

LISTE DES ABREVIATIONS

% :	pourcent
µl :	microlitre
µm :	micromètre
°C :	degré Celcius
C :	carbone
Ca :	calcium
cm :	centimètre
CNRA :	Centre National de Recherches Agricoles
DAOM :	Herbier National de Mycologie de Canada
FDA :	Fluoresceine Di Acétate
g :	gramme
h :	heure
ha :	hectare
IRD :	Institut de Recherche pour le Développement
ISRA :	Institut Sénégalais de Recherches Agricoles
J :	Jour
JAS :	Jours Après Semis
Kg :	Kilogramme
LCM :	Laboratoire Commun de Microbiologie des Sols
m :	mètre

MA :	champignon Mycorhizien Arbusculaire
mg :	milligramme
min :	minute
ml :	millilitre
mm :	millimètre
mM :	millimolaire
N :	azote
nm :	nanomolaire
P :	phosphore
PVLG :	polyvinyl alcool, acide lactique et glycérol
s :	seconde
t :	tonne
UCAD :	Université Cheikh Anta Diop de Dakar
V :	volume
YM :	Yeast Mannitol
YMA :	Yeast Mannitol Agar

LISTE DES FIGURES

Figure 1: Interactions entre le champignon, la plante hôte et le sol (Brundrett <i>et al.</i> , 1996)	3
Figure 2: Représentation synthétique des ectomycorhizes et des endomycorhizes.....	4
Figure 3: Morphologie d'une plante d'arachide	20
Figure 4: Plant d'arachide (variété 73-33).....	28
Figure 5: Inoculum fongique	29
Figure 6: Sporocarpe de <i>Glomus aggregatum</i>	29
Figure 7: Arbuste de <i>Piliostigma reticulatum</i>	30
Figure 8: Dispositif expérimental de l'essai	32
Figure 9: Notation de l'infection mycorhizienne (classe 0 à classe 5).....	35
Figure 10: Dispositif expérimental pour la détermination du Most Probable Number (MPN)	39
Figure 11: Fragment de racine d'arachide mycorhizée	41
Figure 12: Effet de différents traitements sur la fréquence de mycorhization de la variété d'arachide 73-33 aux 30 ^e , 45 ^e et 60 ^e jours après semis	42
Figure 13: Effet de différents traitements sur l'intensité de mycorhization de la variété d'arachide 73-33 aux 30 ^e , 45 ^e et 60 ^e jours après semis	43
Figure 14: Effet de différents traitements sur la biomasse aérienne des plants de la variété d'arachide 73-33 aux 30 ^e , 45 ^e et 60 ^e jours après semis	44
Figure 15: Effet de différents traitements sur la biomasse racinaire des plants de la variété d'arachide 73-33 aux 30 ^e , 45 ^e et 60 ^e jours après semis	45
Figure 16: Effet de la culture arachidière sur la densité de spores des champignons MA dans les différents sites étudiés	49
Figure 17: Effet de la culture arachidière sur le nombre d'espèces de champignons MA dans les différents sites étudiés	51
Figure 18: Effet de la culture arachidière sur le potentiel mycorhizogène des sols.....	52

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1: Classification des champignons mycorhiziens arbusculaires (Morton et Benny, 1990).....	7
Tableau 2: Classification des Glomeromycètes (Schubler <i>et al.</i> , 2001)	8
Tableau 3 : Classification et principales caractéristiques des arachides cultivées Signet non défini.	Erreur !
Tableau 4 : Effet de différents traitements sur la nodulation de la variété d’arachide 73-33 aux 30 ^e , 45 ^e et 60 ^e jours après semis	46
Tableau 5: Effet de différents traitements sur le rendement en gousses de la variété d’arachide 73-33 en fin de culture.....	47
Tableau 6: Effet de différents traitements sur l’activité microbienne du sol	48
Tableau 7: Effet de la culture arachidière sur la fréquence relative des familles de champignons MA dans les différents sites étudiés.....	50

INTRODUCTION.....	1
SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE.....	2
1. Symbiose mycorhizienne	2
1.1. Généralités.....	2
1.2. Caractéristiques des mycorhizes et classifications	3
1.2.1. Caractères physiologiques	3
1.2.2. Caractères morphologiques.....	3
1.2.2.1. Les ectomycorhizes	4
1.2.2.2. Les endomycorhizes	5
1.2.2.2.1. Les plantes hôtes.....	6
1.2.2.2.2. Classifications des champignons mycorhiziens arbusculaires.....	6
1.2.2.2.3. Ecologie des champignons mycorhiziens arbusculaires	8
1.2.2.2.4. Biologie des champignons MA	8
1.2.2.2.5. Rôles des endomycorhizes	11
1.2.2.2.5.1. Nutrition hydrominérale des plantes	11
1.2.2.2.5.2. Conservation de la structure du sol.....	12
1.2.2.2.5.3. Résistance aux pathogènes	12
1.2.2.2.5.4. Tolérance aux stress	12
1.2.2.2.5.5. Mycorhization et durabilité des écosystèmes	13
1.2.2.3. Les ectendomycorhizes.....	13
1.3. Interactions avec d'autres microorganismes : la double symbiose fixatrice d'azote et mycorhizienne chez les légumineuses	13
1.4. L'inoculation mycorhizienne au Sénégal	15
2. L'amendement organique	15
3. L'Arachide (<i>Arachis hypogaea</i> L.).....	16
3.1. Systématique.....	16
3.2. Caractères généraux	17
3.2.1. Les tiges.....	17
3.2.2. Les feuilles.....	18
3.2.3. Le système racinaire.....	18
3.2.4. Les fleurs	18
3.2.5. Les fruits.....	19
3.3. Conditions écologiques	20
3.3.1. Les facteurs édaphiques.....	20
3.3.2. Les facteurs climatiques	21
3.3.2.1. L'eau	21
3.3.2.2. Les températures	21
3.3.2.3. L'éclaircissement	22
3.4. Nutrition minérale.....	22
3.4.1. Le phosphore.....	22
3.4.2. L'azote.....	23
3.4.3. Le potassium	23
3.4.4. Le calcium.....	23
3.4.5. Le soufre	24
3.5. Techniques culturales.....	24
3.5.1. La préparation du sol.....	24
3.5.2. Le semis.....	24
3.5.3. La fertilisation.....	25
3.5.4. L'entretien des cultures	25

3.5.5. La récolte	25
3.6. Production arachidière au Sénégal.....	25
3.7. Importance alimentaire et économique de l'arachide au Sénégal	26
4. Les mycorhizes chez l'arachide	26
MATERIEL ET METHODES	28
1. Effet de l'inoculation microbienne et de l'amendement organique sur la culture de la variété d'arachide 73-33 au champ	28
1.1. Matériel	28
1.1.1. Le matériel végétal.....	28
1.1.2. L'inoculum fongique (figures 5 et 6).....	28
1.1.3. L'inoculum bactérien	29
1.1.4. L'amendement organique (figure 7)	29
1.2. Méthodologies	30
1.2.1. Le cadre d'étude.....	30
1.2.2. Le dispositif expérimental (figure 8)	31
1.2.3. Le semis.....	31
1.2.4. L'inoculation.....	31
1.2.5. L'apport de matière organique.....	31
1.2.6. Le désherbage	33
1.2.7. Echantillonnages	33
1.2.7.1. Echantillonnages de plants.....	33
1.2.7.2. Echantillonnages de racines	33
1.2.7.3. Echantillonnages de sols.....	33
1.2.8. Evaluation des paramètres de la mycorhization	33
1.2.8.1. Coloration des racines	33
1.2.8.2. Observations et mesures des paramètres de mycorhization	34
(figure 9).....	34
1.2.9. Mesure de l'activité microbienne des sols: dosage de la fluorescéine di acétate (FDA).....	35
1.2.10. Paramètres mesurés	36
2. Impact de la culture arachidière sur les champignons MA dans les sols du Bassin arachidier	37
2.1. Méthode d'échantillonnage.....	37
2.2. Extraction et dénombrement des spores, identification des champignons MA....	37
2.2.1. Extraction des spores.....	37
2.2.2. Dénombrement des spores et identification des champignons MA.....	37
2.3. Mesure du potentiel infectieux Mycorhizogène des sols de certaines localités (MPN : Most Probable Number).....	38
2.4. Paramètres mesurés.....	40
3. Analyses statistiques	40
RESULTATS.....	41
1. Effet de l'inoculation microbienne et de l'amendement organique sur la culture de la variété d'arachide 73-33 au champ	41
1.1. Mycorhization des plants de la variété d'arachide 73-33 (figure 11)	41
1.2. Effet sur les biomasses des plants.....	44
1.3. Effet sur la nodulation (tableau 4)	46

1.4.	Effet sur le rendement en gousses (tableau 5).....	47
1.5.	Effet sur l'activité microbienne du sol (tableau 6)	48
2.	Impact de la culture arachidière sur les champignons MA dans les sols du Bassin arachidier	49
2.1.	Effet sur les densités de spores des champignons MA (figure 16).....	49
2.2.	Effet sur la diversité des champignons MA	50
2.3.	Effet de la culture arachidière sur le potentiel infectieux mycorhizogène des sols (MPN) (figure 18).....	52
DISCUSSION	53
1.	Effet de l'inoculation microbienne et de l'amendement organique sur la culture de la variété d'arachide 73-33	53
2.	Impact de la culture arachidière sur les populations champignons mycorhiziens arbusculaires (MA) indigènes	58
CONCLUSION ET PERSPECTIVES	61
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	62
ANNEXES	79

INTRODUCTION

L'arachide (*Arachis hypogaea* L.) occupe la troisième place parmi les légumineuses à graines cultivées dans le monde (Duke, 1981). Introduite en Afrique au début du 16^e siècle, la culture de l'arachide a assuré jusqu'à 80 % des exportations du Sénégal et fourni la majeure partie des revenus monétaires du monde rural (Noba, 2002). Ainsi, la zone du Bassin arachidier, en raison de l'importance de sa population (1/3 de la population du Sénégal), du développement de son secteur agricole et de la technicité de ses paysans représente une région charnière dans le développement du Sénégal.

Cependant, la baisse de la fertilité des sols, combinée à une chute progressive de la pluviométrie a entraîné une régression de la productivité des cultures et menace la sécurité alimentaire. Ainsi la production arachidière est passée de 930 000 tonnes en moyenne dans les années 1960-1970 à 465 000 tonnes dans les années 1990-1996. Et pour les mêmes périodes, les rendements passaient de 885 kg/ha à 550 kg/ha (Freud *et al.*, 1997). Pour lever ces contraintes et améliorer la productivité, les paysans ont souvent procédé à la rotation arachide-mil, aux cultures associées et aux amendements minéral et organique. Ces pratiques n'ont pas permis d'améliorer de façon conséquente la qualité des sols dans cette principale zone agricole du Sénégal.

Par ailleurs, plusieurs études ont montré que parmi les microorganismes du sol qui constituent une composante « clef » des écosystèmes agricoles par leur implication dans les cycles biogéochimiques des sols (C, N, P,...), figurent les champignons mycorhiziens arbusculaires. Ces derniers s'associent aux racines des plantes pour former des structures particulières appelées mycorhizes capables d'influencer positivement le développement des plantes.

Dans les zones tropicales arides et semi-arides caractérisées par une dégradation du couvert végétal, l'utilisation des potentialités des champignons mycorhiziens pourrait être d'un intérêt majeur pour une agriculture durable. Cependant, l'expression du potentiel mycorhizien des sols est sous le contrôle des facteurs édapho-climatiques et de l'espèce végétale. En effet, il a été démontré que l'espèce végétale pourrait influencer directement l'abondance et la composition des spores de champignons mycorhiziens (Brundrett *et al.*, 1996 ; Lovelock *et al.*, 2003). Il est donc nécessaire de comprendre les interactions entre les champignons MA, la plante hôte et le sol pour une meilleure exploitation des potentialités des champignons MA.

