2.2.3 Les endomycorhizes

Les champignons endomycorhiziens ne sont pas spécifiques et sont normalement associés aux plantes forestières, agricoles et horticoles.

Ces symbiotes à colonisation intracellulaire corticale forment des arbuscules et dans certains cas des vésicules intracellulaires.

Il existe trois types d'endomycorhizes :

- Les endomycorhizes arbutoides des Ericacées.
- Les endomycorhizes orchidoides des Orchidées.
- Les endomycorhizes à arbuscules.

2.2.3.1 Les mycorhizes à arbuscules

Parmi les associations endomycorhiziennes, ce sont les mycorhizes à arbuscules (MA) qui sont de loin les plus répandues à la surface du globe. Les champignons impliqués dans ce type de mycorrhizes sont adaptés à de nombreux environnements et s'associent à différentes plantes hôtes. Ils peuvent former des associations mutualistes avec les racines fines d'environ 80 % des plantes terrestres (Smith et Read, 1997) ligneuses ou herbacées, les mousses, fougères, gymnospermes et angiospermes, plusieurs conifères et la majorité des plantes à fleurs, mono et dicotylédones.

Les champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA) sont des composantes importantes des écosystèmes terrestres (Liu et Chen, 2007 ; Smith et Read, 1997). Des techniques de biologie moléculaire ont permis de démontrer que les premières mycorhizes arbusculaires sont apparues au dévonien, il y a environ 450 millions d'années (Fortin *et al.*, 2008). Au cours des 10 dernières années, environ 113 espèces de CMA réparties dans sept genres ont été isolées en Chine, 70 espèces en Afrique, et 84 espèces aux Etats-Unis, en France et en Allemagne (Liu *et al.*, 2009).

Le champignon mycorhizien à arbuscules forme plusieurs structures à l'intérieur des racines (Figure 5) dont principalement des arbuscules, des vésicules dans certains cas, des spores et des hyphes non spécialisés (Tommerup, 1984). On utilise souvent le terme propagule pour les désigner puisque toutes ces structures servent à propager l'espèce (Fortin *et al.*, 2008).

Le terme arbuscule réfère à une structure microscopique unique que développent ces champignons dans les cellules corticales des racines. Chez ce type de mycorhize, le champignon

ne cherche pas à envelopper les cellules de l'hôte comme chez les ectomycorhizes, mais y pénètre de façon subtile sans trop perturber les structures. A partir de du point d'ancrage dans la racine, le champignon mycorhizien à arbuscules développe dans le sol une phase dite extraradiculaire, qui s'étend en un réseau mycélien et envahit le sol adjacent dans toutes les directions. Ce mycélium de très fine dimension offre une surface considérable de contact avec le sol. On estime que la surface des mycéliums arbusculaires, sous un mètre carré d'un sol de prairie est d'environ 90 m² et que dans un pot d'un litre où pousse un seul plant de poireau, le mycélium peut atteindre jusqu'à un kilomètre, envahissant les moindres interstices du substrat (Fortin *et al.*, 2008).

2.2.3.1.1 Structure des champignons mycorhiziens à arbuscule

Spore

La spore sert d'organe de stockage et de propagation des CMA. Elle germe et donne naissance à des filaments mycéliens. Lorsque les hyphes entrent en contact avec une jeune racine, il forme un appressorium, entre et se propage rapidement, il se différencie à l'intérieur des racines en arbuscules et dans certains cas en vésicules.

Arbuscule

L'arbuscule est le site d'échanges entre l'hôte et le champignon. C'est une ramification latérale des hyphes fongiques dans les cellules du cortex racinaire où le champignon pénètre et croît à l'intérieur. La membrane de la cellule hôte s'invagine et enveloppe le champignon, ce nouveau compartiment fournit un contact direct entre le champignon et la plante.

Vésicule

La vésicule est une structure de stockage à paroi fine, à contenu lipidique et apparaît généralement dans les espaces intercellulaires (Harley et Smith, 1983 ; Bonfante-Fasolo, 1984) (Figure5).

Hyphe extraradiculaire

L'hyphe extraradiculaire produit par le champignon mycorhizien à arbuscule est un des organes de propagation et peut coloniser une plante autre que la plante dont ils sont issus.

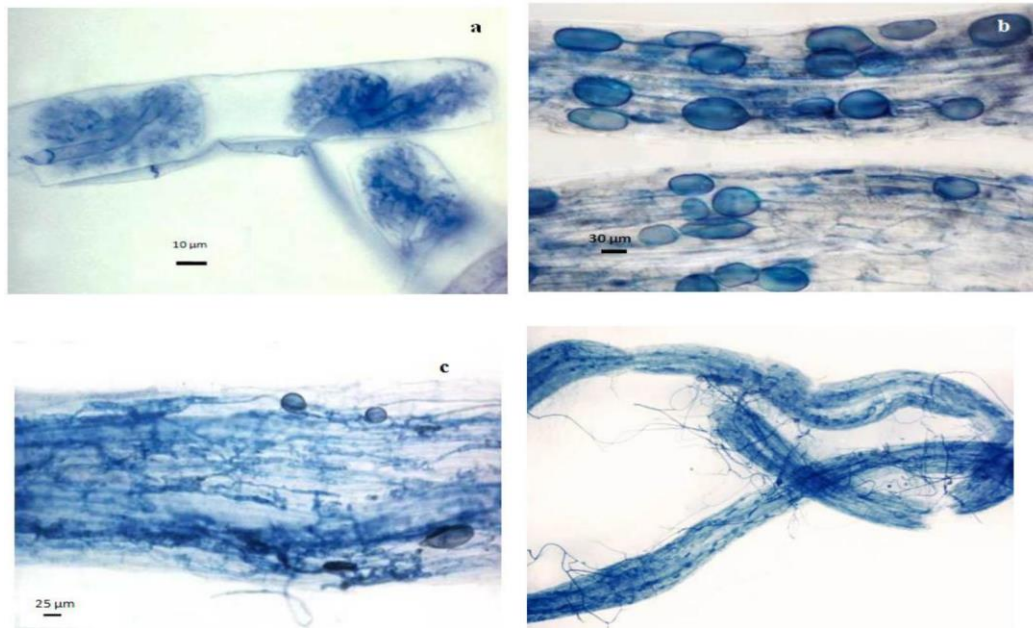


Figure 3: Structures caractéristiques des champignons mycorhiziens arbusculaires. (a) Arbuscules intercellulaires (b) vésicules intraradiculaires (c) Hyphes intraradiculaires (d) hyphes extraradiculaires (Source : site 3)

2.2.3.1.2 Cycle de vie des champignons mycorhiziens à arbuscules

Le mycélium des champignons à arbuscules est de type coenocytique c'est-à-dire sans cloison ou séparation formant des cellules. Le long de ce réseau mycélien coenocytique, le champignon forme des spores destinées à propager et disséminer l'espèce. Les spores ainsi formées développent à partir du mycélium extraradiculaire des tubes germinatifs qui peuvent s'étendre sur plusieurs centimètres dans le sens des racines actives et donnent une colonisation primaire des racines.

Chez certaines espèces, des vésicules intraradiculaires se différencient dans le cortex racinaire et possèdent des propriétés analogues à celles des spores. Les segments des racines morts ou vivants peuvent être une source d'inoculum pour les racines nouvellement développées (Tommerup, 1984).

2.2.3.1.3 Classification des champignons mycorhiziens à arbuscules

La taxonomie des CMA a d'abord été construite par morphotypage des spores, en tenant compte à la fois des similitudes structurales entre les spores mais aussi des caractères ayant une importance phylogénétique (Morton et Benny, 1990).

Les études morphologiques et phylogénétiques récentes ont permis de regrouper toutes les espèces mycorhiziennes à arbuscules en un nouvel embranchement, les *Glomeromycota*, répartis en 4 ordres composés de 10 familles, 15 genres et environ 200 espèces associées à environ 225 000 espèces végétales terrestres (Schübler *et al.*, 2001).

La biologie moléculaire a permis de situer l'origine de ces endosymbiotes à environ 400 millions d'années avant notre ère, soit en même temps que l'apparition des premières plantes terrestres (Jeffries *et al.*, 2003 ; Gianinazzi *et al.*, 2010).

Les études morphologiques et phylogénétiques ont permis de regrouper toutes les espèces mycorhiziennes à arbuscules dans le phylum des Gloméromycètes (Figure 6) (Schüßler *et al.*, 2001) et de distinguer quatre ordres: les Glomérales, les Paraglomérales, les Archéosporales et les Diversisporales (Oehl *et al.*, 2011; Redecker *et al.*, 2013).

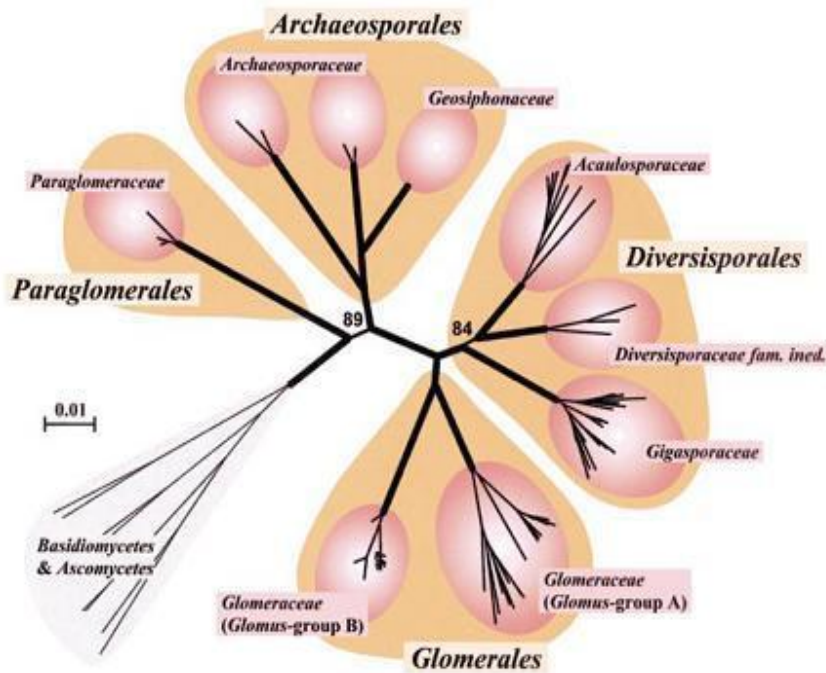


Figure 4: Classification phylogénétique des champignons MA (Schüßler *et al.*, 2001)

Parmi les Gloméromycètes, il y a une grande diversité morphologique, notamment au niveau des spores dont la taille, la couleur et la forme sont très variables suivant les espèces étudiées. La taxonomie actuelle repose sur des espèces isolées à partir de spores, alors que des techniques moléculaires émergentes permettent d'obtenir des séquences à partir de racines ou du sol, donnant ainsi accès à des espèces non-sporogènes ou difficilement détectables (Öpik *et al.*, 2013).

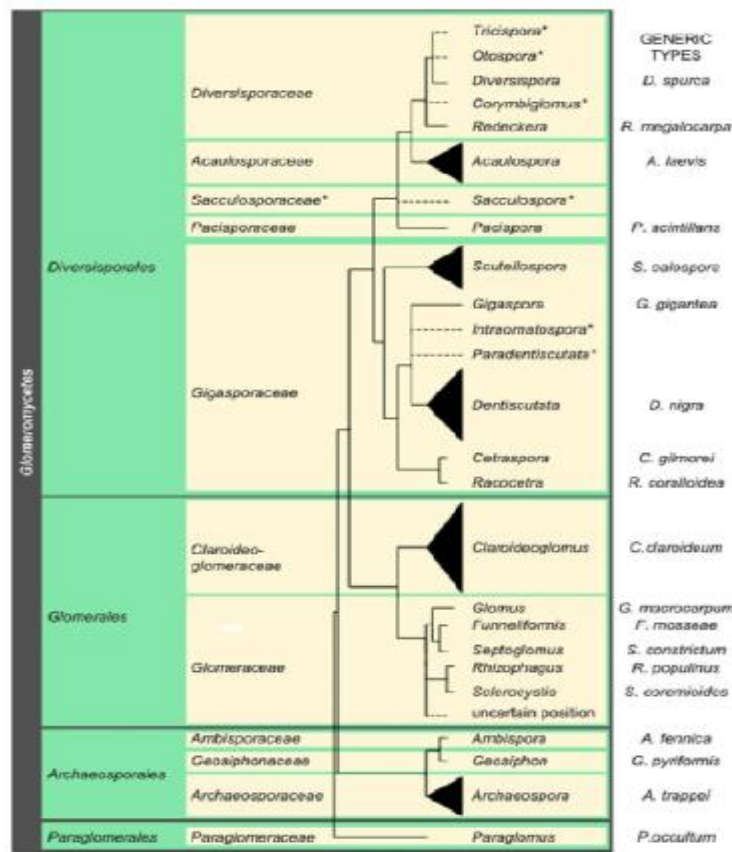


Figure 5: Classification des champignons mycorhiziens arbusculaires selon Redecker *et al.* (2013)

2.3-Biologie des champignons mycorhiziens arbusculaires

2.3.1-Germination de la spore

Les champignons MA forment des mycorhizes arbusculaires et possèdent une non spécificité remarquable d'hôtes. Ce sont des symbiotes obligatoires qui ne peuvent accomplir leur cycle de vie qu'en présence d'un partenaire végétal. Plusieurs hypothèses d'ordre nutritionnel, physico-chimique et génétique sont avancées pour expliquer cette biotrophie des champignons symbiotiques.

Les spores de champignons MA sont capables de germer spontanément, si les conditions physico-chimiques sont favorables, en absence de plante hôte. Mais dans ces conditions, la croissance des hyphes germinatifs sera extrêmement limitée et cessera après quelques jours.

Le cytoplasme des hyphes germinatifs se rétractera jusqu'à retourner dans la spore (Logi *et al.*, 1998). Pendant cette phase, le champignon a une respiration réduite et consomme très peu ses réserves (Bécard *et al.*, 2004). Ce processus permet de maintenir la viabilité et la capacité de la spore à germer à nouveau pour éventuellement coloniser les racines d'une plante à

proximité. C'est une manifestation de la biotrophie obligatoire des champignons MA. Ces organismes ne peuvent en effet se développer correctement qu'à partir de carbone fourni par une plante hôte. Pour boucler leur cycle, ils entrent en symbiose avec des plantes autotrophes.

2.3.2.- Etablissement de la symbiose mycorhizienne à arbuscules

L'établissement de la symbiose mycorhizienne à arbuscules est précédé d'un échange de signaux moléculaires entre les deux partenaires à savoir la plante et le champignon MA. Les exsudats racinaires des plantes (flavonoïdes, composés volatiles et hydrophobiques) stimulent la germination des spores des champignons MA, la croissance et la prolifération des hyphes, permettant ainsi aux champignons MA d'entrer en contact avec les racines (Vierheilig *et al.*, 1998). De plus, la production d'exsudats racinaires est plus importante quand la plante est déficiente en P (Nagahashi et Douds, 2000).

Des études ont permis de caractériser à partir d'exsudats racinaires une nouvelle classe d'hormones appelées strigolactones stimulant la prolifération du champignon MA (Bidartondo *et al.*, 2002). Les strigolactones entraînent des changements dans la physiologie et dans l'activité mitochondriale du champignon MA (Akiyama *et al.*, 2005). Elles stimulent aussi bien la croissance pré-symbiotique des champignons MA que la germination des graines de plantes parasites. De son côté le champignon MA libère des signaux moléculaires appelés '*facteurs myc*' définis grâce à leur capacité à induire des fluctuations du calcium dans les cellules épidermiques de la racine et à activer les gènes de la symbiose avec la plante (Kosuta *et al.*, 2008). Les champignons MA forment des types spéciaux d'appressorium nommés hyphopodia, développés à partir d'hyphes matures. Les cellules de la plante produisent alors un appareil de pré-pénétration qui sera traversé par l'hyphe fongique. A partir des cellules corticales, les hyphes du champignon MA pénètrent dans le périplasma où ils prolifèrent et longent latéralement l'axe de la racine. Ces hyphes induisent le développement de structures semblables à l'appareil de pré-pénétration dans les cellules corticales internes puis se ramifient dans ces cellules pour former des arbuscules. Des vésicules qui sont des organes de réserve sont formées chez certaines espèces de champignons et présentes dans le périplasma. De nouvelles spores sont typiquement formées à l'extérieur de la racine au niveau de l'extrémité de l'hyphe principal (Figure 6).

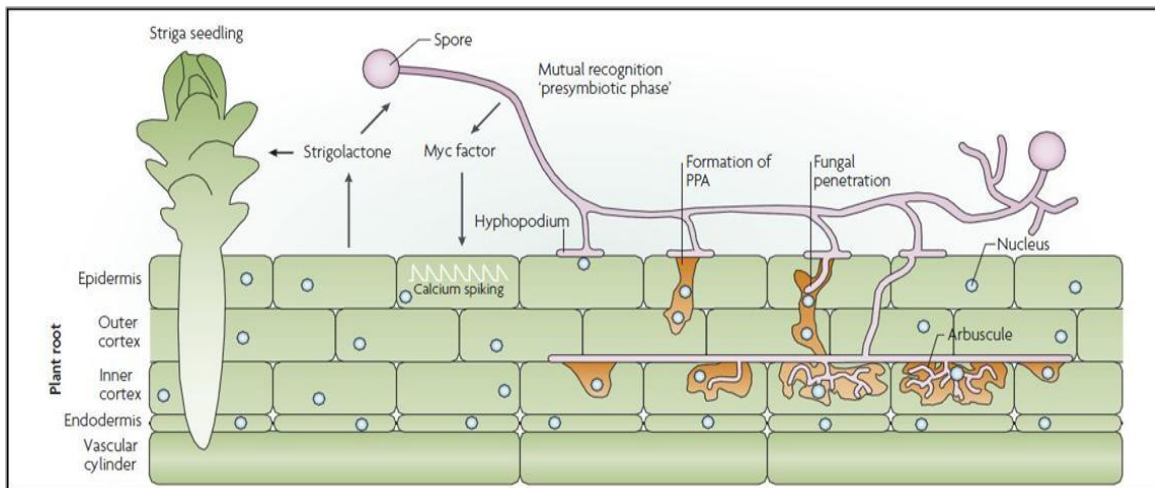


Figure 6: Stades de développement de la mycorhize arbusculaire (Genre et Bonfante, (2007) modifié par Parniske (2008))

2.4 Physiologie des mycorhizes

Indépendamment du type de mycorhize, diverses fonctions sont modifiées généralement par la présence des mycorhizes : l'absorption de l'eau et des éléments minéraux, les activités hormonales, l'agrégation des sols, la protection contre les organismes pathogènes.

2.4.1 Absorption de l'eau et des éléments nutritifs

L'absorption de l'eau et des éléments nutritifs constitue la toute première fonction attribuée aux mycorhizes, notamment l'absorption des éléments peu mobiles du sol comme le phosphore qui est un des éléments nutritifs les plus importants pour la croissance des plantes car il intervient dans de nombreux processus métaboliques : biosynthèse des acides nucléiques et des membranes, photosynthèse, respiration et régulation des enzymes. C'est aussi l'élément dont la concentration dans la plante est la plus fortement augmentée par la symbiose endomycorhizienne (Bolan, 1991; Smith et Read, 1997).

Cependant, généralement, l'intensité de la colonisation racinaire par les champignons symbiotiques est réduite quand le niveau de phosphore augmente dans le sol et devient ainsi directement disponible pour la plante (Dickson *et al*, 1999).

Cette efficacité accrue dans l'absorption de l'eau et des éléments nutritifs vient d'abord de l'augmentation de la surface de contact entre le mycélium fongique et la solution du sol. Les hyphes extraradiculaires minces des champignons pénètrent dans le sol sur une large région et peuvent l'exploiter plus efficacement que les racines des plantes (Bothe *et al*, 1994). Ces CMA augmentent aussi la résistance des plantes au stress hydrique (Davies *et al*, 1992 ;

Subramanian et Charest, 1997) par un signal déclenché qui peut assurer une fermeture plus rapide des stomates qui prévient une flétrissure irréversible.

Les hyphes ont aussi la possibilité d'acquérir d'autres minéraux peu mobiles dans le sol comme l'azote, le soufre, le calcium, le magnésium, le potassium, le zinc et le cuivre.

2.4.2 Activités hormonales

L'action globale des hormones produites par le champignon affecte le port général de la plante, dont la croissance des parties aériennes est souvent favorisée par rapport à celles des racines. Le champignon, pour ainsi dire, remplace partiellement les racines et cela à un moindre coût énergétique.

2.4.3 Agrégation des sols

Les mycéliums ont la propriété d'excréter une glycoprotéine, la glomaline. Les champignons mycorhiziens qui sont très abondants dans certains sols peuvent en produire des quantités importantes dont plusieurs études ont montré le rôle dans la stabilité structurale du sol. La glomaline agit comme une colle qui assemble les particules les plus fines du sol pour en faire des agrégats dont on connaît le rôle fondamental pour la fertilité des sols, en retenant l'eau et les éléments minéraux et en favorisant les échanges gazeux et l'aération (Fortin *et al.*, 2008).

2.4.4 Protection contre les organismes pathogènes

Dans la nature, les plantes sont continuellement soumises à des agressions de la part des bactéries, de champignons, de nématodes, d'insectes et de maladies fongiques.

Il a été prouvé expérimentalement que les plantes inoculées avec des champignons mycorhiziens à arbuscules sont plus résistantes aux attaques de champignons pathogènes et à l'exposition à des toxines du sol (Fitter, 1991 ; Moser et Haselwandter, 1983 ; Schtiepp *et al.*, 1987). Ces champignons mycorhiziens peuvent intervenir de deux façons et à deux endroits pour protéger les racines contre les champignons pathogènes : dans la rhizosphère et dans les tissus racinaires.

A l'échelle de la rhizosphère et surtout de la mycorhizosphère, espace entourant immédiatement la mycorhize, les micro-organismes sont confrontés à la compétition et à l'antagonisme, ce qui a pour effet d'établir une flore microbienne diversifiée et équilibrée. Dans cet environnement, les propagules des champignons pathogènes ne parviennent pas à proliférer et leur nombre reste toujours relativement faible.

Le second mécanisme permettant aux plantes mycorhizées de mieux résister aux maladies est lié à des modifications des activités physiologiques dans la racine. Les plantes agressées par un agent pathogène réagissent en produisant des substances antibiotiques contre ces organismes (Fortin *et al.*, 2008).

CHAPITRE II: MATERIELS ET METHODES

II.1-Localisation des sites d'échantillonnages de sols

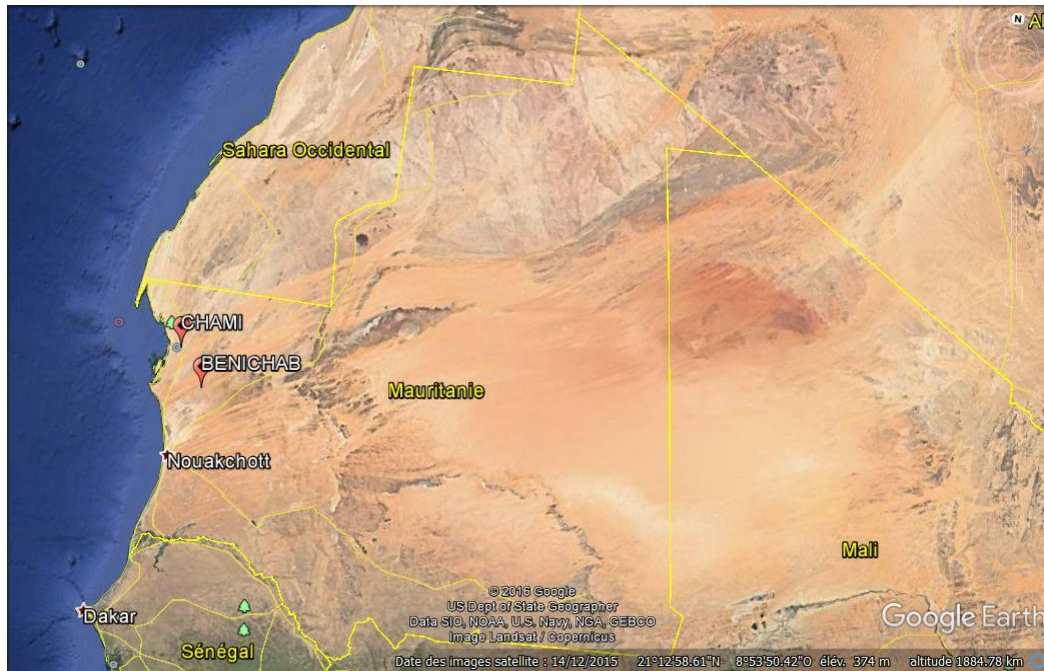


Figure 7: Carte de la Mauritanie et Localisation des sites de prélèvements

(Source : Google Earth)

-Description les sites de l'étude

Nos deux sites sont localisés dans le milieu saharien où la pluviométrie annuelle varie entre 50 et 200 mm par an. Le site Benichab se situe dans la région d'Inchiri de coordonnées géographiques approximatives (19°22'46 N et 15°22'6 W). Le climat est de type tropical aride avec des précipitations annuelles moyennes de 50 à 200 mm. Il est caractérisé par une période sèche de 9 à 10 mois, de fréquentes sécheresses et des vents forts et érosifs (Harmattan). Le village de Bénichab constitue l'un des plus importants réservoirs d'eau du pays. Soumis au vent de l'AZZefal au nord et au nord-ouest, aux intempéries des zones sableuses, Bénichab est parmi les zones les plus sensibles de la Mauritanie aux phénomènes de dégradation des sols et d'ensablement. Cette zone abrite une population agro-pastorale qui s'adonne au petit commerce et à l'élevage. .

Le site Chami se situe dans la région de Dakhlet Nouadhibou de coordonnées géographiques approximatives (20°14'16,1 N et 15°56'10,4W). Chami est un site situé à mi-chemin entre Nouakchott et Nouadhibou. Le site stratégique de Chami, qui se trouve sur le littoral, dans une zone riche en mines où opèrent des sociétés étrangères, promet d'être un premier pôle de développement dans cette zone géographique distinguée où les ressources naturelles. Il est

caractérisé par une période sèche de 10 mois, de fréquentes sécheresses et le climat est de type tropical aride avec des faibles précipitations annuelles. -

Echantillonnage des sols

L'échantillonnage a été effectué en 2016 pendant la saison sèche (au mois de Mars) sur les sites de Benichab et Chami. Sur le site de Benichab, les prélèvements ont été effectués entre 10 et 20 cm de profondeur dans les rhizosphères de *Z. lotus* (L), *B. aegyptiaca*, *M. crassifolia* et *A. ehrenbergiana*.

Sur le site Chami les prélèvements ont été effectués dans les mêmes horizons qu'à Benichab (10 et 20 cm de profondeur) dans les rhizosphères d'*Acacia tortilis* subsp *raddiana*, *M. crassifolia* et *A. ehrenbergiana*.

La quantité de sol prélevé est 6 kg par espèce végétale, en raison de 1 kg de sol par pied pour chacune des espèces étudiées. Les sols ont été conservés dans les sachets plastiques.

II.2-Matériel végétal

Pour l'expérimentation en serre, le matériel végétal est constitué de graines de *Ziziphus lotus* (L) et *Acacia tortilis* subsp *raddiana*. Elles ont été fournies par le centre de Recherche pour la valorisation de la biodiversité de l'Ecole Normale Supérieure de Nouakchott, Mauritanie.

II.3-Matériel fongique

Les quatre inocula fongiques testés ont été fournis par le Laboratoire Commun de Microbiologie (LCM) IRD-ISRA-UCAD de Dakar, Sénégal. Il s'agit des espèces de champignons mycorhiziens arbusculaires suivantes : *Glomus aggregatum* (Ga), *Glomus mosseae* (Gm), *Glomus fasciculatum* (Gf) et *Glomus etunicatum* (Ge).

Ces inocula de champignons mycorhiziens arbusculaires ont été produits en serre. Pour ce faire, une plante mycotrophe, le maïs (*Zea mays* L.), est cultivée en présence du champignon MA à multiplier dans des pots contenant 1,5 kg du sable grossier de plage stérilisé à 120 °C pendant deux heures. Après quatre mois de culture, les plants de maïs ont été dépotés puis les racines ont été découpées en petits morceaux puis mélangés aux sols de culture. Pour chaque espèce de champignon, l'inoculum est constitué du sol de culture contenant des spores et des fragments de racines mycorhizées.

II.4-Matériel bactérien

Deux souches de bactéries isolées au Sénégal ont été testées : Il s'agit de la souche de *Bradirhizobium* ORS 188 isolée à partir des nodosités d'*Acacia albida* et de la souche *Mesorhizobium plurifarum* ORS 3588 isolée à partir des nodosités d'*Acacia senegal*. Pour

chacune de ses souches, un inoculum a été préparé. Pour ce faire, chacune des souches a été cultivée sur un milieu liquide.

II.5-Méthodes

II.5.1-L'effet de l'inoculation sur la croissance en serre

II.5.1.1-Le dispositif expérimental

Pour étudier l'effet l'inoculation sur la croissance de *Ziziphus lotus* (L) et *Acacia tortilis* subsp *raddiana*, le dispositif expérimental adopté était totalement randomisé. Dans chacune des gaines, la quantité de sol utilisée est de 1,5 kg. Un système d'inoculation simple et double a été adopté. L'inoculation simple consiste à inoculer soit avec une des quatre souches fongiques ou le cocktail de souches bactériennes alors que la double inoculation consiste à l'utilisation d'un cocktail constitué des souches bactériennes et d'une souche fongique.

-Pour *Ziziphus lotus* (L) 96 gaines ont été préparées. Elles sont réparties comme suit : 16 gaines inoculées avec *Ga*, 16 gaines inoculées avec *Gm*, 16 gaines inoculées avec *Gf*, 16 gaines inoculées avec *Ge*, 16 gaines non inoculées servant le témoin avec du substrat stérilisé TS et 16 autres gaines non inoculées servant aussi témoin avec substrat non stérilisé TNS.

-Pour *Acacia tortilis* subsp *raddiana* 176 gaines ont été préparées dont, 16 inoculées avec *Ga*, 16 inoculées avec *Gm*, 16 inoculées avec *Gf*, 16 inoculées avec *Ge*, 16 inoculées avec *Rh*, 16 inoculées avec *Ga+Rh*, 16 inoculées avec *Gm+Rh*, 16 inoculées avec *Gf+Rh*, 16 inoculées avec *Ge+Rh*. Seize (16) gaines remplies de sol stérile et non inoculées ont servi de témoin négatif (TS) et 16 autres gaines avec du substrat non stérile et non inoculées ont servi de témoin positif (TNS).

Ga	Gm	Gf	Ge	TNS	TS
16 gaines <i>Z.</i> <i>lotus</i>	16 gaines <i>A. torti</i> <i>lis</i>	16 gaines <i>Z.</i> <i>lotus</i>	16 gaines <i>A. tortilis</i>	16 gaines <i>Z.</i> <i>lotus</i>	16 gaines <i>A. tortilis</i>
Ga	Gm	Gf	Ge	TNS	TS
16 gaines <i>A. tortilis</i>	gaines <i>Z.</i> <i>lotus</i>	16 gaines <i>A.</i> <i>tortilis</i>	16 gaines <i>Z.</i> <i>lotus</i>	16 gaines <i>A. tortilis</i>	16 gaines <i>Z.</i> <i>lotus</i>

Ga+Rh	Rh+Gf	Rh
16 gaines <i>A. tortilis</i>	16 gaines <i>A. tortilis</i>	16 gaines <i>A. tortilis</i>

Rh+Gm 16 gaines <i>A. tortilis</i>	Rh+Ge 16 gaines <i>A. tortilis</i>	

Figure 8 : Dispositif expérimental en randomisation totale

II.5.1.2-Le substrat de culture

Le sol utilisé comme substrat de culture en serre a été prélevé à Sangalkam, localité située à 50 km de Dakar. Le choix de l'utilisation de ce sol se justifie par sa pauvreté en phosphore, une propriété compatible avec une bonne mycorhization. Les caractéristiques physico-chimiques de ce sol sont mentionnées dans le tableau ci-dessous. Le substrat de culture a été stérilisé à l'autoclave à 120 °C pendant 24h.

Tableau 1: Caractéristiques physico-chimiques du sol de Sangalkam (Diop *et al.*, 2003)

Composant	teneur pour 100g de sol
Sable	88,8 %
Limon.....	5,8 %
Argile.....	5,4 %
Matière organique.....	0,6 %
Carbone total	0,3%
Azote total.....	0,02%
C/N ratio	14%
Potassium total.....	333,5 ppm
Phosphore total	41,4 ppm
Phosphore assimilable.....	2,1 ppm
Calcium total.....	1,03 ppm
Magnésium total	0,30 ppm
pH (sol/eau ratio 1 :2)	6,0
pH (sol/ KCl ratio 1 :2).....	4,6

II.5.1.3-Pr étraitements des graines

Au laboratoire, les graines ont été rincées abondamment avec de l'eau de robinet avant d'être mises dans des boîtes en verre pour les pr étraitements. Ces pr étraitements ont é effectu és de la manière suivante. Pour *Acacia tortilis subsp radiana*, les graines ont été scarifiées avec de l'acide sulfurique 95% pendant 1 h puis trempées dans de l'eau de robinet pendant 2h 30 mn. Le même traitement a é appliqué aux graines de *Ziziphus lotus* (L) avec un temps de scarification de seulement 5min.

II.5.1.4.-Semis des graines

Après les pr étraitements, le sol a é pr épar é et bien humidifié. Le semis a é effectu é en raison de deux graines par gaine, par traitement et par esp èce afin de suivre leur croissance. Au total de 372 gaines dont 196 pour *Ziziphus lotus* (L) et 176 pour *Acacia tortilis subsp raddiana* ont é étiquet és et remplies de substrat. Un d émarriage à un plant par gaine a é effectu é 10 jours après le semis.

II.5.1.5-Inoculation

L'apport de l'inoculum à base de champignons MA a été effectué 5 jours après le semis. Pour chaque esp èce de champignon MA, environ 20g de racines mycorhiz és ont é utilis és pour inoculer chaque gaine aussi bien pour *Ziziphus lotus* (L) et que pour *Acacia tortilis subsp raddiana*. Quant à l'inoculation bact érienne, elle a é faite après la lev ée des plants d'*acacia tortilis subsp raddiana* en raison de 5 ml d'inoculum par gaine.