Il est également bien établi qu'il existe une variabilité dans la réponse des espèces végétales en fonction des champignons MA et de la nature des sols (Plenchette, 1993; Guissou, 1996). Pour contrôler des essais d'inoculation, il est important d'être en mesure d'identifier les champignons indigènes responsables de la mycorhization des plantes afin d'estimer leur compétitivité et leur devenir dans le sol (Bâ *et al.*, 1996).

Dans ce travail, il s'agit d'étudier :

- d'une part l'effet de l'inoculation microbienne (champignon MA et/ou rhizobiums) associée ou non à un amendement organique sur la culture de la variété d'arachide 73-33 qui est la plus emblavée dans le sud du Bassin arachidier.
- d'autre part, l'impact de la culture arachidière sur les populations de champignons MA natifs des sols dans différentes localités du Sud du Bassin arachidier.

SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

1. Symbiose mycorhizienne

1.1. Généralités

Dans la nature, les associations mutualistes entre les champignons et les algues ou entre les champignons et les cyanobactéries formant les lichens sont bien connues. Cependant, des champignons peuvent aussi être bénéfiques à la croissance des végétaux en formant des associations symbiotiques appelées mycorhizes avec les racines des plantes.

Ce terme “**mycorhize**” créé en 1885 par le phytopathologiste allemand Frank désigne la symbiose entre la racine d’un végétal supérieur et le mycélium d’un champignon. L’union favorise la croissance des deux partenaires et permet aussi la fructification du champignon (Dommergues et Mangenot, 1970 ; Strullu, 1991).

Les mycorhizes sont observées chez la majorité des plantes terrestres (Smith et Read, 1997) à l’exception d’un petit nombre de familles telles que les Crucifères, les Chénopodiacées, les Polygonacées, les Cypéracées, les Joncacées (Strullu, 1991). Environ 170 espèces de champignons sont impliquées dans les symbioses mycorhiziennes (Dalpé, 1997).

Selon Plenchette (1993), le sol au voisinage des racines est le siège d’une intense activité microbienne et peut être divisé en 3 parties:

- ✓ La rhizosphère est la couche de sol de quelques mm d’épaisseur directement au contact de la racine. C’est la zone d’échanges entre la plante et le sol environnant. Elle abrite divers microorganismes intervenant dans les cycles biogéochimiques de la matière (cycles du carbone, du phosphore...) ou entrant en interaction avec les plantes (symbiotes, phytopathogènes) ;

- ✓ La mycorrhizosphère est le volume de sol influencé par les mycorhizes (Rambelli, 1973) ;

- ✓ La mycosphère est le volume de sol envahi par le vaste réseau d’hyphes fongiques entraînant la formation d’agrégats (Linderman, 1988).

Ce sol constitue des microenvironnements et des microniches pour les microorganismes et est donc un compartiment fondamental pour l’établissement et le bon déroulement de la symbiose.

C’est dans ce sens que Brundrett *et al.* (1996) affirment que trois principaux éléments interviennent dans l’association endomycorhizienne et propose le schéma ci-après montrant les interactions entre champignon, plante et sol dans l’association mycorhizienne (figure 1).

Dans la littérature, le terme “symbiose” est souvent utilisé pour décrire les relations mutualistes extrêmement interdépendantes où la plante hôte reçoit des éléments minéraux pendant que le champignon acquiert des photosynthétats (Harley et Smith 1983 ; Harley, 1989).

Les structures générées par l’association mycorhizienne peuvent être classées sur la base de critères physiologiques et morphologiques.

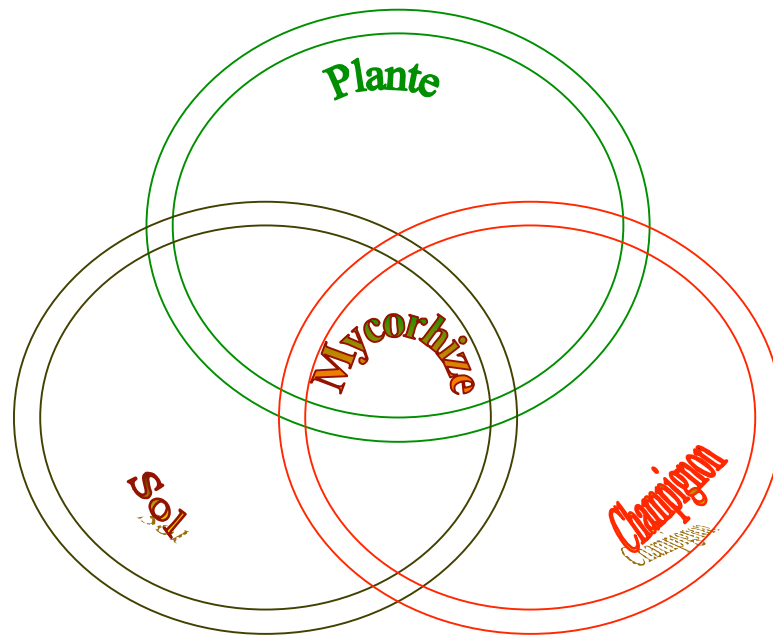


Figure 1: Interactions entre le champignon, la plante hôte et le sol (Brundrett *et al.*, 1996)

1.2. Caractéristiques des mycorhizes et classifications

1.2.1. Caractères physiologiques

Sur le plan physiologique, Strullu (1991) montre que l'extension des surfaces absorbantes, la formation d'un apoplaste mixte polysaccharidique riche en Ca^{2+} et la présence de polyphosphates sont les trois caractères essentiels de la symbiose mycorhizienne. Ces caractères sont communs à l'ensemble des types d'associations mycorhiziennes. Il en déduit que seuls les caractères anatomiques font apparaître de réelles différences ; ce qui explique que les classifications de ces types soient anatomiques plutôt que physiologiques.

1.2.2. Caractères morphologiques

Plusieurs types d'associations mycorhiziennes sont identifiés sur la base de caractères morphologiques et mettent en jeu différentes espèces de champignons et de plantes hôtes (Harley et Smith, 1983).

Les plus communes de ces associations sont:

- Les mycorhizes arbusculaires (MA): le champignon inférieur appartenant à la classe des Zygomycètes (classification de Morton et Benny, 1990) produit des arbuscules, des hyphes et dans certains cas, des vésicules dans les cellules corticales de la racine ;
- Les ectomycorhizes: le partenaire fongique appartient soit à la classe des Basidiomycètes ou à celle des Ascomycètes. Il forme un manteau autour des racines et un réseau de Hartig entre les cellules racinaires ;
- Les mycorhizes orchidoïdes: le champignon produit des rouleaux d'hyphes autour des racines ou des tiges des orchidées ;
- Les mycorhizes éricoïdes: le champignon forme des rouleaux d'hyphes à l'extérieur

des poils absorbants des plantes éricoïdes ;

- Les associations ectendomycorhiziennes, arbustives, et monotropoïdes: qui sont identiques aux associations ectomycorhiziennes, mais qui ont des caractéristiques anatomiques particulières.

Actuellement, la proposition de Peyronel *et al.* (1969) fait l'unanimité. De façon classique, les mycorhizes se séparent en trois principaux groupes:

- Les ectomycorhizes
- Les endomycorhizes (figure 2)
- Les ectendomycorhizes

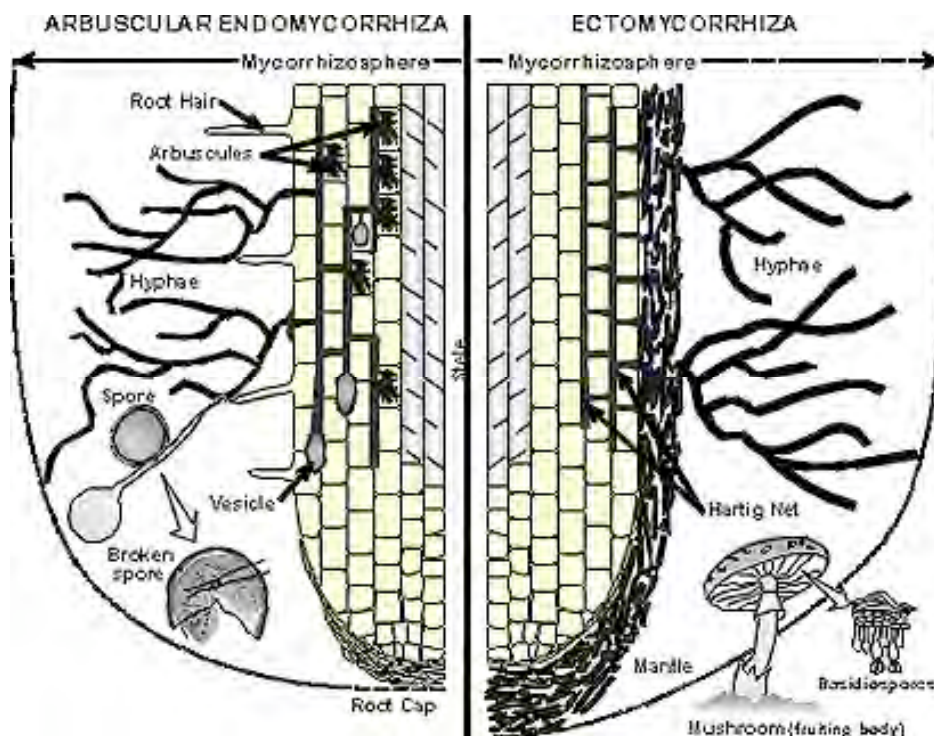


Figure 2: Représentation synthétique des ectomycorhizes et des endomycorhizes

1.2.2.1. Les ectomycorhizes

Les ectomycorhizes ou mycorhizes externes désignent les symbioses entre les racines d'une plante et un champignon. Les hyphes de ces derniers s'infiltrèrent entre les cellules racinaires, dans l'espace intercellulaire.

Les ectomycorhizes se présentent toujours sous forme de racines courtes, ramifiées en fourche chez les pins ou en forme de grappe chez les autres espèces.

Du point de vue anatomique, le champignon entoure complètement la racine et constitue le manteau fongique. Des hyphes issus de ce manteau s'insèrent entre les cellules corticales de la racine pour former le réseau de Hartig. A partir du manteau, d'autres hyphes prolifèrent et colonisent le milieu environnant en formant "le réseau extra matriciel" d'environ 10 cm

d'épaisseur au minimum et qui permet d'élargir la surface d'échanges (Strullu, 1991 ; Hampp *et al.*, 1999).

Après l'installation du champignon, la morphologie de la racine est très modifiée, mais les cellules racinaires gardent leur organisation classique. Une grande vacuole occupe le centre de la cellule, une fine pellicule de cytoplasme est appliquée le long de la paroi et donc à proximité immédiate des hyphes du réseau de Hartig. Le parenchyme cortical profond est souvent exempt d'infection et le cylindre central n'est jamais colonisé. Le développement de l'ectomycorhize impose donc aux partenaires des changements considérables dans leur morphologie et leur physiologie (Strullu, 1991).

La symbiose ectomycorhizienne ne concerne qu'environ 3 % des espèces végétales (Mousain, 1991) dont certaines sont cependant d'importance économique, en particulier les essences sociales des régions tempérées (Fagacées, Bétulacées, Tiliacées, Pinacées) (Trappe, 1977 ; Le Tacon *et al.*, 1989) et certaines essences tropicales (Le Tacon *et al.*, 1989).

Les ectomycorhizes existent principalement chez les dicotylédones et les gymnospermes en raison de la morphologie et de l'anatomie de leurs racines primaires qui sont de taille limitée et spécialisées dans l'absorption. Des formations secondaires se mettent ensuite en place (Strullu, 1991).

Les champignons responsables des symbioses ectomycorhiziennes appartiennent aux classes des Basidiomycètes (russules, bolets, lactaires) et plus rarement des Ascomycètes (Truffes...) (Trappe, 1977). En saison sèche, ces champignons ectomycorhiziens sont présents dans le sol sous forme de propagules de dissémination (spores, mycélium...) et lorsque les conditions d'humidité deviennent favorables en saison des pluies, les propagules sont aptes à produire du mycélium capable de coloniser les racines des plantes (Bâ *et al.*, 1991). L'interaction ectomycorhizienne s'établit alors entre le champignon et l'arbre au niveau des racines nourricières.

La symbiose ectomycorhizienne améliore la nutrition minérale de la plante grâce à l'augmentation du volume de sol prospecté par les hyphes extra matriciels et la production de divers composés tels que les enzymes solubilisant les formes de phosphore peu solubles (Lapeyrie *et al.*, 1987 ; 1991). Elle peut aussi réduire les effets de différents stress que peut subir la plante (Dehne, 1982).

C'est une association à bénéfice réciproque où la plante hôte apporte en retour des éléments carbonés au champignon (Le Tacon *et al.*, 1991).

1.2.2.2. Les endomycorhizes

Le terme "endomycorhize" désigne une symbiose entre les racines d'une plante et les hyphes d'un champignon qui pénètrent dans les cellules racinaires (Strullu, 1991).

D'après Strullu (1991), chez les endomycorhizes, les racines sont peu modifiées. Le cytoplasme cellulaire est déposé à proximité du cytoplasme fongique, ce qui permet ainsi les échanges entre les deux partenaires. Les hyphes pénétrants du champignon sont entourés par le cytoplasme cellulaire, ce qui fragmente le système vacuolaire.

Les endomycorhizes peuvent être divisées en deux (2) groupes suivant les caractères anatomiques des partenaires de la symbiose:

- Les mycorhizes arbusculaires (MA) formées avec les zygomycètes ;

○ Les endomycorhizes à pelotons d'hyphes cloisonnés: symbiose entre les Ascomycètes ou les Basidiomycètes et les Orchidées (*Vanilla*, *Ophrys*, *Listera*...) ou les Ericales à savoir les éricacées et les Pyrolacées (*Erica*, *Calluna*, *Rhododendron*...). Environ 95 % des espèces végétales (Ptéridophytes, Gymnospermes et la majorité des Angiospermes) forment des mycorhizes arbusculaires (MA) qui constituent alors le type dominant (Le Tacon *et al.* 1989).

1.2.2.2.1. Les plantes hôtes

La symbiose endomycorhizienne est observée aussi bien chez les plantes herbacées que chez les espèces ligneuses. Les légumineuses, par ailleurs bien connues pour leur symbiose fixatrice d'azote, présentent toujours des endomycorhizes (Plenchette, 1993).

Diverses plantes appartenant aux angiospermes [tomate, tabac, pomme de terre, maïs, poireau, orge, plantes ligneuses (arbres, arbustes)...], aux gymnospermes (*Taxus*, *Cupressus*, *Araucaria*...) et aux préphanérogames (*Gynkyo*, *Cycas*...) développent la symbiose endomycorhizienne.

D'après Morton *et al.* (1995), la symbiose endomycorhizienne s'établit avec de très nombreuses espèces végétales dans des écosystèmes très divers.

1.2.2.2.2. Classifications des champignons mycorhiziens arbusculaires

Deux (2) classifications sont proposées:

1.2.2.2.2.1. Classification de Morton et Benny (1990)

Selon Morton et Benny (1990), les champignons responsables de la symbiose mycorhizienne arbusculaire appartiennent à la classe des Zygomycètes et à l'ordre des Glomales. Cet ordre est subdivisé en sous-ordres des *Glomineae* avec deux (2) familles (*Glomaceae* et *Acaulosporaceae*) et des *Gigasporineae* avec une seule famille (*Gigasporaceae*). L'essentiel des espèces de l'ordre des Glomales connues appartient à la famille des *Glomaceae* (Pirozynski et Dalpé, 1989).

Les champignons MA regroupent actuellement 160 espèces connues, réparties en trois (3) familles (*Acaulosporaceae*, *Glomaceae* et *Gigasporaceae*) et six (6) genres (Dalpé, 1997) que sont *Acaulospora*, *Entrophospora*, *Glomus*, *Sclerocystis*, *Gigaspora* et *Scutellospora* (Morton et Benny, 1990). Les espèces de champignons MA sont séparées grâce à des caractères morphologiques et structuraux ou par analyse moléculaire.

Tableau 1: Classification des champignons mycorhiziens arbusculaires (Morton et Benny, 1990)

Ordre : Glomales Morton & Benny

Sous-ordre : *Glomineae* Morton & Benny

Famille : *Glomaceae* Pirozynski & Dalpé

Genre : *Glomus* Tulasne & Tulsane

Genre : *Sclerocystis* (Berkeley & Broome) Almeida & Schenck

Famille : Acaulosporaceae Morton & Benny

Genre : *Acaulospora* (Gerdemann & Trappe) Berch

Genre : *Entrophospora* Ames & Schneider

Sous-ordre : *Gigasporineae* Morton & Benny

Famille : *Gigasporaceae* Morton & Benny

Genre : *Gigaspora* (Gerdemann & Trappe) Walker & Sanders

Genre : *Scutellospora* Walker & Sanders

1.2.2.2.2. Classification de Schübler *et al.* (2001)

Une classification plus récente des champignons MA a été proposée par Schübler *et al.* (2001) rapprochant ces derniers plus des Ascomycètes et des Basidiomycètes que des Zygomycètes. Selon cette nouvelle classification, les champignons MA ont un rang d'embranchement (celui des Glomeromycota). Ils appartiennent à la classe des Glomeromycètes subdivisée en quatre (4) ordres (Paraglomerales, Archaesporales, Diversisporales et Glomerales). Chaque ordre comprend une (1) à trois (3) familles à l'intérieur desquelles sont répartis les genres.

Tableau 2: Classification des Glomeromycètes (Schübler *et al.*, 2001)

Embranchement : Glomeromycota
Classe : Glomeromycètes
Ordre : Paraglomerales
Famille : <i>Paraglomeraceae</i>
Genre : <i>Paraglomus</i> J. B. Morton & D. Redecker
Ordre : Archaeosporales
Famille : <i>Archaeosporaceae</i>
Genre : <i>Archaeospora</i> J. B. Morton & D. Redecker
Famille : <i>Geosiphonaceae</i>
Genre : <i>Geosiphona</i> F. V. Wettstein
Ordre : Diversisporales
Famille : <i>Acaulosporaceae</i>
Genre : <i>Acaulospora</i>
Genre : <i>Entrophospora</i>
Famille : Diversisporaceae Walker & Schübler
Genre : <i>Diversispora</i> Walker & Schübler
Famille : <i>Gigasporaceae</i>
Genre : <i>Gigaspora</i>
Genre : <i>Scutellospora</i>
Ordre : Glomerales
Famille : <i>Glomeraceae</i>
Genre : <i>Glomus</i>

1.2.2.2.3. Ecologie des champignons mycorhiziens arbusculaires

Les champignons mycorhiziens arbusculaires sont ubiquistes, ils se retrouvent sous tous les climats, dans tous les écosystèmes indépendamment du type de sol et de la végétation (Smith et Gianinazzi-Pearson, 1988 ; Dalpé, 1997). Ils sont donc adaptés à différentes conditions édaphiques où des plantes sont susceptibles de se développer (Plenchette, 1993).

1.2.2.2.4. Biologie des champignons MA

Les champignons MA sont des biotrophes obligatoires et ne peuvent se développer en l'absence de la plante hôte (Hepper, 1987). Cette biotrophie obligatoire est expliquée par plusieurs hypothèses d'ordres:

- nutritionnel: la croissance des champignons dépend d'un ou de plusieurs éléments nutritifs fournis par la plante hôte ;
- physico-chimique: les facteurs physico-chimiques sont les plus déterminants pour réaliser la culture pure des champignons MA ;
- génétique: la dépendance du champignon au métabolisme de la plante hôte peut être due à une perte d'une partie de son matériel génétique au cours de l'évolution.

De plus, il est bien établi que l'existence de la symbiose mycorhizienne est possible grâce à des interactions dynamiques avec une complémentarité fonctionnelle de deux partenaires eucaryotes.

Les champignons mycorhiziens présentent une grande diversité au niveau cellulaire. En effet, il apparaît des différences marquées entre les formes qui se développent dans le sol et les formes intraracinaires (Strullu, 1991).

Les genres communs sont *Glomus*, *Gigaspora* et *Scutellospora* qui produisent de grosses azygospores pouvant être tamisées par voie humide à partir du sol.

Les champignons MA ne présentent donc pas d'organes différenciés plus gros que des spores de 10 à 400 micromètres de diamètre émises dans le sol à partir du mycélium externe et à proximité des racines (Le Tacon *et al.* 1989).

❖ Etablissement de la symbiose

A) La germination des spores et l'infection racinaire

L'établissement de la symbiose endomycorhizienne commence par la germination des spores. En effet, quand les conditions d'humidité et de température sont favorables, les spores vont germer et donner naissance à un mycélium qui va pénétrer dans une racine. Ce dernier va se diviser par dichotomies successives à l'intérieur des cellules proches du cylindre central et dans les cellules corticales externes (Strullu, 1991) et donner une structure hyphale extrêmement ramifiée, appelée "Arbuscule".

Chez le genre *Glomus*, les spores encore appelées chlamydospores (organes de résistance à paroi épaisse) vont germer et donner un pro-mycélium. Celui-ci, pour poursuivre son développement doit entrer en contact avec une racine et développer un appressorium. La multiplication végétative est alors réalisée grâce à ces chlamydospores. Après maturation et libération, les chlamydospores redeviennent aptes à réinfecter les racines en produisant un pro- mycélium.

Les cellules racinaires envahies par un champignon mycorhizien, présentent au niveau ultra structural des caractères particuliers (Strullu, 1991). En effet, on peut noter la présence de nombreux organites, des plastes souvent sans amidon, des vacuoles claires et nombreuses et généralement une hypertrophie nucléaire.

La rareté des poils absorbants sur des racines colonisées a été parfois observée (Strullu, 1991) mais les auteurs sont unanimes que le champignon mycorhizien arbusculaire modifie rarement l'architecture racinaire. La symbiose affecte surtout la physiologie de la plante hôte.

Ainsi deux mécanismes distincts sont responsables de la croissance des hyphes mycéliens:

- Le premier est déclenché par la présence de la racine et est responsable de la croissance de l'hyphes de la spore pré germée. Cette active croissance se manifeste avant le

contact avec la racine, mais est totalement dépendante des réserves de la spore et cesse progressivement avec la diminution de ces dernières.

- Le second mécanisme est lié à la formation des arbuscules (sites d'échanges nutritionnels privilégiés entre les deux partenaires symbiotiques). Ainsi du mode de vie biotrophique sporal, le champignon bascule vers un mode biotrophique racinaire nécessaire à l'accomplissement de son cycle de développement. L'absence de colonisation du cylindre central et du méristème par le champignon MA traduit l'existence d'un contrôle de l'infection par la plante hôte au niveau tissulaire.

Les champignons MA ne sont pas spécifiques à la plante d'isolement et peuvent donc avoir un effet bénéfique sur d'autres espèces végétales (Bâ *et al.*, 2000 ; Duponnois *et al.*, 2001 ; Bâ *et al.*, 2002).

B) Les arbuscules

L'arbuscule formée par ramification des hyphes du champignon a l'apparence d'un arbuste, à l'intérieur de la cellule végétale (Gallaud, 1905 ; Brundrett *et al.*, 1984). Les arbuscules sont les sièges privilégiés d'échanges de nutriments entre les deux symbiotes (Cox et Tinker, 1976 ; Gianinazzi *et al.*, 1979 ; Dexheimer *et al.*, 1985). Ces échanges nutritifs entre la plante et le champignon par le biais des arbuscules au niveau du cortex racinaire, permettent la survie du champignon et une meilleure croissance de la plante.

C) Les vésicules

Les vésicules, structures intercellulaires de la racine, sont des organes de réserve qui permettent la survie du champignon lors de la sénescence puis de la mort de la racine. Elles sont observées dans les racines végétales hôtes (Harley et Smith, 1983) en symbiose avec quatre genres de champignons MA (*Acaulospora*, *Entrophospora*, *Glomus*, *Sclerocystis*).