II.5.2-Conduite de la culture en serre

L'expérimentation a été conduite dans une serre expérimentale du D épartement de Biologie V ég étale à l'UCAD (Université Cheikh Anta Diop de Dakar, Sénégal) et a duré 3 mois. Les plants ont é arros és tous les jours à la capacité au champ.

II.5.3-Param ètres mesur és

II.5.3.1- Hauteurs et diam ètres au collet

La hauteur et le diam ètre au collet des 16 plants par traitement et par esp èce ont é mesur és tous les 30 jours avec un double d écim ètre et un pied à coulisse pendant les trois mois de culture.

Les mesures ont é effectu és respectivement à la 4^e, 8^e et 12^e semaine après semis.

II.5.4-Les paramètres de mycorhization

II.5.4.1-Echantillonnage et Coloration des racines

Après trois mois de culture, les plantes sont récoltées et les racines échantillonnées au niveau des différents plants. Les racines échantillonnées sont soigneusement rincées à l'eau de robinet afin d'éliminer les particules de sol. La coloration des racines a été ensuite effectuée selon la méthode de Philips et Hayman (1970) enfin d'évaluer le taux de mycorhization. Les racines sont d'abord placées dans des tubes à essai contenant une solution de KOH à 10%. Les tubes contenant les racines et du KOH sont portés à ébullition dans un bain-marie à 90 °C pendant une heure. Le KOH permet de décolorer les racines et de vider le contenu cytoplasmique des cellules racinaires. Les racines sont par la suite abondamment rincées pour éliminer le KOH et placées dans une solution de bleu de Trypan à 0,05% pour coloration. Les tubes contenant les racines trempées dans la solution de bleu de Trypan sont mis au bain-marie à 90 °C pendant 30 mn. Après la coloration, les racines sont abondamment rincées à l'eau de robinet.

II.5.4.2-Montage entre lame et lamelle et la lecture au microscope

Pour chaque traitement, cinq (5) lames de 20 fragments de racines fines d'environ 1 cm ont été montées entre lame et lamelle, soit un total de 100 fragments. Les racines fines ont été écrasées dans du glycérol et observées au microscope.

II.5.4.3-Estimation du taux de Mycorization (Fréquence et Intensité)

La présence d'hyphes, de vésicules ou d'arbuscules dans la racine permet d'estimer le niveau de colonisation (endomycorhization) de l'échantillon de racine. L'estimation de la colonisation des racines par les champignons mycorhiziens arbusculaires a été faite grâce à la méthode de Trouvelot *et al.*, (1986). Ces auteurs, afin d'estimer la proportion de cortex racinaire colonisée par le champignon MA, ont établi un barème de notation basé sur 6 classes allant de 0 à 5. Ces différentes classes sont présentées sur le schéma ci-dessous :

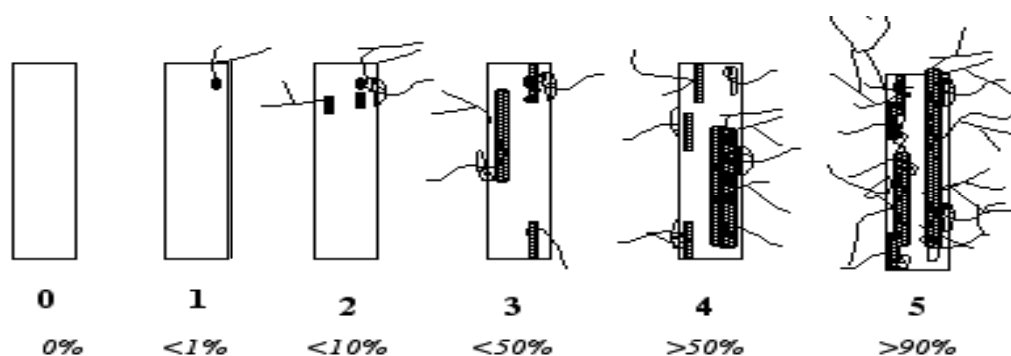


Figure 9: Notation de l'infection mycorhizienne (classes 0 à 5) (Trouvelot *et al.*, 1986).

La fréquence et l'intensité de mycorhization ont été calculées selon les formules suivantes :

Fréquence de mycorhization du système racinaire noté F %

$F\% = (\text{nombre de fragments mycorhizés} / \text{nombre total de fragments observés}) \times 100$

Intensité de mycorhization du système noté I %

$I\% = (95n_5 + 70n_4 + 30n_3 + 5n_2 + n_1) / \text{nombre total de fragments observés}$

Où n_5 = nombre de fragments notés 5, n_4 = nombre de fragments notés 4, n_3 = nombre de fragments notés 3, n_2 = nombre de fragments notés 2, n_1 = nombre de fragments notés 1

II.5.5-Biomasse aérienne et racinaire

Les biomasses aérienne et racinaire ont été évaluées après trois mois de culture. A la récolte, les parties aériennes des plants ont été sectionnées et les racines soigneusement extraites par lavage à l'eau. Les parties aériennes et racinaires ont été mises dans des enveloppes étiquetées et séchées à l'étuve à 65°C pendant 72 h. Elles ont ensuite été pesées à l'aide d'une balance.

II.6-Etude de la densité et de la diversité des champignons MA dans les sols des deux sites

II.6.1-Extraction des spores

L'extraction des spores a été effectuée selon la méthode du tamisage humide décrite par Gerdemann et Nicholson (1963). Un échantillon de 100 grammes de sol sec à étudier a été d'abord placé dans un grand bûcher avec environ un litre d'eau de robinet. Ce mélange a été agité pendant 1 minute puis laissé décanter pendant 30 secondes. La suspension contenant les spores a été versée sur quatre tamis superposés à mailles décroissantes du haut vers le bas (400, 200, 100 et 50 µm). L'opération a été répétée quatre fois afin de récupérer le maximum possible de spores. Pour chaque tamis, le mélange obtenu a été mis en suspension dans de l'eau de robinet puis réparti dans des tubes de centrifugation (tubes Corex). Un gradient de viscosité a été créé en injectant soigneusement au fond de chaque tube, à l'aide d'une pipette, d'abord 5 ml d'une solution de saccharose à 20% puis 5 ml d'une solution de saccharose à 60%. Les tubes ont été centrifugés pendant 4 min à 4000 tours par minute et à une température de 4 °C. Cette centrifugation sur un gradient de saccharose permet de concentrer les spores et de réduire les particules de sol et les fragments racinaires (Daniels et Skypper, 1982).

Après centrifugation de la suspension sporale, deux phases distinctes ont été observées dans chaque tube: une phase liquide en suspension clair contenant les spores qui a été prélevée à l'aide d'une pipette et une phase solide plus dense constituée de débris divers accumulés au fond des tubes. Les spores contenues dans le liquide en suspension ont été placées sur un tamis de 50 µm et rincées abondamment avec de l'eau de robinet pour éliminer le saccharose.

II.6.2-Dénombrement des spores

Les spores extraites ont été ensuite dénombrées. Pour chaque tube de centrifugation, la suspension sporale a été mise dans une boîte de Pétri dont la surface est quadrillée pour faciliter le comptage

des spores. Puis, en tenant compte des caractéristiques morphologiques (la couleur, la taille, le caractère solitaire ou groupé, la nature de la grappe,...), le nombre de spores de chaque morphotype a été déterminé puis la densité totale pour 100 grammes de sol sec a été calculée en additionnant le nombre de spores de tous les morphotypes rencontrés dans le sol.

II.6.3- Caractérisations morphologiques et identification des spores des champignons MA

Les spores isolées dans chaque échantillon de sol ont été observées sous la loupe binoculaire puis discriminées en tenant compte de la taille, de la couleur, de leur caractère solitaire ou groupé, de la nature dissociable ou non des grappes, du type d'insertion de l'hyphe, et autres attributs. Les spores sont photographiées puis les données obtenues ont été comparées à la description originale de Schenck et Pérez (1990) et à celle de la base de données des cultures de références publiées sur le site internet <http://invam.caf.wvu.edu>. D'autres publications ont été également consultées pour la comparaison des morphotypes de spores de CMA.

II.7-Analyse statistique

Les données collectées des différents paramètres ont été analysées avec le logiciel statistique **XLSTAT** version 2010. Les moyennes des variables ont été comparées grâce au test d'analyse de variance (ANOVA à un facteur) suivi du test de Student Newman-Keuls au seuil de probabilité $p=5\%$ dans le cas où un effet significatif ($p<5\%$) a été mis en évidence.

CHAPITRE III: RESULTATS

III. Réponses de *Ziziphus lotus* (L) et d'*Acacia tortilis* subs *raddiana* à l'inoculation mycorhizienne

III.1- Effet de l'inoculation sur les paramètres de mycorhization de *Z lotus* (L)

III.1.1-Intensités et fréquences de mycorhization

Les fréquences de mycorhization des racines de *Z lotus* (L) ont été évaluées après 12 semaines de culture en serre (figure 8b). Les résultats de l'analyse statistique ont révélé que les fréquences de mycorhization induites par les traitements *Ga* 100%, *Gf* (100%) et *Gm* (98%) sont statistiquement proches de celles des plants témoins positifs (97%). Cependant, la fréquence de mycorhization des plants inoculés avec *Ge* (91%) est significativement inférieure ($P= 0,001$) à celle des plants témoins positifs.

Les intensités de mycorhization des racines de *Z. lotus* (L) ont également été évaluées après 12 semaines de culture en serre (figure 8A). Les résultats de l'analyse statistique ont montré que seul *Gf* a induit une intensité de mycorhization (45%) supérieure à celle des plants témoins positifs (34,94%). Toutefois, ce gain n'est pas statistiquement significatif ($P= 0,008$). Le traitement avec *Ga* a induit une intensité de mycorhization (33,65%) statistiquement proche de celle des plants non inoculés cultivés sur sol non stérilisé (témoins positifs). Les racines des plants de *Z. lotus* (L) inoculés avec *Ge* (24,03%) et avec *Gm* (29,7%) ont des intensités de mycorhization statistiquement proches et inférieures à celles des racines des plants témoins positifs.

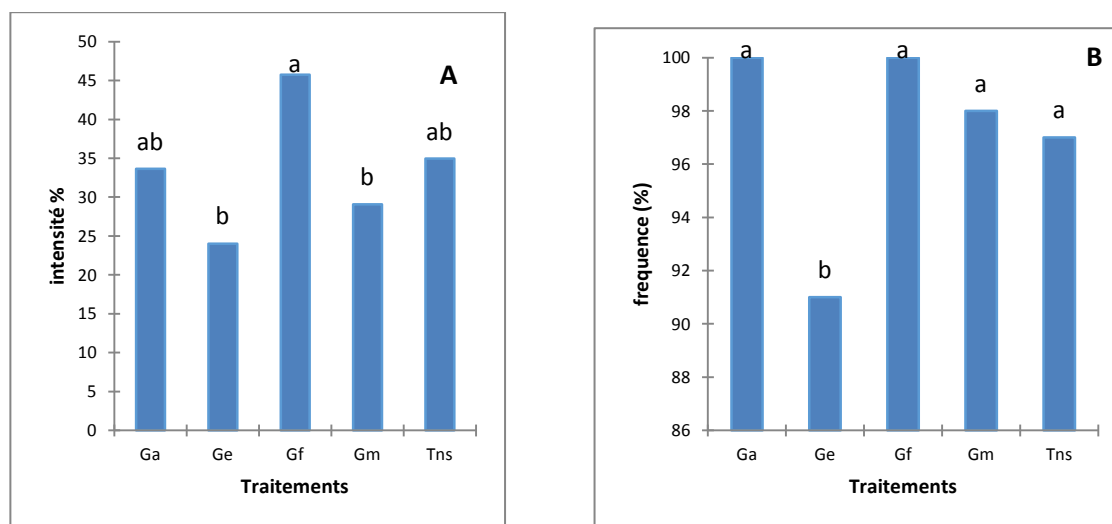


Figure10: Effet de l'inoculation sur les intensités (A) et les fréquences (B) de mycorhization de *Z. lotus* (L.)

Les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas significativement différentes d'après le test de Student Newman-Keuls ($p<0,05$)

Ga: *Glomus aggregatum* ; Gm: *Glomus mosseae*; Gf: *Glomus fasciculatum*; Ge: *Glomus etunicatum* ; Tns: Témoin positif

III.1.2-Effet de l'inoculation mycorhizienne sur la croissance de *Z. lotus* (L)

III.1.2.1-Croissance en hauteur de *Z. lotus* (L)

Les résultats montrent, après 4 semaines de culture, que seuls *Glomus aggregatum* (Ga) et *Glomus fasciculatum* (Gf) ont stimulé significativement la croissance en hauteur par rapport aux plants témoins positifs. Comparés aux plants témoins négatifs, l'effet de ces champignons sur la croissance en hauteur n'est pas significatif. La comparaison des hauteurs des plants témoins positifs et négatifs avec celles des plants inoculés avec *Glomus mossae* et *Glomus etunicatum* montre que ces souches de CMA n'ont pas eu d'effets significatifs sur la croissance en hauteur (Figure 12a).

Après 8 semaines de culture, seul G. aggregatum a eu un effet positif significatif sur la croissance en hauteur des plants de *Z. lotus* comparés aux plants témoins positifs. Les traitements avec *G fasciculatum*, *G etinuctum*, *G mosseae* n'ont pas eu aucun effet significatif sur la croissance en hauteur. (6b). Au terme des 12 semaines de culture, l'analyse statistique révèle qu'il n'existe aucune différence significative entre les hauteurs des plants inoculés et des plants témoins. (P=0.178) (Figure 12c). Les différences significatives notées dans la croissance en hauteur entre le traitement Ga et les plants témoins sur sol non stérilisé se sont estompées au bout de 12 semaines de culture.

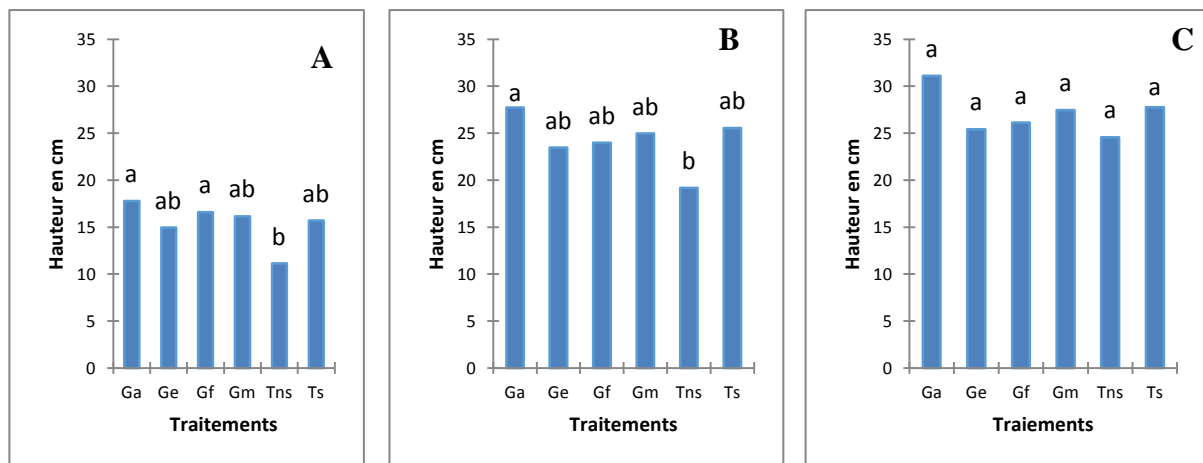


Figure 11: Effet de l'inoculation sur la croissance en hauteur de *Z. lotus* (L) après 4 semaines (A), 8 semaines (B) et 12 semaines de culture (C)

Les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas significativement différentes d'après le test de Student Newman-Keuls ($p < 0,05$). Ga: *Glomus aggregatum* ; Gm: *Glomus mosseae*; Gf: *Glomus fasciculatum*; Ge: *glomus etunicatum* Ts: témoin négatif; Tns: Témoin positif

III.1.2.2-Croissance du diamètre au collet de *Z. lotus* (L)

Après 4 semaines de culture en serre, les résultats montrent que seule l'inoculation avec *G aggregatum* a stimulé de façon significative le diamètre aux collets des plants de *Z. lotus* comparativement aux témoins positifs. Cet effet positif de Ga n'est pas significatif comparativement aux témoins positifs.

Après 8 semaines de culture, tous les traitements ont significativement amélioré la croissance du diamètre au collet par rapport aux plants témoins positifs ($P=0,001$). Cependant, aucun des traitements avec les champignons MA n'a significativement amélioré la croissance du diamètre au collet de *Z. lotus* comparativement aux plants témoins négatifs.

Après 12 semaines de culture, les résultats de l'analyse statistique ont révélé qu'aucun des traitements avec les champignons MA n'a permis un gain significatif de la croissance du diamètre au collet des plants de *Z. Lotus* par rapport aux plants témoins sur sol non stérilisé et sur sol stérilisé (positifs et négatifs).