D) Le réseau extra matriciel

En plus des arbuscules et des vésicules qui sont intra racinaires, le champignon développe à l'extérieur de la racine un réseau de mycélium qui permettra l'absorption d'eau et d'éléments minéraux. Ce réseau d'hyphes fongiques sert à pomper et à diriger vers la racine un supplément d'eau et d'éléments minéraux auquel la plante n'aurait pas normalement accès (Dalpé, 1997). Ce réseau extra matriciel représentant le thalle possède des capacités d'assimilation et de croissance. Les hyphes extra matriciels ou extra racinaires jouent un rôle capital dans le fonctionnement de la symbiose. En effet, Harrison et Van Buuren (1995) ont trouvé que l'expression du gène (GvPt) codant pour le transport transmembranaire du phosphore chez *Glomus versiforme* est localisée sur les hyphes extra racinaires du champignon MA.

La croissance extra matricielle du mycélium est un facteur clé dans l'acquisition de nutriments par le symbiote mycorhizien (Olsson *et al.*, 1997).

E) Les hyphes intracellulaires

Le mycélium issu de la germination des spores pénètre dans les cellules corticales à partir de l'appressorium. Il passe de cellule en cellule et développe des arbuscules. Il peut se renfler en vésicules caractéristiques à l'origine de l'appellation "mycorhize à vésicules et arbuscules" (MVA). La mycorhize constituée, produit un réseau extra matriciel à l'origine des chlamydospores. Après la maturation, ces spores sont libérées dans le sol où elles germeront pour donner le pro- mycélium de départ.

1.2.2.2.5. Rôles des endomycorhizes

Les champignons MA forment des relations symbiotiques avec la majorité des plantes terrestres et sont reconnus par les effets positifs de ces symbioses sur la croissance des plantes et la qualité des sols (Smith et Read, 1997). Ainsi, dans l'agriculture, les effets bénéfiques de la symbiose mycorhizienne arbusculaire ont été largement démontrés (Cooper et Tinker, 1978 ; Strullu *et al.*, 1981). Ces effets sont rendus possibles par une augmentation du volume de sol exploré grâce aux hyphes fongiques (Gianinazzi-Pearson et Diem, 1982).

La mycorhize augmente la capacité d'absorption des minéraux essentiels et la résistance aux maladies des racines chez la plante alors qu'elle permet au champignon de tirer les glucides nécessaires pour accomplir son cycle biologique, directement de son partenaire sans la compétition des autres microorganismes (Strullu, 1988).

La mycorhization permet non seulement d'augmenter le rendement en biomasse des plantes, d'accélérer la floraison ou la maturation des fruits (Strullu, 1991 ; Dalpé, 1998) mais aussi de minimiser les effets de la sécheresse, du gel et d'autres stress environnementaux (Bethlenfalvay, 1992 ; Dalpé, 1998).

1.2.2.2.5.1. Nutrition hydrominérale des plantes

Les effets bénéfiques des endomycorhizes se manifestent par une amélioration de la nutrition hydrominérale de la plante (Plenchette, 1993 ; Jordan *et al.*, 2000).

Les champignons mycorhiziens arbusculaires jouent un important rôle dans la continuité hydrique au niveau de l'interface sol-racine (Gianinazzi-Pearson et Diem, 1982). En 1982, Allen a montré que l'infection mycorhizienne réduit toutes les voies de résistance, et conclut à la prédominance des effets directs des hyphes dans le prélèvement de l'eau.

L'amélioration de la nutrition minérale passe en grande partie par l'amélioration de la nutrition phosphatée (Plenchette *et al.*, 1983a). Chez les plantes mycorhizées, les taux de transport de phosphore des racines mycorhizées sont 2 à 6 fois supérieurs à ceux des plantes non mycorhizées (Jones *et al.* 1998).

L'azote est absorbé par le mycélium du champignon sous forme d'ions ammonium qui seront assimilés par la plante sous forme de glutamine (Carrodus, 1967). L'amélioration de la nutrition azotée est cependant corrélée à celle de la nutrition phosphatée (Strullu, 1982).

Les champignons sont dépourvus d'appareil photosynthétique et par conséquent sont

hétérotrophes vis-à-vis du carbone. Le carbone est transféré de la plante vers le champignon sous forme d'hexoses (Shachar-Hill *et al.* 1995 ; Solaiman et Saito, 1997) qui sont convertis en tréhalose et en glycogène (Shachar-Hill *et al.* 1995 ; Bago *et al.* 2000), deux formes de carbones inexploitable par la plante.

Les mycorhizes, grâce au réseau extra matriciel peuvent servir de pont entre deux plantes et permettre aux éléments minéraux (cas du phosphore et de l'azote) de passer d'une plante donneuse à une plante réceptrice (Xiaolin *et al.*, 1998).

1.2.2.5.2. Conservation de la structure du sol

La symbiose mycorhizienne arbusculaire joue un rôle important dans la structure du sol. Elle permet une stabilisation et une amélioration du potentiel agricole des sols par la formation d'agrégats (Tisdall et Oades, 1979 ; Tisdall, 1991 ; Miller et Jastrow, 1992 ; Degens *et al.*, 1996).

Bethlenfalvay *et al.* (1999) ont démontré dans une expérience réalisée en pots sur l'inoculation par un champignon MA, qu'il y avait une relation directe entre le développement des hyphes extra matriciels et l'agrégation du sol. En effet, ces hyphes extra radicaux secrètent une glycoprotéine appelée glomaline (Wright et Upadhyaya, 1996) qui rattache et piège les particules du sol en agrégats influençant ainsi sa stabilité (Miller et Jastrow, 1990 ; Wright et Upadhyaya, 1998 ; Borie *et al.*, 2000 ; Franzluebbers *et al.*, 2000 ; Wright et Anderson, 2000 ; Rillig *et al.*, 2001 ; Rillig *et al.*, 2003 ; Rillig, 2004).

De plus, d'après Sylvia *et Neal*, (1990), les mycorhizes, grâce à la corrélation étroite qui existe entre la structure du sol et la phase extra matricielle du champignon, constituent un moyen de restauration des sols ayant subi une dégradation.

1.2.2.5.3. Résistance aux pathogènes

Les effets des endomycorhizes sur les maladies des plantes sont connus à travers une abondante littérature (Davis *et al.*, 1979 ; Davis, 1980 ; Graham et Menge, 1982 ; Morandi et Baylet, 1984 ; Caron *et al.*, 1986 ; Dehne, 1987 ; Graham, 1987 ; Morandi, 1987 ; Smith, 1988 ; Perrin, 1991 ; Kane, 1997).

La symbiose mycorhizienne arbusculaire permet de réduire l'incidence des maladies racinaires et les effets nocifs de certains agents pathogènes telluriques (Dehne, 1982 ; St-Arnaud *et al.*, 1995) comme les *Pythium* et les nématodes (Dehne, 1982).

Ainsi selon Plenchette *et al.* (2000), même sans effet antagoniste, les dégâts causés par les nématodes à une plante peuvent être compensés par le bénéfice de croissance résultant de l'augmentation du potentiel d'assimilation des nutriments et de l'eau par la plante.

L'association symbiotique est incontestablement un moyen de lutte biologique contre les organismes pathogènes telluriques.

1.2.2.5.4. Tolérance aux stress

Il est généralement admis que les mycorhizes arbusculaires ont un impact plus important chez les plantes soumises à des conditions de stress (Plenchette, 1993).

Les effets bénéfiques de la symbiose se manifestent par un accroissement de la tolérance aux

stress hydrique et thermique. La tolérance aux stress thermique et hydrique peut s'expliquer en partie par la capacité des mycorhizes à provoquer des modifications hormonales chez la plante hôte (Augé, 2003).

De plus, l'amélioration de la nutrition hydrominérale permet à la plante mycorhizée d'acquies une protection accrue contre les stress environnementaux tels que sécheresse, froid, salinité, polluants organiques, métaux lourds etc. (Strullu, 1991 ; Sylvia et Williams, 1992 ; Leyval et Joner, 2001 ; Joner et Leyval, 2003).

Les mycorhizes peuvent également modifier le fonctionnement des peuplements de mauvaises herbes de sorte que leur impact net devienne plus bénéfique (Jordan *et al.*, 2000).

Les champignons endomycorhiziens ont donc non seulement un effet biofertilisant mais aussi un effet biorégulateur et un effet bioprotecteur (Lebreton, 2001).

1.2.2.2.5.5. Mycorhization et durabilité des écosystèmes

Observée chez des fossiles âgés de plus de 400 millions d'années, la symbiose endomycorhizienne contribue à la biodiversité des écosystèmes ainsi qu'à la survie et la santé des plantes (Dalpé, 1998).

Taylor et Osborn (1995) affirment que les végétaux supérieurs n'auraient pas pu conquies la terre ferme s'ils n'avaient pas été associés à des champignons mycorhiziens, soulignant ainsi le rôle crucial qu'ont joué et jouent encore les mycorhizes dans l'évolution des plantes terrestres.

Les mycorhizes constituent donc un agent biologique permettant d'améliorer la qualité biologique des sols tout en assurant la durabilité des agro écosystèmes (Miller et Jastrow, 1992).

Cependant certaines pratiques agricoles courantes comme le labour et l'utilisation d'intrants chimiques peuvent altérer les peuplements de champignons réduisant ainsi leur efficacité (Jordan *et al.*, 2000).

1.2.2.3. Les ectendomycorhizes

C'est un type d'association intermédiaire entre les ectomycorhizes et les endomycorhizes. Les ectendomycorhizes possèdent à la fois des caractères d'ectomycorhizes (présence du manteau et du réseau de Hartig) et des caractères d'endomycorhizes (colonisation par le champignon de cellules racinaires bien organisées) (Strullu, 1991).

Les champignons concernés par ce type d'association sont des Basidiomycètes appartenant aux genres *Amanita*, *Boletus*, *Scleroderma* etc. Ils ne sont pas spécifiques car pouvant former aussi des ectomycorhizes avec des arbres (Strullu, 1991).

1.3. Interactions avec d'autres microorganismes : la double symbiose fixatrice d'azote et mycorhizienne chez les légumineuses

Les bactéries des genres *Rhizobium* et *Bradyrhizobium* sont des microorganismes essentiels du sol, capables d'établir avec les plantes de la famille des légumineuses une symbiose

fixatrice d'azote qui se manifeste au niveau des racines par la présence d'organes spécialisés communément appelées nodosités ou nodules. Ainsi, dans une symbiose fixatrice d'azote, la bactérie symbiotique et la plante hôte établissent entre elles un système de partenariat que l'on considère habituellement comme une association de type mutualiste (Dommergues *et al.*, 1999). Selon Sanginga (1992), plusieurs espèces de la famille des légumineuses ont une signification écologique et économique considérable due en partie à leur capacité à former une symbiose fixatrice d'azote avec des bactéries des genres *Rhizobium* et *Bradyrhizobium*.

D'après Dommergues *et al.* (1999), l'exploitation des bactéries symbiotiques dépend non seulement du couple plante-bactérie mais aussi du couple bactérie-sol. En effet, l'infection d'une plante par une bactérie fixatrice de N₂ est fonction du degré de compatibilité de la bactérie avec son partenaire et aussi de sa grande capacité d'adaptation à certaines contraintes de l'environnement. Ainsi, pour la sélection de souches symbiotiques s'ajoute aux deux (2) propriétés précédentes (compatibilité et adaptation), la compétitivité c'est - à - dire, l'aptitude de ces bactéries à devancer les autres dans la compétition pour l'infection.

Ainsi divers auteurs ont montré qu'il existait chez les légumineuses des interactions entre les systèmes symbiotiques fixateurs d'azote et mycorhiziens (racines nodulées et mycorhizées) (Mosse *et al.*, 1976 ; Munns et Mosse, 1980 ; Plenchette, 1993).

L'arachide (*Arachis hypogaea* L.), une espèce de la famille des légumineuses, est capable de former des nodules avec des rhizobiums indigènes du sol. Cependant, l'inoculation avec des souches de rhizobium sélectionnées améliorerait l'efficacité de la symbiose et augmenterait la productivité de l'arachide (Huang, 1987 ; 1988). Selon Bogino *et al.* (2006), l'inoculation de l'arachide avec des rhizobiums peut augmenter la capacité de la plante à fixer l'azote de l'air et donc à réduire la demande de fertilisant azoté. C'est dans le même sens que Van Veen *et al.* (1997), mentionnent que l'introduction de bactéries spécifiques dans les sols pourrait apporter des nutriments aux cultures, stimuler la croissance de la plante à travers la production d'hormones, contrôler ou inhiber l'activité des pathogènes de la plante et enfin améliorer la structure du sol. Ainsi, Catroux *et al.* (2001) indiquent que le but de l'inoculation est de procurer un nombre suffisant de rhizobiums efficaces pour induire une colonisation rapide de la rhizosphère, par quoi la nodulation s'installera le plus tôt possible après germination et conduira à des productions optimales.

Cependant, Bogino *et al.* (2006) mentionnent qu'une population de rhizobiums indigènes est généralement présente dans le sol et possède la capacité potentielle à noduler une culture d'arachide introduite. D'après ces derniers auteurs, la réponse de l'arachide à l'inoculation est imprévisible.

L'effet bénéfique de la double inoculation (mycorhizienne et rhizobienne) sur la croissance des plantes a été démontré par de nombreuses études (Badji *et al.*, 1989 ; Ducouso *et al.*, 1991). Chez les légumineuses, il y a une synergie entre les deux types de symbioses (mycorhizienne et fixatrice d'azote) favorable à une meilleure fixation de l'azote atmosphérique (Plenchette, 1993). Barea et Azcon-Aguilar (1983) attribuent l'importance de la symbiose mycorhizienne aux besoins élevés de phosphore dans la nodulation et la fixation biologique de l'azote N₂. L'amélioration de la nutrition phosphatée permettrait à la symbiose rhizobienne de mieux s'exprimer. En effet, les travaux de Cornet et Diem (1982) ont montré que la double inoculation (*Rhizobium* / *Glomus mosseae*) chez *Acacia holosericea* et *Acacia*

raddiana a des effets bénéfiques sur la croissance, la nodulation et les teneurs en phosphore et en azote des parties aériennes des plantes inoculées. Les effets obtenus sur la nodulation ont été confirmés par Ducouso *et al.* (1991) sur *Acacia holosericea* inoculé par une souche de *Bradyrhizobium sp* et par *Glomus mosseae* où une stimulation de 98 % a été observée. Cette amélioration de la nodulation est liée en partie au phosphore qui représenterait selon Ducouso *et al.* (1991), la source d'énergie (ATP) dont la plante a besoin pour la fixation d'azote.

1.4. L'inoculation mycorhizienne au Sénégal

De nombreuses expérimentations sur l'inoculation mycorhizienne ont été conduites au Sénégal (Kane, 1997 ; Plenchette *et al.*, 2000 ; Sow, 2005). Bâ *et al.* (2001) ont trouvé que l'inoculation mycorhizienne du jujubier (*Zizyphus mauritiana* Lam.) avec *Glomus aggregatum* a eu un effet bénéfique sur sa croissance et son alimentation en phosphore. Les travaux de Sow (2001) ont montré que les champignons mycorhiziens (*Glomus mosseae*, *Glomus fasciculatum*, *Glomus aggregatum*) introduits dans un itinéraire de culture intensive d'oignon (*Allium cepa*), variété Sivan ont tous amélioré les paramètres de rendement évalués par rapport aux témoins non inoculés et à la fertilisation. Par ailleurs, Leye (2006) a montré que certaines variétés de sésame (*Sesamum indicum* L.) testées en serre se sont révélées très dépendantes de la mycorhization arbusculaire.

2. L'amendement organique

En terme agronomique, la matière organique regroupe deux notions essentielles (Stevenson, 1994). La première notion fait référence aux produits organiques d'intérêt agronomique qui ne sont pas encore enfouis dans le sol (résidus de récolte, composts, fumiers etc.) regroupés sous le nom d'amendement ou d'engrais organiques. La deuxième notion est plutôt agro-pédologique et fait référence à la matière organique comme partie intégrante du sol agricole (litière, fraction légère, biomasse microbienne, macrofaune, produits organiques solubles dans l'eau et matière organique stabilisée ou humus).

Les résidus organiques laissés sur le sol après les récoltes constituent une litière temporaire. Les amendements organiques incorporés aux sols sous forme de fumier ou de compost viennent enrichir la fraction légère et constituent une source d'azote et d'humus (Bado, 2002). Chaque type d'amendement organique influe selon sa nature sur la fourniture de l'azote et sur les propriétés physico-chimiques et biologiques du sol. La qualité des amendements organiques et leur capacité à fournir l'azote sont généralement évaluées par le rapport C/N (Stevenson, 1984).

Selon Hubert (1968), on ne doit pas cultiver l'arachide en premier sur une parcelle fumée au fumier de ferme. Ce dernier surtout s'il est frais, provoque un fort développement de la partie aérienne et l'apparition de gousses vides. Il vaut mieux placer l'arachide en seconde position dans une rotation.

Au Sénégal, les résidus de *Piliostigma reticulatum* sont utilisés comme amendement organique.

Piliostigma reticulatum est un arbuste soudanien très commun dans les agro-écosystèmes du centre et sud du Bassin arachidier sénégalais (30 % de la superficie du pays) où sa densité peut atteindre 700 arbustes ha⁻¹ (Diack *et al.*, 1998). Ces arbustes sont coupés chaque année par les paysans au moment du défrichement des champs (Mai-Juin) et en saison des pluies pendant les sarclages. Les travaux récents de Dossa (2007) ont montré que cet arbuste peut produire entre deux saisons de culture, une quantité non négligeable de biomasse aérienne (en moyenne 1,5 t/ha). Ces rejets de *P. reticulatum* protègent le sol contre l'érosion pendant la saison sèche et sont coupés lors de la préparation des champs. A la place des brûlis habituels des résidus de *Piliostigma* après les défrichements, ils pourraient être utilisés comme source de matière organique pour restaurer les sols dégradés.

D'après Diack *et al.* (2000), les feuilles de *Piliostigma reticulatum* contiennent 1,38 % d'azote, 48,3 % de carbone, 24,1 % de cellulose, 2,2 % d'hémicellulose et 24,2 % de lignine. Les tiges renferment 53,6 % de carbone, 0,75 % d'azote et 22 % de lignine et le taux de décomposition des résidus de *Piliostigma* atteint 80 % en zone sub-humide du Sénégal (700 mm de pluie). C'est une biomasse pauvre en phosphore, moyennement riche en azote et à décomposition lente ; donc favorable à l'installation des mycorhizes.

3. L'Arachide (*Arachis hypogaea* L.)

L'arachide (*Arachis hypogaea* L.) est une plante herbacée originaire d'Amérique du Sud et cultivée dans les régions tropicales. Elle occupe la 3^e place mondiale parmi les légumineuses à graines cultivées (Duke, 1981).

3.1. Systématique

L'arachide cultivée (*Arachis hypogaea* L.) est une plante annuelle Dicotylédone appartenant à la famille des légumineuses (Delafond *et al.*, 1970).

La famille des Légumineuses ou Fabacées ou encore Papilionacées, parfois considérée comme une super-famille, comprend 18000 espèces réparties en trois (3) sous-familles (*Caesalpinioideae*, *Mimosoideae* et *Papilionoideae*).

L'arachide (*Arachis hypogaea* L.) appartient à la tribu des *Arachidineae* (Berhaut, 1976).

Le genre *Arachis* L. est subdivisé en sept (7) sections (*Rhizomatosae*, *Caulorhizae*, *Pseudoaxonomorphae*, *Axonomorphae*, *Triseminalae*, *Erectoïdes* et *Extranervosae*) suivant les caractères morphogénétiques (Krapovickas, 1968). L'arachide cultivée (*Arachis hypogaea* L.) est la seule espèce du genre *Arachis* au Sénégal. Elle appartient à la section des *Axonomorphae* caractérisée par des racines napiformes sans rhizomes avec de rares racines adventives. Cette espèce est divisée en deux (2) sous espèces avec plusieurs variétés (Schilling, 1996).

- *Arachis hypogaea* subsp *hypogaea* correspondant au type Virginia et
- *Arachis hypogaea* subsp *fastigiata* correspondant aux types Valencia et Spanish.

Ces types se distinguent par plusieurs caractères (tableau 3):

Tableau 3 : Classification et principales caractéristiques des arachides cultivées (Schilling, 1996)

Genre	<i>Arachis</i>		
Espèce	<i>Hypogaea</i>		
Sous-espèce	hypogaea	fastigiata	
Variétés	Hypogaea	Vulgaris	Fastigiata
Types	Virginia	Spanish	Valencia
-Port	Erigé/rampant	Erigé	Erigé
-Ramification	Alterne	Séquentielle	Séquentielle
-Fleurs sur tige principale	Non	Oui	Oui
-Couleur feuillage	Vert foncé	Vert clair	Vert clair
-Cycle (en jours)	120/150 J	90 J	90 J
-Dormance	Oui	Non	Non
-Gousses (cavités)	2 c.	2 c.	3-4 c.

3.2. Caractères généraux

L'arachide cultivée (*Arachis hypogaea* L.) est une plante annuelle érigée ou rampante de 20 à 30 cm de haut (Berhaut, 1976), pouvant atteindre 70 cm (Schilling, 1996).

Selon Berhaut (1976), *Arachis hypogaea* L., très cultivée dans les terres sableuses d'Afrique Occidentale est tétraploïde ($2n=4x=40$). Elle est considérée parfois comme étant d'origine allopolyploïde et ses plus proches parents sont les espèces annuelles et pérennes diploïdes ($2n=2x=20$) appartenant à la section *Arachis*.

Elle présente différentes parties:

3.2.1. Les tiges

La partie aérienne est portée par une tige principale toujours érigée (d'ordre n) issue du bourgeon terminal et par deux (2) ramifications latérales primaires érigées ou rampantes issues du collet de la plante. Ces ramifications commandent le port de la plante (Berhaut, 1967 ; Schilling, 1996).

Les ramifications peuvent être alternes ou séquentielles selon la fréquence des ramifications d'ordre $n+2$ et $n+3$ et la disposition des rameaux végétatifs et des rameaux reproducteurs sur la tige principale (Bunting, 1955 ; 1958).

3.2.2. Les feuilles

Les feuilles sont pennées et composées de 2 ou 3 paires de folioles. Elles sont ovales ou elliptiques, subsessiles et opposées par paire (Schilling, 1996) au bout d'un pétiole de 4 à 9 cm de long inséré sur les ramifications. Ces feuilles sont glabres, munies de cils au niveau des marges, mucronées et parfois émarginées (Berhaut, 1967). Elles possèdent à leur base 2 stipules lancéolées longues de 2 à 3 cm, engainantes à la tige et soudées partiellement au pétiole. Ce pétiole est canaliculé et parsemé de longs poils (Berhaut, 1976). Les folioles sont munies de stomates sur les 2 faces et présentent un mésophylle spongieux et une couleur verte plus ou moins foncée suivant les variétés.

Schilling (1996) rapporte que les feuilles présentent une position diurne et une position nocturne: le jour, elles sont dressées et les folioles largement ouvertes tandis que la nuit, les pétioles se courbent vers le sol et les folioles se rapprochent.

3.2.3. Le système racinaire

Il est de type pivotant et puissant et peut s'enfoncer jusqu'à plus de 1,30 m dans le sol. De la racine primaire principale, partent des racines latérales et peut être même des racines adventives au contact de l'hypocotyle avec le sol (Gillier et Sylvestre, 1969).