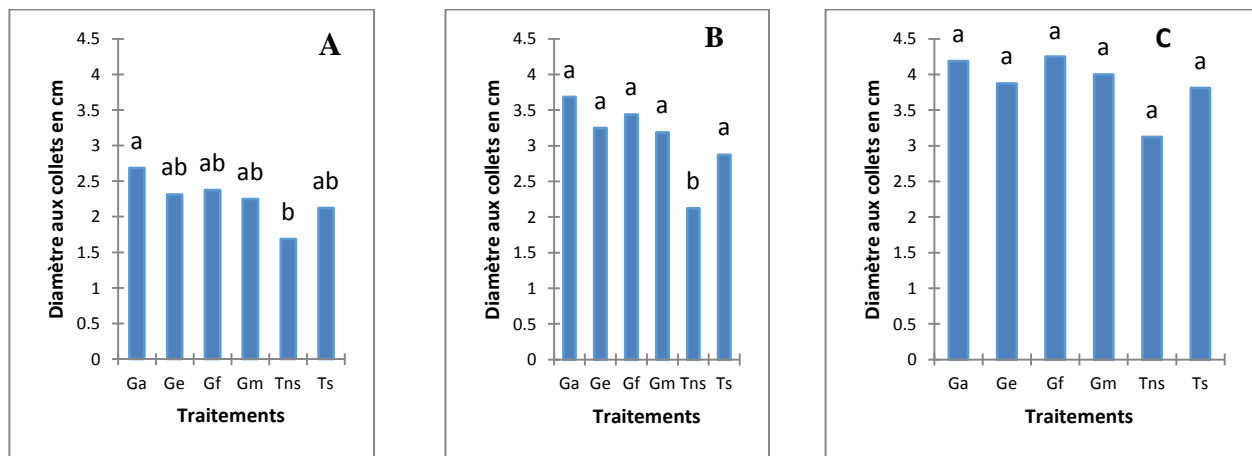


Figure 12: Effet de l'inoculation sur la croissance du diamètre au collet de *Z. lotus* (L) après 4 semaines (A), 8 semaines (B) et 12 semaines de culture (C)

Les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas significativement différentes d'après le test de Student Newman-Keuls ($p < 0,05$)

Ga; *Glomus aggregatum* ; Gm: *Glomus mosseae*; Gf: *Glomus fasciculatum*; Ge : *glomus etinucatum* Ts: témoin négatif ; Tns: Témoin positif

III.1.2.3-Les biomasses aériennes et racinaires de *Z. lotus* (L)

Après 3 mois de culture des plants de *Z lotus* (L) en serre, les valeurs moyennes des biomasses aériennes des plants de *Z. lotus* (L) ont été évaluées. Les résultats de l'analyse statistique ont montré que les traitements avec Ga, Ge et Gf ont permis de stimuler significativement les biomasses aériennes des plants de *Z. lotus* (L) par rapport aux témoins sol non stérilisés avec respectivement des gains de 58.01%, 58.71% et 61.98%. Cependant, comparés aux témoins négatifs, les plants inoculés avec Ga, Ge et Gf n'ont pas significativement amélioré les biomasses aériennes. Le même constat a été fait sur les plants inoculés avec Gm qui n'ont pas produit des biomasses significativement plus élevées que celles des témoins négatifs et des témoins positifs.

Comme les biomasses aériennes, les valeurs moyennes des biomasses racinaires ont été estimées après trois mois de culture en serre. Les résultats de l'analyse statistique ont montré que les traitements avec Ga, Ge, Gf et Gm ont significativement amélioré les biomasses racinaires de *Z. lotus* (L) par rapport aux témoins positifs. Le gain de biomasse racinaire obtenu avec Ga est de 96,96% ; ce gain est de 67,7% avec Ge et Gm et de 67,93% avec Gf. Paradoxalement, aucun des traitements n'a amélioré la production de biomasse racinaire comparativement aux plants témoins sur sol stérilisé

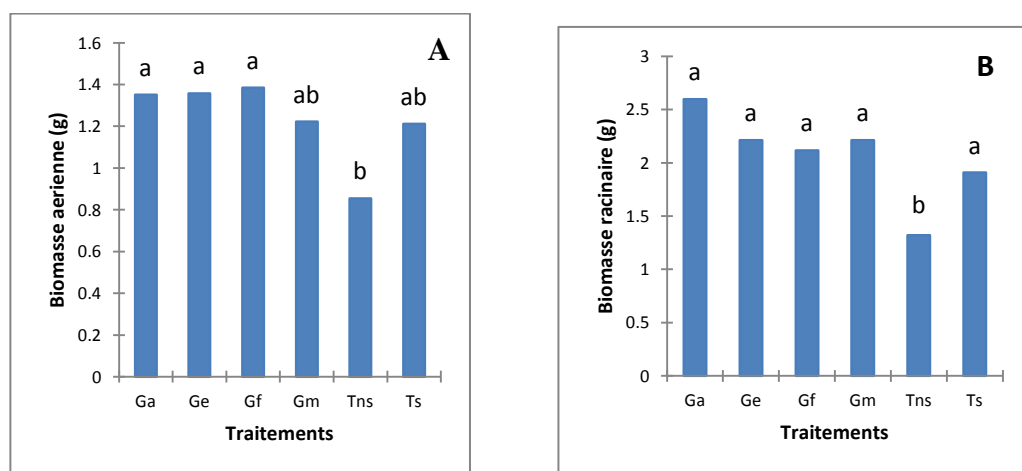


Figure13: Effet de l'inoculation sur les biomasses aérienne (A) et racinaire (B) de *Z lotus* (L)

Les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas significativement différentes d'après le test de Student Newman-Keuls ($p < 0,05$)

Ga: *Glomus aggregatum* ; Gm: *Glomus mosseae*; Gf: *Glomus fasciculatum*; Ge : *glomus etinucatum* Ts: Témoin négatif; Tns: Témoin positif

III.2- Effet de l'inoculation sur les paramètres de mycorhization d' *Acacia tortilis* subsp *raddiana*

III.2.1.-Intensités et fréquences de mycorhization

Les fréquences de mycorhization des racines d' *Acacia tortilis* subsp *raddiana* ont été évaluées après 12 semaines de culture en serre. Les résultats de l'analyse statistique ont montré que ces fréquences sont élevées avec tous les traitements (>90%) et ne présentent aucune différence significative (P=0,35).

Pour les intensités de mycorhization après 12 semaines de culture en serre, de l'analyse statistique a montré que seuls les plants inoculés avec *Glomus etunicatum* (Ge) ont des intensités de mycorhization (41,97%) significativement supérieures à celles des plants témoins positifs (29,07%). Les autres traitements, à l'exception de double inoculation Rh+ Gm, (24,03%), ont entraîné une augmentation non significative des intensités de mycorhization par rapport aux témoins positifs.

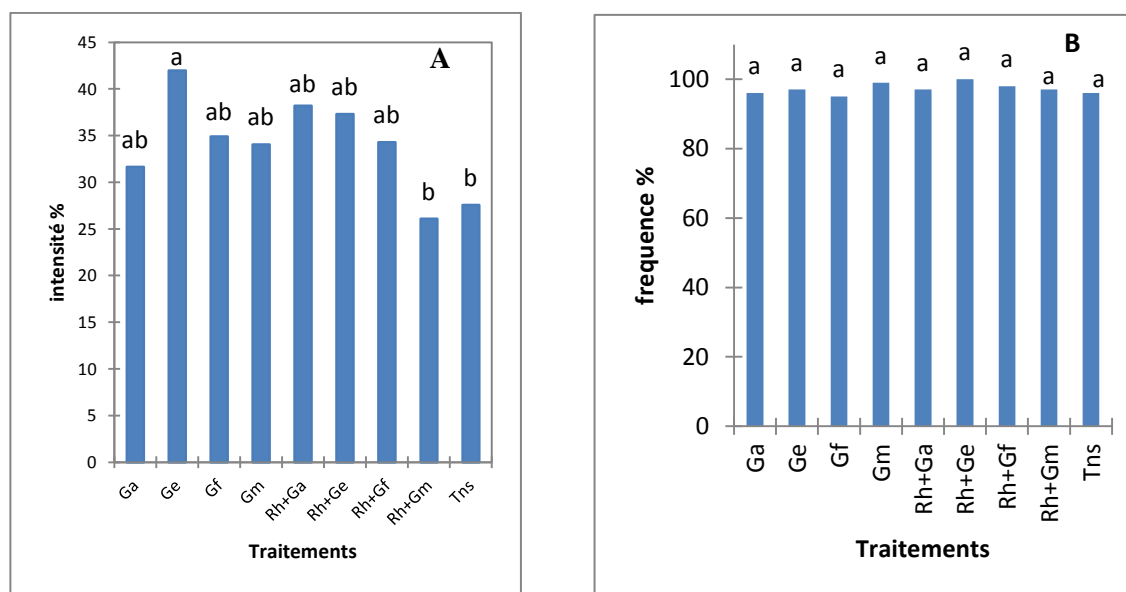


Figure 14: Effet de l'inoculation sur les intensités (14 A) et les fréquences (14B) de mycorhization d' *Acacia tortilis* subsp *raddiana*

Les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas significativement différentes d'après le test de Student Newman-Keuls (p<0,05)

Ga: *Glomus aggregatum* ; Gm: *Glomus mosseae*; Gf: *Glomus fasciculatum*; Ge: *Glomus etunicatum*
Ga+Rh; Ge+Rh ; Gm+Rh ; Gf+Rh; Tns: Témoin positif,

III.2.2-Effet de l'inoculation mycorhizienne et bactérienne sur la croissance d'*Acacia tortilis* subsp *raddiana*

III.2.2.1-Croissance en hauteur d'*Acacia tortilis* subsp *raddiana*

Durant les 3 mois de culture des plants d'*Acacia tortilis* subsp *raddiana* en serre, des mensurations ont été effectuées respectivement à la 4^e, 8^e et 12^e semaine après semis.

Après 4 semaines de culture, les résultats de l'analyse statistique indiquent que seuls les plants d'*Acacia tortilis* subsp *raddiana* inoculés avec *Ga*, *Rh+ Ga*, *Rh+Ge* et *Rh+Gf* ont présenté des hauteurs significativement supérieures à celle des plants témoins positifs. Cependant, comparés témoins négatifs, seuls les plants traités avec *Rh+Ge* et *Rh+ Gf* ont atteint des hauteurs des plants de *Acacia tortilis* subsp *raddiana* significativement plus élevées. (Figure 15A)

Au terme des 8 semaines de culture, les résultats de l'analyse statistique révèlent que seuls les traitements *Ga*, *Rh+Ga*, *Rh+ Ge* ont eu un effet positif significatif sur la croissance en hauteur des plants d'*Acacia tortilis* subsp *raddiana* comparativement aux témoins. Les autres traitements, en l'occurrence *Gm*, *Rh+ Gf*, ont produit des effets positifs uniquement significatifs par rapport aux plants témoins positifs (Figure 15B).

Après 12 semaines de culture, l'inoculation avec la souche *Glomus aggregatum* s'est révélée plus efficace sur la croissance des plants que tous les autres traitements. Elle suivie par *Gm*, les mixtes *Rh+Ga* et *Rh+Ge* qui ont tous significativement stimulé la croissance en hauteur par rapport aux plants témoins négatifs. Par rapport aux plants témoins positifs, aucun traitement n'a significativement augmenté la croissance en hauteur. Le traitement avec *Rhizobium* seul a entraîné une croissance dépressive non significative comparativement aux plants témoins positifs (Figure 15C).

Les résultats obtenus après la 12^e semaine de culture en serre des plants d'*Acacia tortilis* subsp *raddiana* ont révélé que l'inoculation des plants avec *Ga* ; *Gm* ; *Rh+Ga* ; *Rh+Ge* présente un effet positif significatif sur la croissance en hauteur comparativement aux témoins sur sol stérilisé et non inoculé

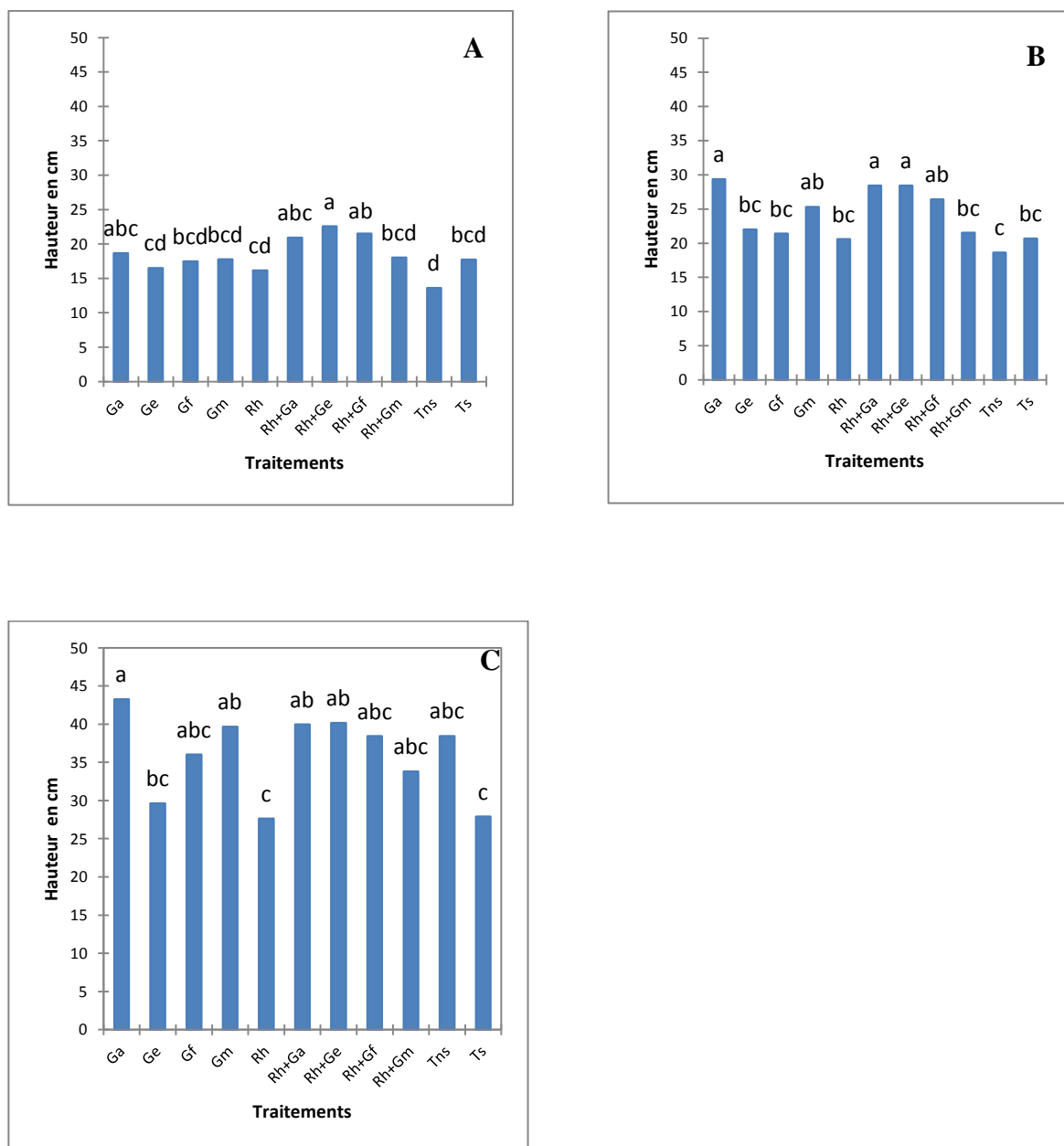


Figure 15: Effet de l'inoculation sur la croissance en hauteur d'*Acacia tortilis* subsp *raddiana* après 4 semaines de culture (A), 8 semaines de culture (B) et 12 semaines de culture (C)

Les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas significativement différentes d'après le test de Student Newman-Keuls ($p < 0,05$)

Ga: *Glomus aggregatum* ; Gm: *Glomus mosseae* ; Gf: *Glomus fasciculatum*; Ge: *Glomus etinucatum* Ga+Rh; Ge+Rh; Gm+Rh; Gf+Rh; Rh: *Rhizobium* ; Tns: Temoin positif, Ts: Temoin négatif

III.2.2.2-Croissance du diamètre au collet des plants d'*Acacia tortilis* subsp *raddiana*

Les résultats de l'analyse statistique révèlent qu'après 4 semaines de culture, seule l'inoculation des plants avec Rh+Ge a augmenté le diamètre au collet des plants, augmentation qui n'est pas toutefois significative ($P=0.03$). En revanche, on note une croissance dépressive non significative

du diamètre au collet des plants inoculés avec Gm comparativement aux témoins positifs et négatifs.

Les résultats du diamètre aux collets, obtenus après 8 semaines de culture, ont été représentés sur la figure 11b. L'analyse statistique a révélé qu'aucun des traitements n'a significativement augmenté le diamètre au collet des plants comparativement aux témoins négatifs. Cependant, par rapport aux témoins positifs, la double inoculation Rh+Ga a significativement augmenté le diamètre au collet. Le retard de croissance des plants inoculés avec Gm noté à la 4^{ème} semaine, semble corrigé dès la 8^{ème} semaine de culture (Figure 16B).

À la 12^{ème} semaine de culture, l'analyse statistique a montré qu'aucun traitement n'a augmenté le diamètre au collet par rapport aux témoins positifs et aux témoins négatifs (P=0,036) Figure 16C.