Ce système racinaire est dépourvu de poils absorbants et donc l'absorption de l'eau et des sels minéraux se fera seulement par le parenchyme cortical des racelles (Hubert, 1968). Il porte des nodules fixateurs d'azote atmosphérique caractéristiques des légumineuses et apparaissant 15 jours après la levée. Ces nodules permettent à la plante d'améliorer sa nutrition azotée et d'enrichir le sol en azote N_2 lorsque les conditions sont satisfaisantes (Schilling, 1996).

3.2.4. Les fleurs

Les inflorescences se présentent comme des épis de 3 à 5 fleurs (Delafond *et al.*, 1970). Elles apparaissent à l'aisselle d'une feuille, d'un rameau ou, plus rarement de la tige principale. Sur les tiges, on trouve une série de nœuds qui peuvent être soit végétatifs (ne donnant naissance qu'à des feuilles), soit reproducteurs (qui donnent naissance à une inflorescence) soit stériles (qui devaient donner naissance à une inflorescence qui n'est pas développée). L'inflorescence apparaît donc à l'aisselle d'une feuille d'un nœud reproducteur. Les fleurs jaunes ou orangées, de type papilionacé, presque sessiles, fertiles, peuvent être isolées ou groupées (Hubert, 1968 ; Schilling, 1996).

Les fleurs sont de deux types, aériennes et souterraines (Bouffil, 1947). Les fleurs aériennes sont généralement de couleur jaune or avec souvent des stries rosées à la base de l'étendard (Hubert, 1968). Les fleurs souterraines apparaissent au début de la floraison aérienne sur les premières ramifications souterraines ; elles sont fréquentes chez les variétés hâtives et rares chez les tardives (Delafond *et al.*, 1970).

Les fleurs présentent un long tube calicinal formé par fusion des sépales, à aspect de pédoncule floral terminé par 5 lobes dont 4 soudés.

Les pétales forment la corolle caractéristique de la famille des *Fabaceae*. La corolle est formée d'un étendard (dont la pigmentation et l'ornementation sont des caractères distinctifs des variétés), des ailes et de la carène (Berhaut, 1976).

Les étamines au nombre de 10 sont réunies sur une partie de leur longueur pour former un tube, les longues étamines alternant avec les courtes.

L'ovaire contient 1 à 6 loges filiformes et est terminé par un petit stigmate. Il est inséré sur un support particulier, le gynophore.

La fécondation est en général autogame. En effet, Delafond *et al.*, (1970) et Schilling (1996) rapportent que la base de l'ovaire s'allonge pour former le gynophore immédiatement après la fécondation qui a lieu avant l'ouverture de la corolle. Le gynophore (15 cm de long au maximum), à géotropisme positif ne s'enfonce que si le sol a une certaine humidité et à l'obscurité. Cet enfoncement permet ainsi à l'ovaire de commencer son développement.

3.2.5. Les fruits

Les fruits sont des gousses ovoïdes ou cylindriques, longues de 1 à 8 cm et larges de 0,5 à 2 cm. Leur poids varie de 1 à 2,5 g en moyenne (Hubert, 1968).

Une gousse est constituée d'une coque indéhiscente contenant 1 à 4 graines (Gillier et Sylvestre, 1969 ; Delafond *et al.* 1970). Sa coloration varie du rose clair au grenat foncé suivant les variétés (Delafond *et al.* 1970). La gousse contrairement au gynophore se localise entre 2 et 7 cm sous la surface en position horizontale et l'aspect des gousses à la base du pied varie suivant les variétés (Gillier et Sylvestre, 1969). Elles sont groupées pour les variétés à port érigé et réparties le long des rameaux pour les variétés rampantes.

Au plan morphologique, les graines sont formées d'un tégument, d'un embryon et d'un axe droit contrairement aux autres légumineuses chez lesquelles l'axe est généralement en crosse. Les graines, riches en huile et en protéines, sont de dimensions, de formes, de couleurs et de proportions par rapport à la gousse entière, différentes selon les variétés (Gillier et Sylvestre, 1969).

Le tégument séminal est également de caractères variables suivant les variétés. Ainsi, il est rose clair (ou rouge) sans nervures marquées, avec peu ou pas de ponctuations brunes chez les variétés hâtives. Chez les variétés tardives et les variétés à cycle de durée intermédiaire, le tégument est rose saumon à nervures en relief, à nombreuses ponctuations. Le tégument est d'aspect lisse comme chez les variétés hâtives mais de couleur rose jaunâtre (Delafond *et al.* 1970). Ce tégument est mince et parcheminé.

L'embryon comporte deux (2) cotylédons gorgés de matières grasses. L'axe qui est une pro plantule comprend un épicotyle à trois bourgeons contenant déjà les éléments de six à huit feuilles et une radicule massive.

La graine est dormante chez le type Virginia et non dormante chez les types Valencia et Spanish.



Figure 3: Morphologie d'une plante d'arachide
 (Source :<http://www2.vetlyon.fr/ens/nut/webBromato/cours/cmoleagi/photarac.html>)

3.3. Conditions écologiques

L'arachide (*Arachis hypogaea* L.) est une plante à mode de fructification particulier. Elle a couvert la totalité de la zone intertropicale et subtropicale à partir de deux centres de diversification secondaire de l'espèce: l'Afrique de l'Ouest et la zone Philippines-Indonésie-Malaisie. Sa rusticité, sa plasticité (liée à sa croissance indéterminée et à sa physiologie) et la multiplicité de ses usages font d'elle une culture oléo protéagineuse très appréciée (Schilling, 1996).

De plus, les faibles exigences de cette plante et sa capacité à s'adapter à différents facteurs édapho-climatiques ont été déterminantes dans l'extension de sa culture.

3.3.1. Les facteurs édaphiques

Les facteurs physiques du sol, par leur rôle dans l'alimentation hydrique et minérale et leurs effets sur la pénétration et le développement des racines, interviennent dans l'adaptation de l'arachide au milieu. Ils influent sur la maturation, la qualité des gousses et la réalisation de la récolte (Gillier et Sylvestre, 1969).

En effet, la structure et la texture du sol ainsi que sa compaction déterminent le mode de fructification de l'arachide (Schilling, 1996). C'est une plante qui requiert un sol léger (le sol lourd diminuant faiblement mais nettement les dimensions des fruits) et bien drainé car les échanges respiratoires des gousses en formation sont élevés.

Ainsi, d'après plusieurs auteurs, les sols les plus convenables sont les sols sableux, ou ceux à texture fine mais meubles et perméables (Gillier et Sylvestre, 1969 ; Schilling, 1996).

L'arachide bien que sensible à la salinité et peu sensible au pH (entre 6,5 et 7,5) préfère les sols à pH voisin de la neutralité.

Les caractères du sol devront donc permettre de réaliser non seulement un bon drainage et de bonnes conditions d'aération du sol mais aussi une pénétration facile des gynophores et un arrachage aisé de la récolte.

3.3.2. Les facteurs climatiques

Les températures et le régime hydrique conditionnent la croissance et la production de l'arachide et aussi son extension dans le monde.

3.3.2.1. L'eau

L'arachide est une plante qui bien que tolérante à la sécheresse, présente des phases de sensibilité variables selon le stade physiologique. Elle a besoin pour boucler son cycle végétatif d'une quantité d'eau importante comprise entre 400 et 1200 mm (Schilling, 1996).

Montenez (1957) a montré qu'au cours de la germination, deux stades devaient être distingués à savoir l'imbibition des graines et le processus germinatif proprement dit. En effet pour germer, la graine a besoin d'une quantité d'eau proche de la capacité de rétention pour son imbibition, par contre sa germination ne nécessitera qu'une quantité inférieure à la capacité de rétention. Après la germination, l'embryon a besoin d'une quantité d'oxygène importante. Cette phase de germination est suivie d'une phase de bonne résistance à la sécheresse correspondant à la floraison puis d'une phase de sensibilité maximale correspondant à une forte activité physiologique. La période de plus grande sensibilité à la sécheresse coïncide donc avec celle où ses besoins sont plus élevés.

Les effets de la sécheresse se manifestent par un développement végétatif important qui mobiliserait alors les produits de la photosynthèse au détriment de la fructification (Gillier et Sylvestre, 1969). La sécheresse serait ainsi à l'origine des diminutions de rendements en fin de cycle qui s'expliqueraient par une simple diminution de l'activité florale de la plante.

Afin de favoriser la maturation, il est préférable que la dernière partie du cycle soit plus sèche car les pluies à ce stade peuvent avoir des effets négatifs notamment pour les variétés des types non dormants susceptibles de germer dès leur maturité en sol humide et même en meules (Hubert, 1968 ; Schilling, 1996).

Les aléas du régime hydrique se répercutent donc directement et souvent fortement sur les rendements.

3.3.2.2. Les températures

Elles constituent un facteur déterminant dans le développement de l'arachide. Elles ont un effet très important sur la vitesse des processus physiologiques et en conséquence sur la durée des différentes phases de développement (Gillier et Sylvestre, 1969). Ces auteurs signalent que les températures comprises entre 32 et 35° C favorisent la germination et selon Schilling

(1996) c'est entre 25 et 35° C que se situe l'optimum de températures.

Pour la floraison et la fructification, les températures favorables se situent entre 24 et 33° C (Gillier et Sylvestre, 1969).

Les températures de 15 et 45° C apparaissent comme des extrêmes en deçà et au-delà desquelles la germination est inhibée et la croissance ralentie.

Les écarts diurnes de +20° C et les écarts nocturnes inférieurs à 15° C entravent fortement le développement de la plante provoquant un rallongement du cycle (Schilling, 1996).

La température agit donc surtout sur la vitesse de croissance et la durée des différentes phases du cycle végétatif.

3.3.2.3. L'éclairage

Au stade de la germination, la lumière freine la vitesse d'imbibition des graines et le développement des racines (Montenez, 1957). Elle diminue aussi la vitesse d'élongation de l'hypocotyle (Fortanier, 1957). Au stade de la fructification, l'exposition des gynophores à la lumière retarde leur croissance et les fruits ne peuvent se développer qu'à l'obscurité (Shibuya, 1935).

La lumière agirait également sur le développement de la plante en augmentant l'assimilation. Ainsi, l'éclairage a un effet important sur la photosynthèse et le développement de la plante (Gillier et Sylvestre, 1969).

3.4. Nutrition minérale

L'arachide, dans les conditions de fertilité parfois très marginales, est une espèce capable d'explorer un très grand volume de sol pour en extraire les éléments minéraux qui lui sont nécessaires. Cette aptitude est attribuée à la particularité de son système racinaire profond, à sa capacité à développer les symbioses fixatrice d'azote et endomycorhizienne et à son mode de fructification particulier (Schilling, 1996).

L'absorption des éléments minéraux et de l'eau au niveau des racelles se fait directement par son parenchyme cortical. D'après Gillier et Sylvestre (1969), c'est surtout par ses racines et ses gynophores que la plante d'arachide absorbe les éléments minéraux du sol. Cette absorption peut cependant se faire dans une moindre mesure par les feuilles.

Les principaux éléments minéraux sont:

3.4.1. Le phosphore

Malgré sa faible quantité dans la plante, le phosphore est le principal élément nécessaire dans le développement de l'arachide. L'arachide a la faculté d'en absorber même dans les sols qui en sont très pauvres et ceci provient de la capacité de ses racines à former une symbiose mycorhizienne avec les hyphes de champignons mycorhiziens arbusculaires du sol (Gillier et Sylvestre, 1969 ; Schilling, 1996). D'après ces mêmes auteurs, le phosphore active la croissance de l'arachide et hâte sa maturité. Environ 65 % du phosphore absorbé est stocké dans les gousses et donc exporté du champ (Schilling, 1996).

Il est aussi à noter que l'absorption du phosphore est liée à celle de l'azote et du soufre. Une carence en phosphore entraîne au début un ralentissement de la croissance puis un dépérissement des cultures observables par une décoloration des feuilles et même des nervures et leur dessèchement (Gillier et Sylvestre, 1969). Elle se manifeste par un port rabougri, des folioles petites et une défoliation prématurée (Schilling, 1996).

3.4.2. L'azote

L'azote est essentiel pour l'arachide qui en contient des quantités très importantes, tant dans le feuillage que dans les graines (Gillier et Sylvestre, 1969).

L'arachide, comme presque toutes les autres légumineuses, est une plante capable de fixer l'azote atmosphérique grâce à ses nodules, qui apparaissent 15 jours après la levée et qui ne sont actifs qu'un mois après semis. En effet, la famille des légumineuses a une particularité remarquable de contenir une hémoprotéine fixatrice d'oxygène appelée leghémoglobine. Cette leghémoglobine se trouve dans les nodules et permet de fixer l'oxygène pour former un milieu anaérobie favorable au développement des rhizobiums. Cette famille a une grande importance économique, les espèces qui la composent sont une source de protéines végétales et de matières grasses pour l'alimentation humaine et animale. Leur culture ne nécessite presque pas d'engrais azotés et tient une place particulière dans la rotation culturale du fait de leur capacité à fixer l'azote atmosphérique et donc à enrichir le sol en cet élément.

L'azote ainsi fixé est transformé en azote assimilable par la plante assurant ainsi jusqu'à 70 % des besoins. Les carences en azote se révèlent néfastes pour le développement de l'arachide. Ainsi Schilling (1996) a montré qu'un manque d'azote entraînerait une chlorose et une perturbation de la nutrition minérale.

L'absence d'azote aurait comme effet un arrêt précoce de la croissance ; la plante devenant frêle et élancée et ses feuilles décolorées (Gillier et Sylvestre, 1969). Par contre, l'excès d'azote bloquerait la fixation et provoquerait un développement végétatif excessif au détriment de la fructification (Schilling, 1996).

3.4.3. Le potassium

Il est absorbé par l'arachide en grandes quantités (Gillier et Sylvestre, 1969 ; Schilling, 1996) si le milieu est riche en K_2O . Pour ces mêmes auteurs, une déficience en cet élément peut être observée quand la plante est cultivée en présence de fortes doses de phosphore.

Les plantes cultivées sur un sol pauvre en potassium ont un aspect ramassé avec un feuillage foncé. Selon Schilling (1996), cette carence serait à l'origine de la chlorose périphérique des folioles. La croissance se ralentit alors et les feuilles se trouvent par la suite atteintes de nécrose et de décoloration. Le manque de cet élément provoque une abondance de gousses monograine (Gillier et Sylvestre, 1969).

3.4.4. Le calcium

Le calcium se présente sous forme de cristaux d'oxalate observés dans les cellules épidermiques (Gillier et Sylvestre, 1969). Il constitue un élément indispensable à la croissance

des coques et des graines (Schilling, 1996). Il peut être absorbé directement par les gynophores et les gousses en formation.

Les carences se manifestent par une diminution du taux de fertilité des fleurs, un taux élevé de gousses vides et une fragilité de la coque (Gillier et Sylvestre, 1969 ; Schilling, 1996).

3.4.5. Le soufre

Cet élément qui est absorbé aussi bien par les feuilles que par les racines a pour rôle d'activer et de prolonger la floraison. Une déficience en cet élément empêcherait la formation de la chlorophylle (Gillier et Sylvestre, 1969).

Le rôle du soufre a également été mis en évidence dans une expérience réalisée par Billaz (1959) et qui montre que les plantes sans soufre manifestent un net retard végétatif (55 feuilles contre 72 au 90^e jour de végétation) et un feuillage d'une teinte verte nettement plus claire que la normale (au 50^e jour).

Les oligo-éléments (bore, molybdène, fer, cuivre...) sont aussi des constituants importants de la matière vivante et leurs carences ont des répercussions sur la morphologie et donc sur la croissance de l'arachide.

3.5. Techniques culturales

D'après Gillier et Sylvestre (1969), l'amélioration des techniques culturales observée depuis une dizaine d'années a été à l'origine de l'augmentation des rendements moyens des grandes zones productrices avec une moyenne mondiale passant de 850 kg/ha dans la période de 1948-1952 à 880 kg/ha en 1965.

L'amélioration du profil cultural doit passer par différentes étapes:

3.5.1. La préparation du sol

La préparation du sol consiste à labourer légèrement le terrain (10 à 20 cm) soit après la culture précédente, soit immédiatement avant la culture de l'arachide. Sur sol sableux, elle consiste à brûler le couvert végétal et à pratiquer un sarclage avec un instrument (daba ou iler). Cette opération qui doit se faire avant le semis aura pour effet de retarder le développement ou de faire disparaître les adventices, d'ameublir le sol afin de faciliter la pénétration de l'eau et des racines et de permettre ainsi la bonne germination de la graine (Hubert, 1968 ; Gillier et Sylvestre, 1969 ; Schilling, 1996).

3.5.2. Le semis

La semence d'arachide étant fragile et la conservation des graines sous la forme décortiquée délicate, il est préférable de stocker les gousses et de les décortiquer, trier et traiter le plus tard possible avant semis.

L'époque de semis dépend du cycle végétatif de la plante. En tenant compte des facteurs climatiques, surtout dans les pays tropicaux à courte saison pluvieuse, l'arachide doit être semé le plus tôt possible pour minimiser les attaques parasitaires.

En ce qui concerne la densité de semis, elle constitue un des points intervenant dans l'obtention d'un haut niveau de productivité. La variété d'arachide et la densité de semis sont les deux éléments qui déterminent la quantité de graines à semer à l'hectare. Ainsi les variétés tardives doivent être semées en raison de 110 000 graines à l'hectare et les variétés hâtives à des densités plus élevées (180 000 graines à l'hectare) pour tenir compte de leur cycle plus court et de leur faible développement foliaire.

La profondeur et le dispositif de semis sont des éléments déterminants. En effet, la profondeur optimale se situe entre 3 et 5 cm. En deçà de cette profondeur, la graine épuise ses réserves à pousser les cotylédons à la surface du sol ce qui est défavorable à une bonne implantation de la plante. Il est préférable que le semis ait lieu en ligne pour faciliter l'entretien des cultures.

3.5.3. La fertilisation

L'arachide est une plante qui peut se développer dans n'importe quel sol pourvu que ses exigences en température et en eau soient satisfaisantes (Gillier et Sylvestre, 1969).

En milieu paysan, la fertilisation est soumise à des aléas climatiques qui en limitent considérablement l'utilisation (Schilling, 1969).

Dans les systèmes de cultures évolués, la fertilisation de l'arachide est une pratique de faible rentabilité (utilisée pour maintenir à un niveau constant les réserves du sol) alors que dans les systèmes les moins évolués, elle peut devenir une pratique essentielle susceptible d'accroître de façon spectaculaire les rendements.

3.5.4. L'entretien des cultures

Il peut se faire par l'utilisation d'herbicides ou par des binages.

3.5.5. La récolte

Elle constitue l'une des opérations les plus délicates de la culture de l'arachide et se décompose en quatre (4) temps : arrachage, séchage, battage et stockage.

3.6. Production arachidière au Sénégal

Le développement de la culture arachidière au Sénégal date de l'époque coloniale. L'attention de la France fut portée sur la possibilité d'étendre la culture de l'arachide au Sénégal pour produire des quantités importantes de graines et favoriser un développement industriel (Anonyme, 1977 ; 1983). Son exploitation s'étend actuellement sur l'ensemble du territoire avec une prédominance dans le Bassin arachidier.

Le Sénégal est ainsi devenu le premier pays producteur de l'Afrique francophone et le plus ancien exportateur d'arachide (Gillier et Sylvestre, 1969). Les surfaces cultivées ont dépassé le million d'hectares en 1961 et augmentent depuis assez régulièrement et les rendements sont voisins de 1000 kg/ha.

La commercialisation du produit, qui atteignait déjà 100 000 tonnes à la fin du siècle dernier, s'était élevée progressivement jusqu'à plus de 500 000 tonnes à la déclaration de la seconde guerre mondiale (Gillier et Sylvestre, 1969).

L'évolution des productions au cours de la décennie (1957-1966) a montré une prédominance du Sénégal (50 % de la production africaine, 1962-1966) par rapport aux autres producteurs africains tels que le Niger, le Mali... Une augmentation du volume de commercialisation a aussi été notée au Sénégal. Mais entre les périodes (1960-1970) et (1992-1995), la production aurait chuté d'environ 950 000 t à 600 000 t.

Selon Freud *et al.*, (1997), les raisons de la baisse de la production peuvent être classées en trois catégories: les facteurs qui ont entraîné une diminution de l'importance de l'arachide dans les systèmes de production (contraintes financières, manque de main d'œuvre...), ceux liés à la baisse des rendements (climat, sol, qualité et quantité des semences, pratiques culturales...) et la politique des prix (baisse du pouvoir d'achat des paysans qui a diminué depuis 1960 d'environ 40 %).

3.7. Importance alimentaire et économique de l'arachide au Sénégal

Par le passé, le secteur de l'arachide a été d'une importance vitale pour le Sénégal.

L'arachide est non seulement la plus importante culture de rente mais aussi la première source de devises des produits agricoles et la première productrice de fourrage participant ainsi au développement des activités agropastorales (Freud *et al.*, 1997).

L'arachide a longtemps constitué l'un des principaux produits d'exportation au Sénégal. En effet, 18 % de la production arachidière sont destinés à l'autoconsommation, 50 % à la trituration et les 32 % restants à l'exportation. La culture arachidière a donc surtout une vocation huilière (Gillier et Sylvestre, 1969). Dans les années 1960, elle a assuré jusqu'à 80 % des exportations et fourni la majeure partie des revenus monétaires en milieu rural ; les huileries constituaient les plus grandes entreprises industrielles du pays. Ce secteur a été le moteur du développement de l'économie sénégalaise (Freud *et al.*, 1997).

Cependant depuis quelques années, on assiste à une véritable crise de ce secteur (baisse générale de la production et effondrement de l'approvisionnement des huileries). Ainsi la collecte de l'arachide a été divisée par trois entre la période 1960-1970 et la période actuelle, passant en moyenne de 750 000 t à moins de 250 000 t par an, alors que la capacité de trituration est de 900 000 t. Une baisse des exportations ne représentant plus que 10 à 20 % selon les années a été notée.

4. Les mycorhizes chez l'arachide

La mycorhization de l'arachide a été étudiée par plusieurs auteurs.

En effet, selon Baylis (1970), le fait que l'arachide soit une plante dépourvue de poils absorbants est révélateur de sa forte dépendance à la mycorhization pour le prélèvement d'éléments minéraux, d'où l'importance de faire des études détaillées sur la mycorhization de l'arachide.

En serre, l'inoculation de l'arachide par le champignon MA *Glomus fasciculatum*, sur un sol stérilisé ou non entraîne une amélioration de la croissance de plants d'arachide et de leurs

poids de matière sèche d'une valeur double de celle des témoins (Krishna et Bagyraj, 1984). Ce résultat confirme celui de Daft et El-Giahmi (1975) qui ont montré une augmentation de la croissance de l'arachide et de sa biomasse suite à une inoculation mycorhizienne.

Des travaux similaires conduits par Benjamin et Hirachi (1994) ont montré que l'inoculation de l'arachide par le champignon MA *Glomus etunicatum* avait conduit à un accroissement de la colonisation racinaire par le champignon MA, de la biomasse aérienne et des concentrations en phosphore et en calcium des feuilles.

L'inoculation de l'arachide par le champignon MA *Glomus mosseae* permet une augmentation de la production et une meilleure protection contre des agents pathogènes des racines (Abdallah et Abdel-Fattah, 2000).

Le prélèvement de phosphore par les racines de plantes d'arachide mycorhizées est 4 fois supérieur à celui des témoins en conditions stériles et 3 fois en conditions non stériles (Krishna et Bagyraj, 1984). Bell *et al.* (1989) ont montré que l'application d'une faible dose de phosphore avait un effet positif sur la longueur des hyphes de champignon MA colonisant les racines et les fortes doses réduisaient la colonisation mycorhizienne confirmant ainsi la dépendance mycorhizienne de l'arachide dans les sols pauvres en phosphore.

Ainsi, une combinaison de la mycorhization et du niveau de phosphore est nécessaire pour maximiser la croissance de l'arachide (Middleton *et al.*, 1989).