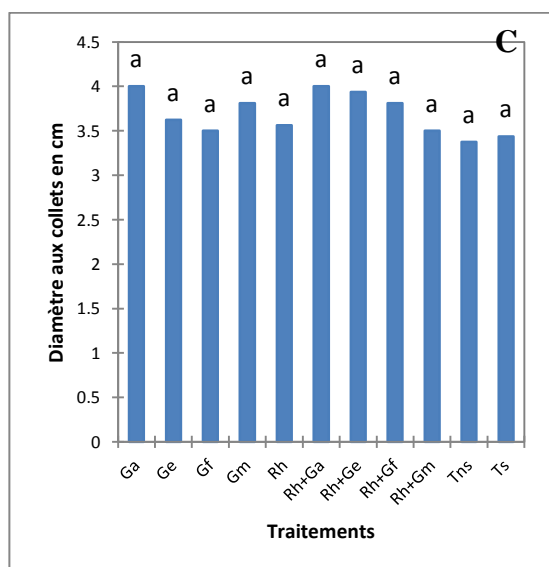
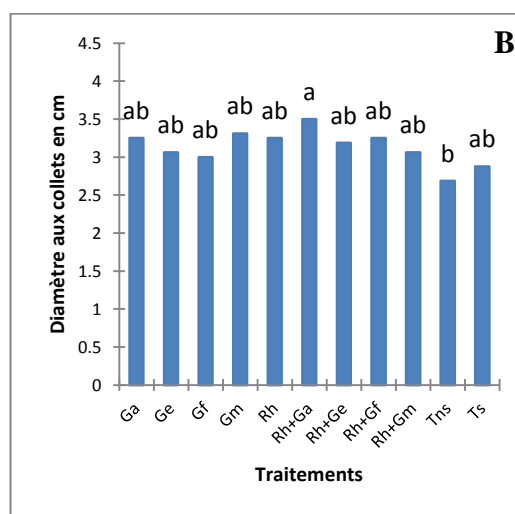
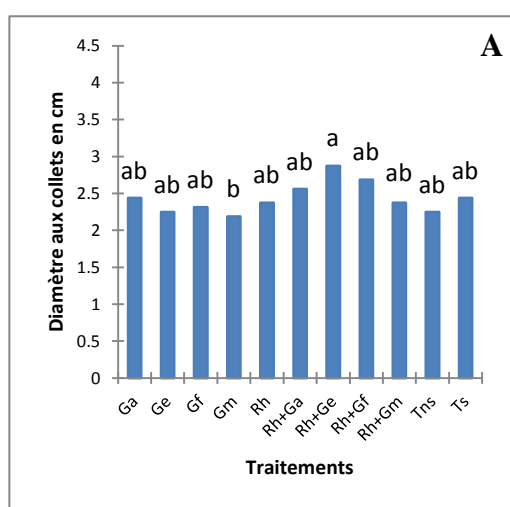


Figure 16: Effet de l'inoculation sur la croissance du Diamètre au collet d'*Acacia tortilis subsp raddiana* après 4 semaines (A), 8 semaines (B) et 12 semaines de culture (C).

Les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas significativement différentes d'après le test de Student Newman-Keuls ($p < 0,05$)

Ga: *Glomus aggregatum* ; Gm: *Glomus mosseae*; Gf: *Glomus fasciculatum*; Ge: *Glomus etinucatum*
Ga+Rh; Ge+Rh ; Gm+Rh ; Gf+Rh ; Rh : *Rhizobium* ; Tns : Temoin positif, Ts : T émoins négatif

III.2.2.3-Les biomasses aérienne et racinaire d'*Acacia tortilis subsp raddiana*

Après 3 mois de culture des plants d'*Acacia tortilis subsp raddiana* en serre, les valeurs moyennes des biomasses aériennes des plants d'*Acacia tortilis subsp raddiana* ont été déterminées. Il ressort de l'analyse statistique que les plants témoins positifs présentent les biomasses aériennes les plus importantes par rapport témoins négatifs avec un gain significatif de 90,53 %. Même si la différence n'est significative, l'inoculation avec Gm a permis l'obtention d'un gain de 77,48%. Les autres traitements, à l'exception du Rhizobium, ont augmenté de façon non significative les biomasses aériennes par rapport aux témoins négatifs. On note également une croissance répressive significative des plants inoculés avec Rhizobium par rapport aux témoins positifs et non significative par rapport aux témoins négatifs

Concernant la biomasse racines après 3 mois de culture des plants d'*Acacia tortilis subsp raddiana* en serre, les résultats de l'analyse statistique ont montré qu'aucun traitement n'a eu un effet significatif d'après le test de Newman-Keuls ($P=0,445$).

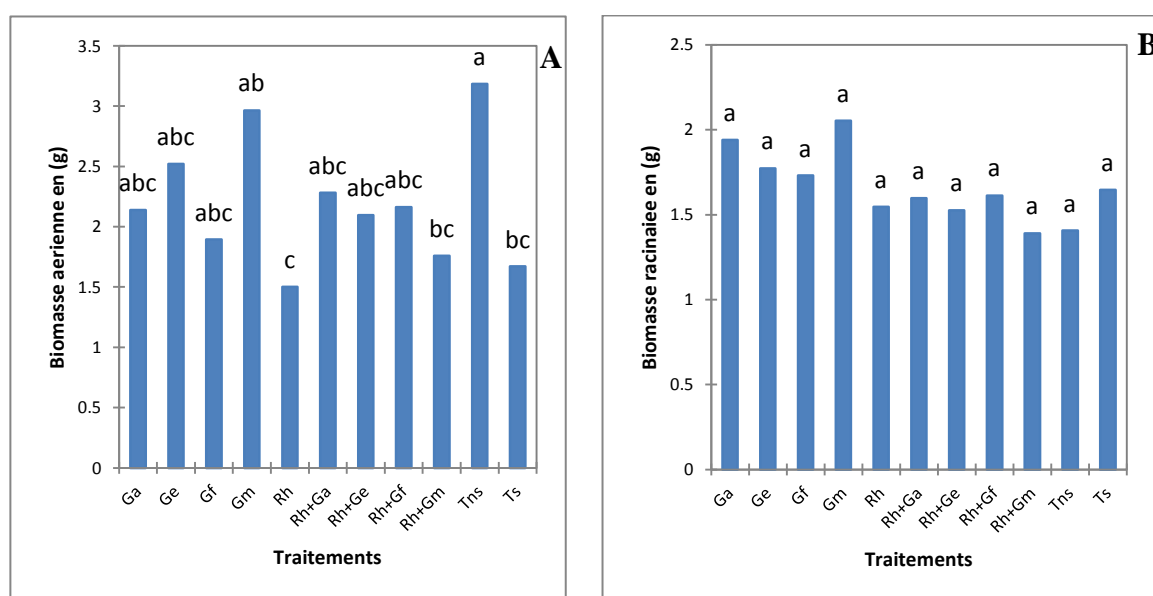


Figure 17: Effet de l'inoculation sur les biomasses aérienne (A) et racinaire (B) d'*Acacia tortilis subsp raddiana*

Les valeurs suivies de la même lettre ne sont pas significativement différentes d'après le test de Student Newman-Keuls ($p < 0,05$)

Ga: *Glomus aggregatum* ; *Gm*: *Glomus mosseae*; *Gf*: *Glomus fasciculatum*; *Ge*: *Glomus etinucatum*
Ga+Rh; *Ge+Rh*; *Gm+Rh*; *Gf+Rh* ; *Rh*: *Rhizobium*; Tns: Temoin positif, Ts: T énoin négatif

IV-Densité des spores de Champignons MA dans les sols rhizosphériques d'espèces sauvages en milieu aride

IV.1-Densité des spores de Champignons MA dans le site Benichab

L'étude de la densité totale des spores de champignons MA a été effectuée sur des sols rhizosphériques de quatre espèces végétales: *Z. lotus*, *B aegyptiaca*, *A ehrenbergiana* et *M. crassifolia*. La densité des spores dans le sol rhizosphérique de *Z. lotus* (23 spores / 100g de sol) est significativement plus élevée que celle observée dans le sol rhizosphérique de *M. crassifolia* (7 spores / 100g de sol) ($P = 0,04$). Par contre, aucune différence significative n'a été notée entre les densités de spores des sols rhizosphériques de *B aegyptiaca* (10 spores / 100g de sol) et de *A ehrenbergiana* (10 spores / 100g de sol) d'une part et entre ces densités des sols rhizosphériques de ces deux espèces et celle des sols rhizosphériques de *Z. lotus* d'autre part.

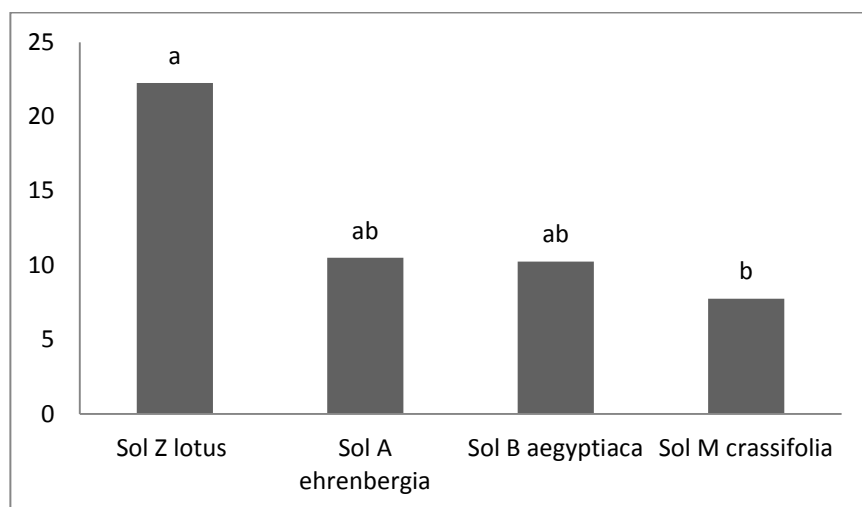


Figure 18 : Densité des spores dans les sols rhizosphériques de ligneux sauvages de Benichab

Chaque barre représente une moyenne de trois répétitions

IV.2-Densité des spores de Champignons MA dans le site Chami

L'étude de la densité des spores dans le site de Chami a été effectuée sur des sols rhizosphériques de trois espèces végétales: *M crassifolia*, *A ehrenbergiana* et *A tortilis* subsp *raddiana*. Les résultats obtenus dans le site Chami sont représentés dans la figure 16. L'analyse statistique a révélé qu'il n'existe aucune différence significative ($P=0,15$) entre les densités des spores des sols rhizosphériques de *M crassifolia* (35 spores / 100g de sol), d'*A ehrenbergiana* (10 spores / 100g de sol) et d'*A tortilis* subsp *raddiana* (8 spores / 100g de sol) d'après le test de Student

Newman-Keuls ($p < 0,05$). Toutefois, les densités les plus élevées ont été notées dans les sols de la rhizosphère *M. crassifolia*.

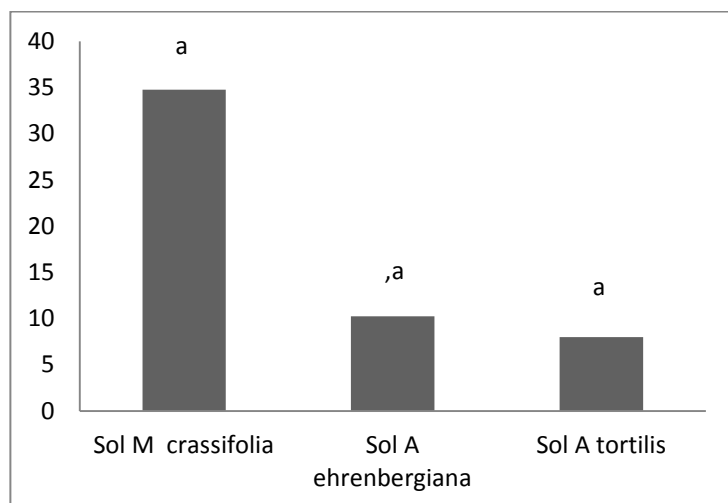


Figure 19: Densités des spores dans les sols rhizosphériques de ligneux sauvages de Chami

Chaque barre représente une moyenne de trois répétitions

V. Diversités des champignons mycorhiziens arbusculaires associés à *Z. lotus* (L), *A. tortilis* subsp raddiana, *A. ehrenbergiana*, *B. aegyptiaca* et *M. crassifolia* en milieu aride de Mauritanie

V.1.-Diversité des Champignons MA en fonction des sites

Tableau 2: Diversité morphologique et classification des champignons MA dans les deux sites

Familles	Genres	Morphotypes	Benichab	Chami
<i>Gigasporaceae</i>	<i>Scutellospora</i>	<i>Scutellospora sp</i>	-	+
	<i>Gigaspora</i>	<i>Gigaspora sp</i>	+	-
	<i>Rhizophagus</i>	<i>Rhizophagus sp1</i>	+	+
		<i>Rhizophagus aff intraradices</i>	+	-
	<i>Glomus</i>	<i>Glomus sp1</i>	+	-
		<i>Glomus sp2</i>	-	+
		<i>Glomus sp3</i>	+	-
		<i>Glomus sp4</i>	-	+
		<i>Glomus sp5</i>	+	-
		<i>Glomus sp6</i>	+	-
		<i>Glomus sp7</i>	+	-

<i>Glomeraceae</i>	<i>Glomus</i>	<i>Glomus sp8</i>	-	+
		<i>Glomus sp9</i>	+	-
		<i>Glomus sp10</i>	+	-
		<i>Glomus sp11</i>	+	-
		<i>Glomus sp12</i>	+	-
		<i>Glomus sp13</i>	+	-
		<i>Glomus sp14</i>	+	-
		<i>Glomus aff boreal</i>	-	+
		<i>Glomus aff aggregatum</i>	-	+
		<i>Sporocarpe de sclerocystis sp</i>	+	-
<i>Acaulosporaceae</i>	<i>Acaulospora</i>	<i>Acaulospora sp1</i>	+	-
		<i>Acaulospora sp2</i>	+	-
		<i>Acaulospora sp3</i>	+	-
<i>Archeosporaceae</i>	<i>Archeospora</i>	<i>Archeospora sp1</i>	+	-
		<i>Archeospora sp2</i>	-	+
4Familles	6 Genres	26 morphotypes	19	8

+ = présent ; - = absent

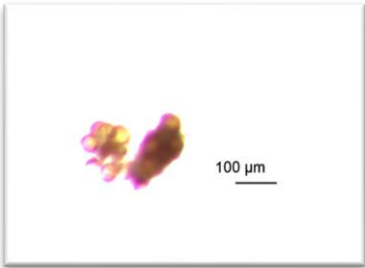
L'étude de la diversité des champignons mycorhiziens arbusculaires dans les sols de la Mauritanie a été réalisée sur les sols des sites de Benichab et de Chami. Elle est basée sur l'étude des caractéristiques morphologiques des spores, une technique certes ancienne mais encore très utilisée. Cette technique nous a permis d'obtenir les résultats consignés dans le tableau 2. L'analyse de ces résultats révèle globalement une diversité composée de 26 espèces réparties dans 7 genres (*Scutellospora*, *Gigaspora*, *Rhizophagus*, *Glomus*, *Acaulospora* et *Archeospora*) de 4 familles (*Gigasporaceae*, *Glomeraceae*, *Acaulosporaceae* et *Archeosporaceae*). La famille des *Glomeraceae* est la plus diversifiée avec trois genres et 19 morphotypes, soit 73,08% de l'ensemble des morphotypes. Elle est suivie des familles des *Acaulosporaceae* (11,53% des morphotypes), *Gigasporaceae* (7,69% des morphotypes) et des *Archeosporaceae* (7,69% des morphotypes).

L'étude comparative de la diversité entre les sites de Benichab et de Chami montre une plus grande diversité sur le site de Benichab où 19 morphotypes ont été dénombrés, soit 73,08% des morphotypes contre seulement 7 morphotypes à Chami, soit 26,92% des morphotypes. Il est également important de noter que les deux sites ne partagent qu'un seul morphotype, *Rhizophagus sp1*. A Benichab, 73,68% des morphotypes appartiennent à la famille des *Glomeraceae*, 15,79% à la famille des *Acaulosporaceae*, 5,26% à la famille des *Gigasporaceae* et 5,

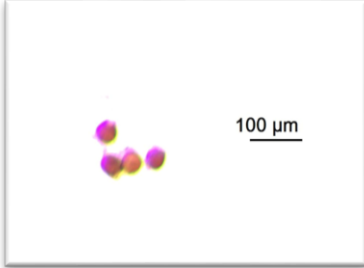
26% autres à la famille des Archeosporaceae. En revanche, à Chami, 75% des espèces sont des Glomeraceae. Les familles des Gigasporaceae et des Archeosporaceae renferment chacune 12,5% des morphotypes alors que la famille des Acaulosporaceae est absente dans les sols de Chami.



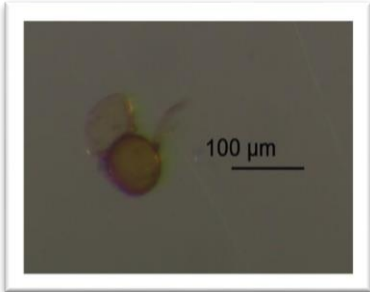
A



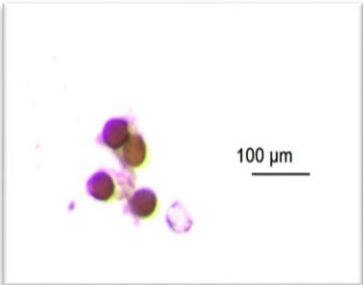
B



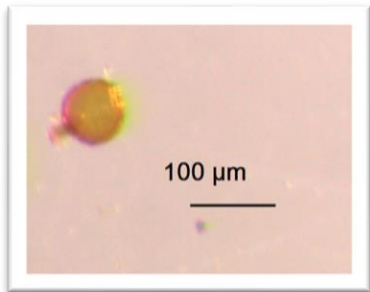
C



D



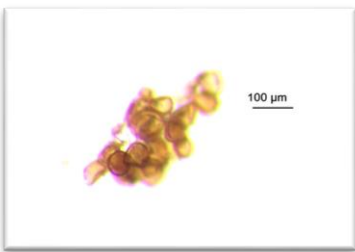
E



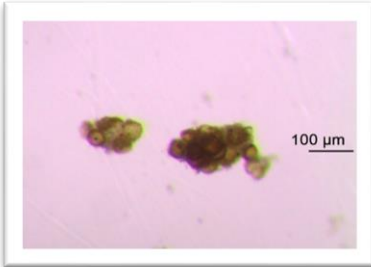
F



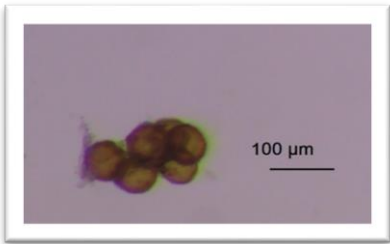
G



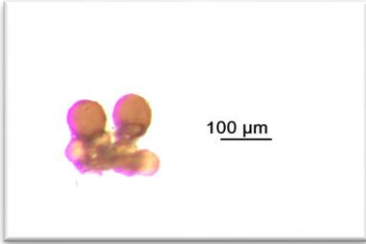
H



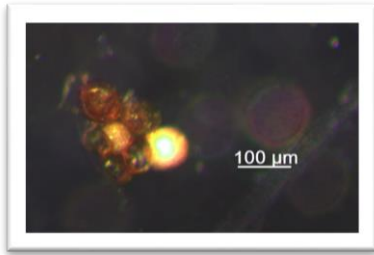
I



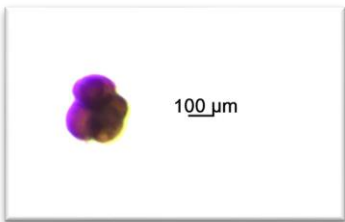
J



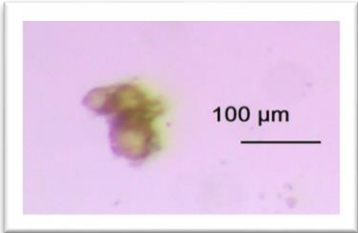
K



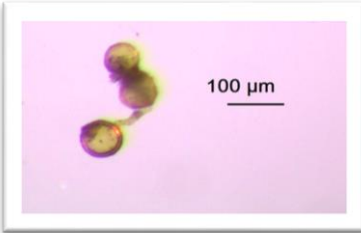
L



M



N



O



Planche 1 : Morphotypes de CMA de la Familles des Glomeraceae

A= *Rhizophagus sp1*; B= *Rhizophagus aff intraradices*; C= *Glomus sp1*; D= *Glomus sp2* ; E= *Glomus sp3*; F= *Glomus sp4*; G= *Glomus sp5*; H= *Glomus Sp6*; I = *Glomus sp7*; J= *Glomus sp8*; k= *Glomus sp9*; L= *Glomus sp10*; M= *Glomus sp11*; N= *Glomus sp12*; O= *Glomus sp13* ; P= *Glomus sp14*; Q= *Glomus aff boreal* ; R= *Glomus aff aggregatum*; S= *sclerocystis sp*

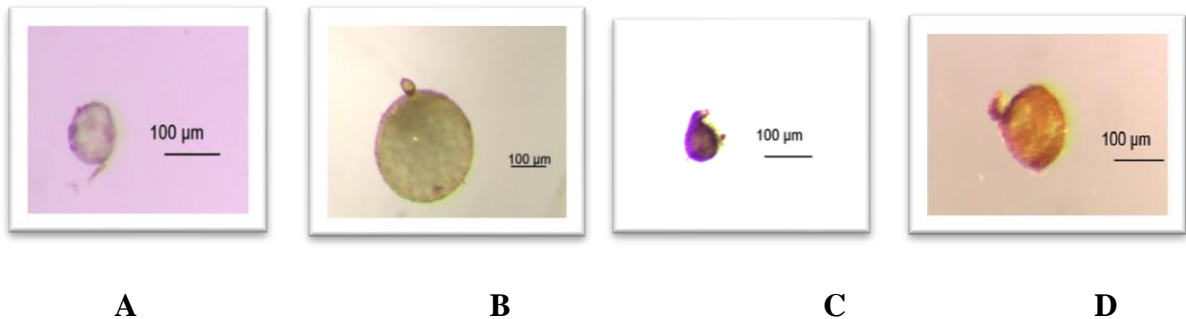


Planche 2: Morphotypes de CMA de la Famille des Gigasporaceae et Archaeosporaceae

A= *Scutellospora sp* ; B= *Gigaspora sp* ; C= *Archaeospora sp1*

D= *Archaeospora sp2*

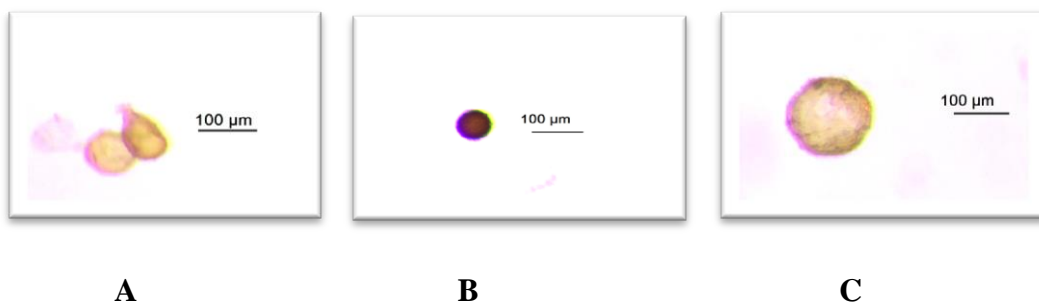


Planche 3: Morphotypes de CMA de la Famille des Acaulosporaceae

A= *Acaulospora sp1*; B= *Acaulospora sp2*; C= *Acaulospora sp3*

V.2-Diversité des champignons MA en fonction des espèces végétales

L'étude de la diversité des champignons mycorhiziens arbusculaires sur les sites de Benichab et de Chami a été effectuée sur des rhizosphères de quatre espèces végétales : *Z. lotus*, *B aegyptiaca*, *A ehrenbergiana* et *M. crassifolia*. Les résultats obtenus sur le site de Benichab (Tableau 3) ont

montré que *Z. lotus* est associé à six morphotypes de champignons MA dont trois appartenant au genre *Glomus* (*Glomus sp5*, *Glomus sp6*, *Glomus sp10*), deux au genre *Acaulospora* (*Acaulospora sp1*, *Acaulospora sp3*,) et un seul morphotypes au genre *Gigaspora* (*Gigaspora sp*). *A. ehrenbergiana* est également associé à six morphotypes de Champignons MA dont un appartenant du genre *Rhizophagus* (*Rhizophagus aff intraradices*), quatre du genre *Glomus* (*de Glomus sp5*, *Glomus sp9*, *Glomus sp13*, *Glomus sp14*) et un du genre *Acaulospora* (*Acaulospora sp2*).

Comparé aux deux espèces végétales précitées, *B. aegyptiaca* présente une plus faible diversité avec quatre morphotypes de Champignon MA dont trois appartenant au genre *Glomus* (*Glomus sp1*, *Glomus sp3*, *Glomus sp11*) et un appartenant au genre *Sclerocystis* (*Sclerocystis sp*)

M. crassifolia est associé aux trois morphotypes de champignons MA dont deux appartenant au genre *Glomus* (*Glomus sp5*, *Glomus sp12*) et un au genre *Archeospora* (*Archeospora sp1*)

Il ressort de l'analyse de la diversité des champignons MA par espèce végétale dans le site de Benichab, que le genre *Glomus* s'est révélé omniprésent dans la rhizosphère des quatre espèces végétales. Par contre, le genre *Acaulospora* reste spécifique à *Z. lotus* et *A. ehrenbergiana* alors que les genres *Sclerocystis* et *Archeospora* ont été exclusivement retrouvés dans les rhizosphères de *B aegyptiaca* et de *M. crassifolia* respectivement. Les genres *Scutellospora* et *Rhizophagus* ont respectivement été notés dans les rhizosphères de *Z. lotus* et *A ehrenbergiana*.

A Chami, la diversité a été étudiée dans les rhizosphères de trois espèces végétales : *A ehrenbergiana* et *M. crassifolia* et *Acacia tortilis subsp raddiana*. Les résultats obtenus dans le site de Chami (Tableau 3) ont montré que *M. crassifolia* est associé à quatre morphotypes de champignons MA dont un appartenant au genre *Rhizophagus* (*Rhizophagus sp1*), deux au genre *Glomus* (*Glomus sp2*, *Glomus sp4*) et un au genre *Archeospora* (*Archeospora sp2*).

A ehrenbergiana est associé à trois espèces de champignons MA. Deux de ces espèces appartiennent au genre *Glomus* (*Glomus aff boreal*, *Glomus sp8*) et une seule appartient au genre *Scutellospora*. Par contre, *A. tortilis subsp raddiana* présente la plus faible diversité avec une seule espèce appartenant au genre *Glomus* dans sa rhizosphère (*Glomus aff aggregatum*)

A Chami, les genres *Rhizophagus* et *Archeospora* ont été retrouvés exclusivement dans la rhizosphère de *M. crassifolia* alors que *Scutellospora* a été dans la rhizosphère de *A ehrenbergiana*.

Tableau 3: Diversité des champignons MA en fonction des espèces végétales

Sites	Espèces végétales	Espèces de champignons MA
-------	-------------------	---------------------------

Benichab	<i>Z. lotus</i>	<i>Glomus sp5, Glomus sp6, Acaulospora sp1, Gigaspora sp, Acaulospora sp3, Glomus sp14</i>
	<i>M. crassifolia</i>	<i>Glomus sp5, Archaeospora sp1, Glomus sp12</i>
	<i>A. ehrenbergiana</i>	<i>Glomus sp5, Rhizophagus aff intraradices Acaulospora sp2, Glomus sp9, Glomus sp13, Glomus sp14</i>
	<i>B. aegyptiaca</i>	<i>Glomus sp1, Glomus sp3, Glomus sp11, sclerocystis sp</i>
Chami	<i>A. tortilis subsp raddiana</i>	<i>Glomus aff aggregatum</i>
	<i>A. ehrenbergiana</i>	<i>Glomus aff boreal, Scutellospora sp, Glomus sp8,</i>
	<i>M. crassifolia</i>	<i>Rhizophagus sp1, Glomus sp2, Glomus sp4, Archaeospora sp2,</i>

CHAPITRE IV : DISCUSSION

IV.1- Effet de l'inoculation sur la croissance de *Ziziphus lotus* (Lam) et d'*Acacia tortilis* subsp *raddiana*

Nos résultats montrent qu'après trois mois de culture, les plants de *Ziziphus lotus* (Lam) et d'*Acacia tortilis* subsp *raddiana* répondent différemment à l'inoculation endomycorhizienne.

En serre, la croissance en hauteur des plants de *Ziziphus lotus* (Lam) et d'*Acacia tortilis* subsp *raddiana* est améliorée par l'inoculation avec des champignons mycorhiziens arbusculaires du genre *Glomus* et l'inoculum mixte fongique et bactérien. Il en est de même pour les biomasses aériennes. En effet, les champignons MA Ga, Ge et Gf ont permis de stimuler significativement les biomasses aériennes des plants de *Z. lotus* (L) comparés aux témoins sur sol non stérilisé avec respectivement des gains de 58,01%, 58,71% et 61,98%. Chez *A. tortilis subsp raddiana*, même si la différence n'est pas significative, seule l'inoculation avec Gm a permis l'obtention d'un gain de 77,48% par rapport aux témoins sur sol stérilisé. Ces effets bénéfiques de l'inoculation avec des champignons MA sur *Z. lotus* et sur *Acacia tortilis subsp raddiana* sont conformes à ceux observés dans d'autres études réalisées sur d'autres espèces végétales forestières telles que *Ziziphus mauritiana* (Ba *et al.*, 2001; Guissou *et al.*, 2001), *Jatropha curcas* (L'eye *et al.*, 2009), *Acacia senegal* (Ndoye *et al.*, 2013) dans lesquelles les auteurs ont démontré que l'inoculation mycorhizienne peut aider à améliorer la croissance en hauteur des plantes et par conséquent la biomasse aérienne. Les effets bénéfiques de l'inoculation mycorhizienne sur le développement des plants seraient dus à une meilleure nutrition hydrominérale des plants mycorhizés grâce à une meilleure prospection du sol par les hyphes capables de prélever l'eau et les éléments minéraux essentiels au-delà de plusieurs mètres de la racine (Jansa *et al.*, 2005).

Cependant, la variabilité des réponses obtenues entre les deux espèces végétales montre que l'efficacité de la symbiose ne dépend pas seulement du génotype fongique. Elle dépend aussi de la compatibilité fonctionnelle entre la plante hôte et le champignon (Burleigh *et al.*, 2002 ; Ravnskov et Jakobsen, 1995).

Par ailleurs, après 3 mois de culture sur les sols stérilisés, les résultats indiquent des intensités de mycorhization inférieures à 50% chez *Z. lotus* (L) et *Acacia tortilis* subsp *raddiana*. Aussi, chez *Z. lotus* (L) l'inoculation en serre avec différentes espèces de champignons MA montre des intensités de mycorhization qui varient entre 24,03-45%. Seul Gf a induit des intensités de mycorhization (45%) supérieures à celles des plants témoins sur sol non stérilisé (34,94%).

Nos résultats corroborent ceux de Diouf *et al.* (2008) qui ont observé des intensités de mycorhization inférieures à 50 % dans les racines de *Gliricidia sepium* inoculé avec *Glomus aggregatum*. Des résultats similaires ont également été obtenus par Duponnois *et al.* (2005) sur de jeunes plants d'*Acacia holosericea* inoculés avec *G. intraradices*. En effet, dans les conditions de

sol très pauvres en phosphore assimilable ($P < 10$ ppm), Plenchette et Morel (1996) et Duponnois *et al.* (2001) ont expliqué ce faible taux de colonisation racinaire par la présence de nombreux poils absorbants ayant une grande capacité de prélèvement et de transport des éléments minéraux spécialement le Phosphore fortement retenu dans le sol. Aussi, la variabilité des intensités de mycorhization pour une même espèce végétale inoculée par plusieurs espèces de champignons MA a été relatée par Do rego *et al.*, (2015). Elle serait due à l'existence d'une niche biologique de chaque espèce dans la rhizosphère (Burleigh *et al.*, 2002). Selon ces auteurs certains champignons utilisent beaucoup de carbone pour coloniser l'intérieur de la racine tandis que d'autres le font pour développer des hyphes externes.

Malgré le faible taux de mycorhization, les résultats relatifs à la hauteur produite montrent que les apports mycorhiziens ont induit des effets positifs. Selon certains travaux, il n'est pas nécessaire que le niveau de colonisation soit très élevé pour être bénéfique à la plante, particulièrement dans les régions semi-arides (Diagne et Ingleby, 2003). L'importance du taux de mycorhization ne prouve pas son efficacité sur la croissance des plants (Echairi *et al.*, 2008 ; Ashwani *et al.*, 2010). En effet, *Parkia biglobosa* et *Tamarindus indica* répondent de façon moins marquée à l'inoculation alors qu'ils ont des taux de mycorhization comparables à celui de *Z. mauritiana* (Guissou *et al.*, 2001). Aussi, Hetrick *et al.* (1992), observent également que la croissance des plants n'est pas forcément liée au degré de colonisation de leurs racines par des CMA.

Les résultats montrent que les traitements avec Ga, Ge, Gm et Gf ont significativement amélioré la biomasse racinaire de *Z. lotus* (L) par rapport aux témoins sur sol non stérilisé avec respectivement des gains de 96,96%, 67,7% et 67,93%.

Comparativement aux plants témoins négatifs, ces résultats sont conformes à ceux de Diop *et al.* (2013), qui avaient montré que l'inoculation avec *R. irregularis* permettait une augmentation significative des biomasses racinaires.

On note également une croissance dépressive significative des plants inoculés avec *Rhizobium* par rapport aux témoins positifs et non significative par rapport aux témoins négatifs. Il faut noter que dans la plupart des traitements, la nodulation n'a pas été différente de celle des plants non inoculés. Cela peut être attribué soit à l'ineffectivité des souches de *Rhizobium*, soit à leur manque de compétitivité vis-à-vis des souches du sol de pépinière. De plus, les multiples interactions entre les micro-organismes du sol peuvent modifier la réponse des plantes hôtes à l'inoculation (Ingham et Molina, 1991).

Cornet et Diem (1982) ont montré que la double inoculation *Glomus mosseae*-*Rhizobium* chez *Acacia holosericea* et chez *A. raddiana* améliore la croissance, la nodulation et les teneurs en phosphore et en azote des parties aériennes des plantes. Des effets similaires ont été obtenus par Cruz *et al.* (1988) chez *A. mangium* et *A. auriculiformis* inoculés avec une souche de *Rhizobium* et

quatre souches de champignons mycorhiziens à arbuscules. Les effets positifs de la double inoculation sur les plants sont attribués à une amélioration de la fixation d'azote due à un effet synergique entre le champignon mycorhizien et le rhizobium (Cornet et Diem 1982).

Aussi, l'inoculation des plants d'*A. tortilis* subsp *raddiana* avec des champignons MA induit un effet dépressif sur les biomasses aérienne et racinaire en serre. Cet effet dépressif de l'inoculation sur les biomasses avait été signalé sur d'autres espèces végétales par plusieurs auteurs (Graham et Abbott, 2000 ; Plenchette *et al.*, 2000; Li *et al.*, 2008). Plenchette *et al.* (2000) expliquent les effets dépressifs notés dans ses conditions d'expérimentation par les conditions déficientes de photosynthèse. Cependant, dans nos conditions d'étude, cet effet négatif, observé à la suite de l'apport mycorhizien avec cette espèce, pourrait être expliqué par un déficit en substances carbonéesournées par le champignon (Plenchette, 1991 ; Thomson *et al.*, 1994).

IV.2- Densité totale de spores de Champignons MA

L'étude de la densité totale des spores a été effectuée dans la rhizosphère de quatre espèces végétales : *Z. lotus*, *B. aegyptiaca*, *A. ehrenbergiana* et *M. crassifolia*. Les résultats obtenus sur le site de Benichab ont montré que la densité des spores obtenues dans les sols rhizosphériques de *Z. lotus* se révèle significativement plus élevées que celle des sols rhizosphériques de *M. crassifolia*.

L'étude de la densité totale des spores sur le site de Chami a été effectuée à partir des sols rhizosphériques de trois espèces végétales: *M. crassifolia*, *A. ehrenbergiana* et *A. tortilis* subsp *raddiana*. L'analyse statistique a révélé qu'il n'existe aucune différence significative entre les densités totales des spores des sols rhizosphériques de *M. crassifolia*, *A. ehrenbergiana* et *A. tortilis* subsp *raddiana*.

La variation de la densité de spores pourrait être attribuée à la présence d'une couverture végétale qui, en créant un vaste réseau d'hyphes et d'interconnexions avec les racines des plantes-hôtes, améliore la biomasse et l'activité microbienne du sol (Graves *et al.*, 1997).

Les effets de site sont généralement liés aux conditions climatiques et pédologiques (Gong *et al.*, 2012).

IV.3- Diversité des champignons mycorhiziens associés au *Z lotus* (L), *A tortilis* subsp *raddiana*, *A ehrenbergiana*, *B aegyptiaca* et *M crassifolia*

L'étude de la diversité des champignons mycorhiziens arbusculaires dans les sols de la Mauritanie a été réalisée sur les sites de Benichab et de Chami. Les résultats montrent une diversité composée de 26 morphotypes répartis dans 6 genres (*Scutellospora*, *Gigaspora*, *Rhizophagus*, *Glomus*, *Acaulospora* et *Archeospora*) regroupés dans 4 familles (*Gigasporaceae*, *Glomeraceae*, *Acaulosporaceae* et *Archeosporaceae*). La famille des *Glomeraceae* est la plus diversifiée avec trois genres et 19 espèces, soit 73,08% de l'ensemble des morphotypes. Elle est suivie de la famille *Acaulosporaceae* (11,53% des morphotypes) et des familles des *Gigasporaceae* (7,69% des morphotypes) et des *Archeosporaceae* (7,69% des morphotypes). Cette diversité décrite dans

une zone semi-désertique (Mauritanie) est largement supérieure celle rencontrée au Sénégal (Diop *et al.*, 2015, Ndoye *et al.*, 2013)

La distribution du genre *Glomus* est comparable aux observations effectuées au Sénégal (Diop *et al.*, 2014 ; Manga *et al.*, 2007), au Burkina Faso (Bâ *et al.*, 1996), au Maroc (Abbas *et al.*, 2006) et en Chine (Zhao et Zhao, 2007). La prédominance des espèces du genre *Glomus* dans la plupart des écosystèmes suggère une meilleure adaptation de ce genre aux conditions les plus hostiles telles que la sécheresse, la salinité et autres stress environnementaux (Blaszkowski *et al.*, 2002). Par ailleurs, l'étude comparative de la diversité entre les sites de Benichab et de Chami montre une plus grande diversité sur le site de Benichab où 19 morphotypes ont été dénombrés, soit 73,08% des espèces contre seulement 7 espèces à Chami, soit 26,92% des morphotypes. Il est également important de noter que les deux sites ne partagent qu'un seul morphotype, *Rhizophagus* sp1. Chacun de ces sites a donc présenté sa propre diversité. A Benichab, 73,68% des morphotypes appartiennent à la famille des Glomeraceae, 15,79% à la famille des Acaulosporaceae, 5,26% à la famille des Gigasporaceae et 5,26% autres à la famille des Archeosporaceae. En revanche, à Chami, 75% des morphotypes sont des Glomeraceae. Les familles des Gigasporaceae et des Archeosporaceae renferment chacune 12,5% des morphotypes alors que la famille des Acaulosporaceae est absente dans les sols de Chami. Cette diversité des champignons MA est plus importante à Benichab qu'à Chami. Des résultats similaires ont été obtenus par plusieurs auteurs dans d'autres écosystèmes. Aussi, Klironomos et Hart (2002) ont décrit d'importantes variations intersites et intrasites dans la composition de la communauté de champignons MA. Selon d'autres auteurs, chaque taxa de champignons MA a un habitat multidimensionnel spécifique qui est déterminé par l'espèce végétale présente dans ce site et les facteurs édaphiques tels que le pH, l'humidité, les teneurs en P et N disponibles (Lumini *et al.*, 2009).

Il ressort de l'analyse de la diversité des champignons MA par espèce végétale dans le site de Benichab une grande variabilité. En effet, le genre *Glomus* s'est révélé omniprésent dans la rhizosphère des quatre espèces végétales. Par contre, le genre *Acaulospora* qui reste spécifique à *Z. lotus* et *A ehrenbergiana* alors que les genres *Sclerocystis* et *Archeospora* ont été exclusivement retrouvés dans les rhizosphères de *B aegyptiaca* et de *M. crassifolia* respectivement. Les genres *Scutellospora* et *Rhizophagus* ont respectivement été notés dans les rhizosphères de *Z. lotus* et *A ehrenbergiana*. Ces genres ont été signalés dans les travaux de Diop (2014).

Les résultats obtenus dans le site de Chami ont montré que *M. crassifolia* est associé à quatre morphotypes de champignons MA dont un appartenant au genre *Rhizophagus* (*Rhizophagus* sp1), deux au genre *Glomus* (*Glomus* sp1, *Glomus* sp3) et un au genre *Archeospora* (*Archeospora* sp2). *A ehrenbergiana* est associé à trois morphotypes de champignons MA. Deux de ces morphotypes appartiennent au genre *Glomus* (*Glomus* aff *boreal*, *Glomus* sp8) et un seul appartient au genre

Scutellospora. Par contre, *A. tortilis subsp raddiana* présente la plus faible diversité avec un seul morphotypes appartenant au genre *Glomus* dans sa rhizosphère (*Sporocarpe Glomus aff aggregatum*)

A Chami, les genres *Rhizophagus* et *Archeospora* ont été retrouvés exclusivement dans la rhizosphère de *M. crassifolia* alors que *Scutellospora* l'a été dans la rhizosphère de *A ehrenbergiana*. Les résultats diversité CMA en fonction de l'espèce végétale dans les deux zones agroécologique en Mauritanie est similaire a celles décrites par Ngonkeu et Nwaga, (1998), Onguene, (2000) et Ngonkeu, (2003) qui ont répertoriés des espèces appartenant à cinq genres bien distincts (*Glomus*, *Sclerocystis*, *Acaulospora*, *Gigaspora*, *Scutellospora*) dans cinq zones agro-écologiques du Cameroun.

V. CONCLUSION ET PERSPECTIVES

L'efficacité de quatre souches de CMA (*G. aggregatum*, *G. mosseae*, *G. fasciculatum*, *G. tinuatum*) et des souches bactériennes a été testée en milieu contrôlé sur deux espèces ligneuses. Les résultats obtenus ont montré qu'en milieu contrôlé, la mycorhization améliore la croissance en hauteur de *A. tortilis* subsp *raddiana* et celle de *Z. lotus*. Par contre, les travaux ont révélé que l'apport d'inoculum fongique n'a pas d'effet significatif sur la biomasse sèche d'*Acacia tortilis* subsp *raddiana*. Aussi, l'étude a montré que les différentes espèces fongiques et bactériennes n'avaient pas le même niveau d'efficacité sur le développement des plants. Ainsi les inoculums fongiques et bactériens sont les meilleurs candidats pour une utilisation dans les programmes de reboisement en Mauritanie.

Nos résultats ont également montré que les espèces végétales étudiées respectivement *Z. lotus* (L), *A. tortilis* subsp *raddiana*, *A. ehrenbergiana*, *B. aegyptiaca* et *M. crassifolia* s'associent naturellement avec une grande diversité de CMA natifs composé de 4 familles (*Gigasporaceae*, *Glomeraceae*, *Acaulosporaceae* et *Archeosporaceae*), 6 genres (*Scutellospora*, *Gigaspora*, *Rhizophagus*, *Glomus*, *Acaulospora* et *Archeospora*) et 26 morphotypes. Le nombre de morphotypes de CMA est plus important sur le site de Bénichab et plus faible sur le site de Chami. Il y'a donc un effet site très marqué. Aussi l'étude a révélé une variabilité de la diversité en fonction de l'espèce végétale mais également la prédominance du genre *Glomus* dans les deux sites et dans les rhizosphères des différentes espèces végétales.

En perspective, nous envisageons de faire la caractérisation moléculaire des CMA colonisant les racines de *Ziziphus lotus* (L), *Acacia tortilis* subsp *raddiana* et sur les morphotypes afin d'affiner la caractérisation et de sélectionner des couples symbiotiques les plus performants. Des essais avec du sol de la zone d'étude permettront de mieux prendre en compte la variabilité des sols.

VI. REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Arbonier M., 2002. Arbres, arbustes et lianes des zones sèches d'Afrique de l'Ouest. 2^e édition. 573p

- Agroecology:** the key role of arbuscular mycorrhizas in ecosystem services. *Mycorrhiza*.20, 519-530.
- Ammari s., 2011-**Contribution à l'étude de germination des graines des plantes sahariennes Broutées par le dromadaire, 46p.
- Akiyama K., Matsuzaki K. & Hayashi H., 2005.** Plant sesquiterpenes induce hyphal branching in arbuscular mycorrhizal fungi. *Nature* 435: 824-827.
- Bâ A.M., Dalpe Y. & Guissou T., 1996.** Les glomales d'*Acacia holosericea* et d'*Acacia mangium*. *Bois et Forêts des Tropiques* 250: 5-18.
- Ba A.T. & Noba K., 2001.** Flore et biodiversité végétale au Sénégal. *Sécheresse* 12: 149-155.
- Bah S. (1998),** Sensibilité d'*Anopheles gambiae* aux insecticides organiques de synthèse et à divers extraits de plantes médicinales du Mali. Thèse pharmacie, Bamako Mali. P 90.
- Abbas Y., Ducouso M., Abourouh M., Azcón R. & Duponnois R., 2006.** Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in *Tetraclinis articulata* (Vahl) Masters Woodlands in Morocco. *Annals of Forestry Sciences* 6: 285–291.
- Borgi, W., Ghedira, K. and Chouchane, N., 2007.-** Antiulcerogenic activity of *Zizyphus lotus* (L.) extracts. *Journal of Ethnopharmacology*, vol. 112: 228–231.
- Borgi, W., Recio M. C., Ríos J. L. and Chouchane, N., 2008.-** Anti-inflammatory and analgesic activities of flavonoid and saponin fractions from *Zizyphus lotus* (L.) Lam. *South African Journal of Botany*, vol. 74: 320-324.
- Blaszkowski J., Tadych M. & Madej T., 2002.** Arbuscular mycorrhizal fungi (Glomales, Zygomycota) of the Bledowski Desert. Poland. *Acta Societatis Botanicorum Poloniae* 71: 71–85.
- Burleigh SH, Cavagnaro T, Jacobsen I. 2002.** Functional diversity of arbuscular mycorrhizas extends to the expression of plants genes involved in P nutrition. *Journal of Experimental Botany* 53(374): 1593-1601.
- Burkill H.M. (1985),** The useful plants of west tropical Africa. Royal botanic Gardens Kew, vol1. P 960.
- Berhaut J. (1967),** Flore du Sénégal. Claire Afrique, 2^{ème} édition, Paris. P 484.
- Boudet G.** Manuel sur les pâturages tropicaux et les cultures fourragères. 2e éd. Collection « Manuels et précis de l'élevage », no 4. Paris : Institut d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux (IEMVT), 1975.
- Bellakhdar, J. (1997).** LaPharmacopée marocaine traditionnelle : Médecine arabe ancienne et savoirs populaires. Ibis Press, Paris, 764 p
- Benabid ,A. (2000).** Flore et écosystèmes du Maroc, Evaluation et préservation de la biodiversité , Paris.

- Bonfante-Fasolo P (1984)**, Anatomy and morphology of VA mycorrhizae, In VA mycorrhiza, Powell, CL et Bagayaraj, DJ, CRC Press, Boca Raton, 5-33.
- Bothe H, Klingner A, Kaldorf M, Schmitz O, Esch H, Hundeshagen B, Kernebeck H (1994)**, Biochemical approaches to the study of plant-fungal interactions in arbuscular mycorrhiza Institut, Universitiit zu Kdln, Gyrhofstr. 15, D-50923 K6ln (Germany).
- Bidartondo M.I., Redecker D., Hijri I., Wiemken A., Bruns T.D., Dom ínguez L., S érsic A., Bolan NS (1991)**, A critical review on the role of mycorrhizal fungi in the uptake of phosphorus by plants. *Plant and Soil*, vol. 134., pp. 189-207.
- B écard G, Roux C, S égalon-Delmas N, Puech V, Roy S. 2004.** Modulators of the development of mycorrhizal fungi with arbuscules and uses thereof. *WO Patent 2005/077177*.
- Cooper, K. M. 1984.** Physiology of VA mycorrhizal association. In: VA mycorrhizae, Eds Powell, C. L. and Bagyaraj, D. J., C R C Press, Inc, Bota Raton, Florida, 155-186.
- Cornet F, Diem HG. 1982.** Etude comparative de l'efficacité des souches de rhizobium d'acacia isolées des sols du Sénégal et l'effet de la double symbiose Rhizobium-Glomus mosseae sur la croissance de Acacia holosericea et Acacia raddiana. *Bois et For êt des Tropiques*
- Chehma A., 2006.-** Catalogue des plantes spontan ées du Sahara septentrional alg érien. Laboratoire de protection des écosyst èmes en zone arides et semi-arides, Univ. Kasdi Merbah, Ouargla, 140 p.
- Cruz, R.E., Manalo, M.Q., Aggangan, N.S. & Tambalo, J.D. (1988).** Growth of three legumes trees inoculated with VA mycorrhizalfungi and Rhizobium. *Plant & Soil*, 108: 111-115.
- Cook Julia A.; Vander Jagt, Dorothy J.; Pastuszyn, Andrzej.; Mounkaila Garba.; Glew Curasson MG.** Études sur les pâturages tropicaux et subtropicaux. II. Les pâturages des principales r égions. *Rev Elev Med Vet Pays Trop* 1954 ; 7 : 103-20.
- Celles (J.C.), Maniere (R.), 1980** - Remarques sur la distribution en Afrique nord-occidentale d'Acacia seyal Delile et d'Acacia ehrenbergiana Hayne. *Candollea* 35 : 183 - 200
- Davies FT, Potter JR, Linderman RG., 1992,** Drought resistance of mycorrhizal pepper plants independent of leaf P concentration-response in gas exchange and water relations. *Physiologia Plantarum*, 87: 45-53.
- Diagne O, Ingleby K. 2003.** Ecologie des champignons mycorrhiziens arbusculaires infectant Acacia raddiana. In *Un Arbre au D ésert*. IRD (ed): Paris; 205-228.
- Diallo D. ; Doumbia O. ; Sanogo F. ; Ag Mahamoud M. (1992),** Contribution à l'étude phytochimique de quelques plantes médicinales du Gourma. Annexe N°21, SSE rapport d'étape plantes sauvages. Gourma Mali.
- Diop I, Kane A, Krasova- Wade T, Sanon KB, Houngnandan P, Neyra M, Noba K.2013.** Impacts des conditions pédoclimatiques et du mode cultural sur la réponse du ni ébé (Vigna

unguiculata L.Walp.) à l'inoculation endomycorhizienne avec *Rhizophagus irregularis* hyphal healing mechanisms between different phylogenetic groups. *New Phytologist* 165: 161-271.

Diop I. 2014. Les champignons mycorhiziens arbusculaires indigènes associés au niébé (*Vigna unguiculata* (L.)Walp.) sur trois types de sols : Diversité et impact de l'inoculation sur la culture. Thèse de Doctorat.223P

Dickson S, Smith SE, Smith FA (1999), Characterization of two arbuscular mycorrhizal fungi in symbiosis with *Allium porum* : colonization, plant growth and phosphate uptake. — *New Phytologist*, vol. 144, , pp. 163-172.

Duponnois R., Founoune H., Masse D. & Pontanier R., 2005. Inoculation of *Acacia holosericea* with ectomycorrhizal fungi in a semi-arid site in Senegal: growth response and influences on the mycorrhizal soil infectivity after 2 years plantation. *Forest Ecology and Management*, 207: 351-362

Duponnois R., Plenchette C., Ba A.M., 2001. Growth stimulation of seventeen fallow leguminous plants inoculated with *Glomus aggregatum* in Senegal. *European Journal of Soil Biology* 37: 181–186.

Dommergues, Y. R. (1995). "Nitrogen Fixation By Trees In Relation To Soil Nitrogen Economy." *Nutrient Cycling In Agroecosystems* 42(1): 215-230.

El Ayadi, F. ; Msanda, F. ; Baniaameur, F. And El Mousadik, A. (2012). "Morphological And Shape Pods Variability Of *Acacia Tortilis* Ssp. *Raddiana* (Savi) Brenan In South Of Morocco." *International Journal Of Plant Breeding And Genetics*, 6(4): 151-167.

FAO (1983). "Manuel Sur La Taxonomie Des Espèces D'acacias." *Archives De Documents De La FAO*.

Frank AB (1877), Über die biologischen Verhältnisse des Thallus einiger Krustenflechten. *Beiträge zur Biologie der Pflanzen*, vol. 2, pp. 123-200.

Fennane, M., Ibn Tattou, M., Ouyahya, A., ElOualidi, J. (2007). Flore pratique du Maroc. *Travaux de l'Institut Scientifique Série Botanique n° 38*, Rabat

Fitter AH (1991). Implication for functioning under natural conditions. *Experientia* 47(1991) 350-355.

Fortin JA, Plenchette C, Piche Y (2008), les mycorhizes la nouvelle révolution verte, édition Multi Mondes.

Fortin JA (2013), les mycorhizes en agriculture et horticulture : le model canadien, revue jardins de France de la société nationale d'horticulture de France et de ses sociétés adhérentes, numéro 622, pp14-15.

Fterich, A. ; Mahdhi, M. ; Lafuente, A. ; Pajuelo, E. ; Caviedes, M. A. ;Rodriguez-Llorente, I. D. And Mars, M. (2012a). "Taxonomic And Symbiotic Diversity Of Bacteria

Isolated From Nodules Of *Acacia Tortilis* Subsp. *Raddiana* In Arid Soils Of Tunisia." *Canadian Journal Of Microbiology* 58(6): 738-75.

Guissou, T. G. 2001. La symbiose mycorhizienne à arbuscules chez des espèces ligneuses : diversité des glomales, dépendance mycorhizienne, utilisation des phosphates naturels et tolérance à un stress hydrique. Thèse de doctorat soutenue à l'Université Ouagadougou, 124 p.

Gong M, Tang M, Zhang Q, Feng X. 2012. Effects of climatic and edaphic factors on arbuscular mycorrhizal fungi in the rhizosphere of *Hippophae rhamnoides* in the Loess Plateau, China. *Acta Ecologica Sinica* 32: 62–67.

Gianinazzi S., Gollotte A., Binet M.N., Van Tuinen D., Redecker D., Wipf D., 2010.

Ghaly I. S., Ataa S. and Mosaad A., 2008.- *Zizyphus jujuba* and *Origanum majorana* extracts protect against hydroquinone-induced clastogenicity. *Environmental Toxicology and Pharmacology*, vol. 25: 10-19.

Guinet, P. And Vassal, J. (1978). "Hypotheses On The Differentiation Of The Major Groups In The Genus *Acacia* (Leguminosae)." *Kew Bulletin* 32(3): 509-527.

Graves J.D., Watkins N.K., Fitter A.H., Robinson D. & Scrimgeour C. 1997. Intraspecific transfer of carbon between plants linked by a common mycorrhizal network. *Plant & Soil* 192: 153–159.

Grouzis, M. And Floc'h, É. L. (2003). Un Arbre Au Désert: *Acacia Raddiana*, Institut De Recherche Pour Le Développement Editions.

Harley JL, Smith S (1983), Mycorrhizal symbiosis, Academic Press, 1-32, New York.

Harley JL (1989), The significance of mycorrhiza. *Mycological Research* 92: 129-139.

Hatimi, A. (1999). Effect of salinity on the association between root symbionts and *Acacia cyanophylla* Lind.: growth and nutrition. *Plant and Soil*, 216: 93-101.

Hanrot m. And le men-olivier L., 1997.- Dammarane saponins from *Zizyphus lotus*. *Phytochemistry*, vol. 44 (7): 1321-1327.

Hetrick BDA, Wilson GWT & COX TS 1992. Mycorrhizal dependency of modern wheat varieties, landraces and ancestors. *Canadian Journal of Botany* 70: 2032-2040.

Ibraheim Z.Z., Abdallah O.M. (1994) Minor constituents of *M. crassifolia* Forsk growing in Egypt. *Bulletin of the faculty of Pharmacy (Cairo University)*. 32(3),407-410.

Ighilhariz Z., Benguesmia R et Al, Les symbioses végétales, un atout pour la revegetalisation des sols dégradés: cas des sablières de Terga et Sidi Lakhdar (Algérie)

Ingham E.Ro, Molinar., 1991 - «Interactions among mycorrhizal fungi, rhizosphere organisms and plants». In Barbosa P., Kruschik Vera A, Jones C.G., eds: *Microbial Mediation of Plant-Herbivore-Interactions* : 169-197.

Jeffries p., Gianinazzi s., Perotto s., Turnau k. & Barea J.M., 2003. The contribution of arbuscular mycorrhizal fungi in sustainable maintenance of plant health and soil fertility, *Biol fertile Soils*, 37 (1), pp. 1-16.

Klironomos J.N. & Hart M.M., 2002. Colonization of roots by arbuscular mycorrhizal fungi using different sources of inoculum. *Mycorrhiza* 12: 181–184.

Kosuta S., Hazledine S., Sun J., Miwa H., Morris R.J., Downie A. & Oldroyd G.E.D., 2008. Differential and chaotic calcium signatures in the symbiosis signaling pathway of legumes. *Proceedings of National Academic of Sciences* 105: 9823–28.

Labidi, S. ; Nasr, H. ; Zouaghi, M. And Wallander, H. (2007). "Effects Of Compost Addition On Extra-Radical Growth Of Arbuscular Mycorrhizal Fungi In Acacia Tortilis Ssp. Raddiana Savanna In A Pre-Saharan Area." *Applied Soil Ecology* 35(1): 184-192

Lambers H, Mougél C, Jaillarrd B, Hinsinger P (2009), Plant-microbe-soil interactions in the rhizosphere: an evolutionary perspective. *Plant Soil*. 321: 83-115.

Le crou éoura G., Th épenier A P., Richarda B., Peterm

ANNA C.,

Gh édirab K., and z éches-hanrota M. 2002.-Lotusine

G: a new cyclopeptide alkaloid from *Zizyphus lotus*. *Fitoterapia*, vol. 73: 63-68.

Leake J.R. & Read D.J., 2002. Epiparasitic plants specialized on arbuscular mycorrhizal fungi. *Nature* 419: 389–392.

Liu RJ, Chen YL (2007), Mycorrhizology. Science Press, Beijing (in Chinese). Smith SE, Read DJ (1997) Mycorrhizal symbiosis, 2nd edn. Academic, London.

Liu RJ, Jiao H, Li Y, Li M, Zhu XC (2009), Advances in the study of species diversity of arbuscular mycorrhizal fungi. *Chinese J Appl Ecol* 20:2301–2307 (in Chinese, with an English abstract).

Lumini E., Orgiazzi A., Borriello R., Bonfante P. & Bianciotto V., 2009. Disclosing arbuscular mycorrhizal fungal (AMF) biodiversity in soil through a land-use gradient using a pyrosequencing approach. *Environmental Microbiology* 12: 2165–2179.

Logi C, Sbrana C, Giovannetti M. 1998. Cellular events involved in survival of individual arbuscular mycorrhizal symbionts growing in the absence of the host. *Applied and Environmental Microbiology* 64(9): 3473–3479.

Li H, Smith FA, Dickson S, Holloway RE, Smith SE. 2008. Plant growth depression in arbuscular mycorrhizal symbioses: not just caused by carbon drain? *New Phytologist* 178: 852–862.

Maire, R. (1987). Flore De l’Afrique Du Nord, Vol.

- Maire R., 1933.-** Études sur la flore et la végétation du Sahara central. Mémoire de la société d'histoire naturelle de l'Afrique du nord n°3, Mission du Hoggar II, Alger, 361 p.
- Manga A, Diop TA, van Tuinen D, Neyra M. 2007.** Variabilité génétique des champignons mycorrhiziens associés à *Acacia seyal* en zone semi-aride du Sénégal. *Sécheresse* 18(2): 129-133
- Meghvansi, K.M., Prasad, K., Harwani, D.& Mahna, S. (2008).** Response of soybean cultivars toward inoculation with three arbuscular mycorrhizal fungi and *Bradyrhizobium japonicum* in the alluvial soil. *European Journal of Soil Biology*, 44: 316-323.
- Morton JB, Benny GL, (1990),** Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zygomycetes): a new order Glomales and Gigasporineae and two new families Acaulosporaceae and Gigasporaceae with an emendation of Glomaceae. *Mycotaxon* 37: 471-491.
- Mousain D (1991),** Ectomycorhization et tolérance des arbres à la sécheresse. Dans : *Physiologie des arbres et arbustes en zones arides et semi-arides*. Groupe d'Etude de l'Arbre, Ed. John Libbey Eurotext, Paris, pp. 167-174.
- Moser M, Haselwandter K., 1983,** Ecophysiology of mycorrhizal symbiosis, in: *Encyclopedia of Plant Physiology, New Series*, vol. 12, pp. 392-421. Eds O. L. Lange. P. S. Nobel, C. B. Osmond and H. Ziegler. Springer, Berlin-Heidelberg New York.
- Normand D., 1955.** Atlas des bois de la Côte d'Ivoire. Tome II, publication n°09 du Centre Technique Forestier Tropical, NOGENTS- SUR- MARNE (seine)-France, 132p.
- Normand D. et Paqué J., 1976 .** Manuel d'identification des bois commerciaux. Tome 2, Centre Technique Forestier Tropical, Nogents/Marne- France, 335p.
- Ndoye F., Kane A., Bakhoun N., Sanon A., Fall D, Diouf D., Sylla S.N., Ba A.M., Sy M.O., Noba K., 2013.** Response of *Acacia senegal* (L.) Willd. to inoculation with arbuscular mycorrhizal fungi isolates in sterilized and unsterilized soils in Senegal. *Agroforestry Systems* 8 (4): 941-952.
- Nagahashi G. & Douds D.D. Jr., 2000.** Partial separation of root exudate components and their effects upon the growth of germinated spores of AM fungi. *Mycological Research* 104: 1453–1464.
- Ngonkeu, M.E.L. & Nwaga, D. (1998).** Diversité et potentiel infectieux des mycorhizes à arbuscules de quelques sols du Cameroun et réponse du niébé (*Vigna unguiculata*) à l'inoculation. *Cameroon Journal of Biological and Biochemical Sciences*, 8 56-67
- Ngonkeu, M.E.L. (2003)** Biodiversité et potentiel des mycorhizes à arbuscules de certaines zones agro-écologiques du Cameroun. Thèse de Doctorat 3^{ème} cycle. Université de Yaoundé I Cameroun

Onguene, N.A. (2000). Diversity and dynamics of mycorrhizal associations in Tropical rain forest with different disturbance regimes in south Cameroon. Tropenbos. Cameroon series 3 Posen en louijen, Wageningen, the Nertherlands 176p

Öpik M, Zobel M, Cantero JJ, Davison J, Facelli JM, Hiiesalu I, Jairus T, Kalwij JM, Koorem K, Leal ME, Liira J, Metsis M, Neshataeva V, Paal J, Phosri C, Põlme S, Reier Ü, Saks Ü, Schimann H, Thiéry, O, VasarM, Moora M. 2013. Global sampling of plant roots expands the described molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycorrhiza* 23: 411–430.

Oehl F, Alves da Silva G, Goto BT, Costa Maia L, Sieverding E. 2011. Glomeromycota: two new classes and a new order. *Mycotaxon* 116: 365–379.

Ozanda P., 1991. Flore et végétation du Sahara. (3^{ème} édition, augmentée). Ed. CNRS, Paris: 662 p.

Parkan J. (1972) Dendrologie forestière. tome 1. P100.

Parkan J., 1993. Le Balanites. In: Spécial arbre du mois, Journal, EFLAMBOYANT, No.27,39 P.<http://www.fao.org/docrep/006/Q2934F/Q2934F00.htm>: 60.

Parniske M., 2008. Arbuscular mycorrhiza: the mother of plant root endosymbioses. *Nature Reviews Microbiology* 6: 763-775.

Plenchette C. 1991. Utilisation des mycorrhizées en agriculture et horticulture. In : Strullu DG., Garbaye J., Perrin P., Plenchette C. eds. Les mycorrhizes des arbres et plantes cultivées. Paris: Lavoisier, 131-196.

Robert S.; Glew Robert. H. (1998), Nutrient content of two indigenous plant foods of the Western Sahel: *Balanites aegyptiaca* and *Maerua crassifolia*. *Journal of Food Composition and Analysis* 11(3), 221-230.

Renault j.-h., Ghedira k., Thepenier p., Lavaud c., Zeches-Schtiapp H, Dehn B, Sticher H (1987), Interaktionen zwischen VA-Mykorrhiza und Schwermetallbelastungen. *Angew. Bot.* 61 85-96.

Robert S.; Glew Robert. H. (1998), Nutrient content of two indigenous plant foods of the Western Sahel: *Balanites aegyptiaca* and *Maerua crassifolia*. *Journal of Food Composition and Analysis* 11(3), 221-230.

- Renault j.-h., Ghedira k., Thepenier p., Lavaud c., Zeches-Schtiapp H, Dehn B, Sticher H (1987)**, Interaktionen zwischen VA-Mykorrhiza und Schwermetallbelastungen. *Angew. Bot.* 61: 85-96.
- Schüßler A, Schwarzott D, Walker C (2001)**, A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Myc. Res.* 105: 1413-1421.
- Schubler A., Walker C., Vestberg M., 2007.** Nomenclatural classification of in Glomeromycota. *Mycol. Res.*, 111: 253-255.
- Smith SE, Read DJ (1997)**, Mycorrhizal symbiosis. Second edition. Academic Press; Harcourt Brace and Company Publishers, 605p.
- Smith S.E. and Read D.J., 1997.** Mycorrhizal symbiosis. Academic Press. San Diego, USA.
- Subramanian KS, Charest c., 1997**, Nutritional, growth, and reproductive responses of maize (*Zea mays* L.) to vesicular mycorrhizal inoculation during and after stress at tasseling. *Mycorrhiza*, 7: 23-25.
- Strullu DG.** Les relations entre les plantes et les champignons. In : Strullu DG, Garbaye -I, Perrin R, Plenchette C, eds. *les mycorrhizes des arbres et plantes cultivées*. Paris : Lavoisier, 1991 : 9-49.
- Shetta, N. D; Al-Shaharani, T. S. And Abdel-Aal, M. (2011).** "Identification And Characterization Of Rhizobium Associated With Woody Legume Trees Grown Under Saudi Arabia Condition." *American-Eurasian J. Agric. & Environ. Sci* 10(3): 410-418.
- Tommerup IC (1984)**, Persistence of infectivity by germinated spores of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in soil. *Trans Br Mycol Soc* 82:275–282.
- Trouvelot A, Kough JL, Gianinazzi-Pearson V (1986)**, Mesure du taux de mycorrhization VA d'un système racinaire. Recherche de méthodes d'estimation ayant une signification fonctionnelle. In: *physiology and genetics aspects of mycorrhizae*. Gianinazzi-Pearson V et Gianinazzi S (Eds), 1st ESM, INRA Press, Paris, 217-221 p.
- Thomson B.D, Grove T.S, Malajczuk Gest N & Hardy 1994.** The effectiveness of ectomycorrhizal fungi in increasing the growth of *Eucalyptus globulus* Labill. In relation to root colonization and hyphal development in soil. *New Phytologist* 126: 517-524.
- Vierheilig H., Bago B., Albrecht C., Poulin M.J. & Piche Y., 1998.** Flavonoids and arbuscular-mycorrhizal fungi. In: Manthey J.A., Buslig B.S. (eds.). *Flavonoids in the living system*. New York.

Zerhari, K. ; Aurag, J. ; Khbaya, B. ; Kharchaf, D. And Filali-Maltouf, A. (2000).
"Phenotypic Characteristics Of Rhizobia Isolates Nodulating Acacia Species In The Arid And Saharan Regions Of Morocco." Letters In Applied Microbiology 30(5): 351-357.

Site internet

Site 1 : Le Tacon F (1985), principaux types mycorhiziens actuels représentés sur une coupe Transversale de racine : svt.ac-dijon.fr/schemassvt/IMG/mycorhizes.doc consulter

Site 2: Invam sur le site : <http://invam.wvu.edu/the-fungi/classification/glomaceae>. Consulter