Tous ces résultats sont en concordance avec ceux de Shibata et Yano (2003) qui ont conclu que l'arachide était sensible à l'inoculation mycorhizienne car la quantité de phosphore prélevée était 6 fois supérieure à celle des témoins.

Cependant, au Sénégal, très peu d'études ont été consacrées aux champignons mycorhiziens associés à l'arachide et à l'impact de la culture arachidière sur les potentiels mycorhizogènes et sur la biofertilité des sols. De plus, les effets des pratiques culturales sur la diversité des champignons MA et les rendements des cultures ont été aussi très peu étudiés. Et pourtant ces données sont très utiles pour une amélioration de la productivité de la culture et une gestion à long terme de la fertilité des sols.

MATERIEL ET METHODES

1. Effet de l'inoculation microbienne et de l'amendement organique sur la culture de la variété d'arachide 73-33 au champ

1.1. Matériel

1.1.1. Le matériel végétal

La variété d'arachide (*Arachis hypogaea*) testée dans cette étude est la 73-33. C'est une variété d'arachide de type Virginia caractérisé par un cycle long (110 jours). Elle est à port érigé, dormante et tolérante à la sécheresse (**figure 4**). C'est la variété la plus cultivée dans le Département de Nioro du Rip. Les semences ont été fournies par le service semencier du CNRA de Bambey (ISRA).



Figure 4: Plant d'arachide (variété 73-33)

1.1.2. L'inoculum fongique (figures 5 et 6)

L'inoculum fongique provient de la collection du Laboratoire Commun de Microbiologie (LCM) et est constitué par des propagules du champignon endomycorhizien *Glomus aggregatum* Schenck & Smith emends. Koske. Cette espèce de l'ordre des Glomales a été découverte par Schenck & Smith emend. Koske (DAOM 227 128) et a été isolée à Djignaki au Sénégal. Les spores pouvant être solitaires sont souvent en petites grappes, sphériques à ovoïdes, jaune pâle à dorée. Le diamètre des spores varie entre 30 et 210 μm . La présence d'une structure sporale à l'intérieur de la spore est observée dans quelques cas (Koske, 1984). La paroi sporale est formée d'une à deux couches et l'hyphe suspenseur est droit ou courbé.

L'inoculum fongique utilisé dans cette expérimentation est un mélange de sable de plage (stérilisé à 120° C pendant 2 h) et de propagules mycorhiziennes (hyphes, spores, racines mycorhizées).



Figure 5: Inoculum fongique



Paroi sporale

Hyphe suspenseur

Figure 6: Sporocarpe de *Glomus aggregatum*

1.1.3. L'inoculum bactérien

Il est constitué par un mélange de deux (2) souches de *Bradyrhizobium sp*: USDA 3187 et LMG 9283. La souche USDA 3187 a été isolée des nodules de plants d'arachide (*Arachis hypogaea* L.) cultivés en conditions naturelles, en Argentine (Castro *et al.*, 1999). La souche LMG 9283 a été collectionnée au Laboratoire de Microbiologie de Gang en Belgique. Les souches de *Bradyrhizobium sp* ont préalablement été étalées sur boîtes de pétri contenant un milieu YMA puis incubées dans une étuve à 28° C pendant 72 h. Une colonie de chaque souche a ensuite été repiquée dans un volume de 2 litres de milieu de culture YM liquide incubé à 28° C en chambre de culture jusqu'à la phase exponentielle de croissance. Un mélange à proportions égales des deux souches a été réalisé dans un flacon.

1.1.4. L'amendement organique (figure 7)

L'amendement organique utilisé dans cet essai est à base de résidus de *Piliostigma reticulatum* (DC) Hochst. Les résidus (mélange de feuilles + tiges) sont récoltés dans les champs paysans à la fin de la saison sèche (Mai-Juin), découpés puis séchés.



Figure 7: Arbuste de *Piliostigma reticulatum*

1.2. Méthodologies

1.2.1. Le cadre d'étude

L'essai au champ a été installé à la station expérimentale de l'Institut Sénégalais de Recherche Agricole (ISRA) de Nioro du Rip. Les sols de cette station sont de type Dior. Ce sont des sols ferrugineux tropicaux constitués sur des dunes au modelé atténué. Ces sols sableux (85-95 % de sables) sont sans drainage organisé, à profil homogène et à horizon humifère peu marqué (Bonfils et Faure, 1956 ; Charreau et Nicou, 1971). Ils couvrent la majorité des surfaces cultivées dans la zone.

Ils sont pauvres dans leur ensemble (Charreau et Nicou, 1971 ; Nicou, 1974 ; Pieri, 1976 ; 1989 ; Diouf, 1990) et sont caractérisés par:

- une faible porosité, proche de la porosité texturale et peu favorable à l'enracinement ;
- une capacité de rétention en eau limitée: 75 mm d'eau utile sur 1 m de profondeur (Dancette, 1978) ;
- une faible capacité d'échange et d'absorption ajoutée à une carence phosphorée généralisée et à une acidité fréquente ;
- un pic de minéralisation en début de saison pluvieuse, libérant une grande quantité d'azote minéral dans le profil, mais presque totalement lessivé au bout d'une vingtaine de jours (Blondel, 1971).

Les caractéristiques physico-chimiques du sol de la station ISRA de Nioro du Rip sont consignées en annexe (Annexe 1).

1.2.2. Le dispositif expérimental (figure 8)

Le dispositif utilisé est en blocs randomisés à deux facteurs (inoculation et amendement organique). Le facteur inoculation est à quatre (4) niveaux (rhizobiums [USDA 3187 + LMG 9283], champignon MA [*Glomus aggregatum*], rhizobiums + champignon MA et sans inoculation) et le facteur résidus organiques à deux (2 niveaux (apport de résidus et sans apport de résidus). La parcelle élémentaire est de forme rectangulaire avec 4 m de large sur 6 m de long, soit 24 m². Les espaces entre parcelles et entre blocs sont de 1,5 m et les bordures sont de 3 m.

Les traitements obtenus par combinaison des niveaux de facteurs sont au nombre de huit (8) :

- 1-1 : **(R)** = inoculation de rhizobiums, sans apport de résidus ;
- 1-2 : **(R+MO)** = inoculation de rhizobiums + apport de 1,5 t ha⁻¹ de résidus ;
- 2-1 : **(M)** = inoculation de champignon MA, sans apport de résidus ;
- 2-2 : **(M+MO)** = inoculation de champignon MA + apport de 1,5 t ha⁻¹ de résidus ;
- 3-1 : **(R+M)** = inoculation de rhizobiums + champignon MA, sans apport de résidus ;
- 3-2 : **(R+M+MO)** = inoculation de rhizobiums + champignon MA + apport de 1,5 t ha⁻¹ de résidus ;
- 4-1 : **(T)** = sans inoculation et sans apport de résidus ;
- 4-2 : **(MO)** = sans inoculation + apport de 1,5 t ha⁻¹ de résidus.

1.2.3. Le semis

Un semis manuel a été réalisé pour l'ensemble de l'essai afin de faciliter l'apport de l'inoculum fongique. Deux graines d'arachide ont été semées par poquet avec un écartement de 50 cm entre les lignes et de 15 cm entre les poquets.

1.2.4. L'inoculation

L'inoculation fongique avec la souche de *Glomus aggregatum* à base de sol mélangé avec des racines mycorhizées et des spores a été effectuée au semis à une dose de 10 g d'inoculum par poquet (de 2 à 3 cm de profondeur). Les graines d'arachide ont été déposées sur l'inoculum. Le cocktail de rhizobiums obtenu par mélange des deux souches (USDA 3187 et LMG 9283) a été apporté à la levée (10 jours après semis) à une dose de 10 ml par plant.

1.2.5. L'apport de matière organique

La matière organique a été apportée lors du premier sarclage soit 10 jours après semis sous forme de résidus de *Piliostigma reticulatum* à une dose de 1,5 t ha⁻¹ soit en moyenne 15 kg équivalent azote ha⁻¹. L'enfouissement a été fait avec la houe, entre les lignes, en raison de 3,6 kg par parcelle élémentaire.

1.2.6. Le désherbage

Le champ a été désherbé aux 10^e, 30^e et 45^e jours après semis suivant les recommandations de Noba (2002). Ces sarclages permettent d'éviter la forte concurrence des adventices.

1.2.7. Echantillonnages

Pour étudier l'effet des différents traitements sur la croissance, la nodulation et les paramètres de mycorhization, des échantillons ont été prélevés au 30^e jour, au 45^e jour et au 60^e jour après semis.

1.2.7.1. Echantillonnages de plants

A chaque date d'échantillonnage, vingt (20) plants d'arachide ont été prélevés aléatoirement dans chaque parcelle élémentaire du champ. Dix (10) plants ont été coupés au niveau de leur collet pour séparer la partie aérienne de la partie racinaire. La partie aérienne de chaque plant est mise dans une enveloppe numérotée et les racines des 10 plants sont conservées dans du papier aluminium. Le tout a été rassemblé et placé à l'étuve 70° C pour le séchage.

1.2.7.2. Echantillonnages de racines

Un prélèvement de racines fines a été effectué sur les 10 plants restants des 20 récoltés dans la parcelle élémentaire. Les racines des plants de chaque traitement sont mélangées pour former un échantillon composite puis introduites dans des tubes contenant de l'alcool 70° C et conservées au froid.

1.2.7.3. Echantillonnages de sols

Pour étudier l'effet de l'inoculation et de l'amendement organique sur l'activité microbienne du sol, des échantillons de sols ont été prélevés avant et après la culture.

En pré culture, un échantillon composite a été réalisé à partir de 8 prélèvements effectués à différents endroits de la parcelle de l'essai.

En post culture, des échantillons composites ont été réalisés à partir de prélèvements effectués dans les parcelles élémentaires de chaque traitement. Le sol a été prélevé dans la couche superficielle entre 0 et 20 cm de profondeur.

1.2.8. Evaluation des paramètres de la mycorhization

1.2.8.1. Coloration des racines

Les racines préalablement prélevées et conservées dans de l'alcool ont été étudiées au laboratoire. Elles ont été colorées selon la méthode de Phillips et Hayman (1970) modifiée.

Les racines ont d'abord été rincées soigneusement à l'eau du robinet, mises dans des tubes à essai contenant une solution de KOH (10 %) et l'ensemble porté à ébullition dans un bain marie à 90° C pendant 1 heure. Cette opération permet de vider les cellules de leur contenu

cytoplasmique.

Dans le cas de l'arachide, il s'est avéré nécessaire de répéter cette opération en plaçant les racines dans du KOH (10 %) à nouveau au bain marie bouillant pendant 30 minutes. Ces racines ont ensuite été rincées et trempées dans de l'eau de javel diluée au 1/10 (10 ml d'eau de javel complétée à 100 ml avec de l'eau déminéralisée) pendant 3 minutes dans le but de les éclaircir. Après un rinçage à l'eau courante, les racines ont été trempées dans une solution de Bleu Trypan (0,05 %) et les tubes placés au bain marie à 90° C pendant 30 minutes. Au terme de cette opération, le colorant a ensuite été égoutté et les racines trempées dans de l'eau de robinet.

La coloration au Bleu Trypan permet d'observer la colonisation du système racinaire des plants par les champignons MA.

1.2.8.2. Observations et mesures des paramètres de mycorhization

(figure 9)

Vingt (20) fragments de racines fines d'un (1) cm de long environ sont prélevés à différents endroits de l'échantillon coloré puis montés entre lame et lamelle dans du glycérol.

Le taux d'endomycorhization ou fréquence d'infection (F %) ainsi que l'intensité d'endomycorhization (I %) sont évalués au microscope optique par la méthode de Trouvelot *et al.*, (1986). Le degré de colonisation endomycorhizienne de chaque fragment est estimé selon un barème constitué de six classes notées de zéro (0) à cinq (5).

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

- Fréquence de mycorhization du système racinaire notée F%

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

- Intensité de mycorhization du système notée 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

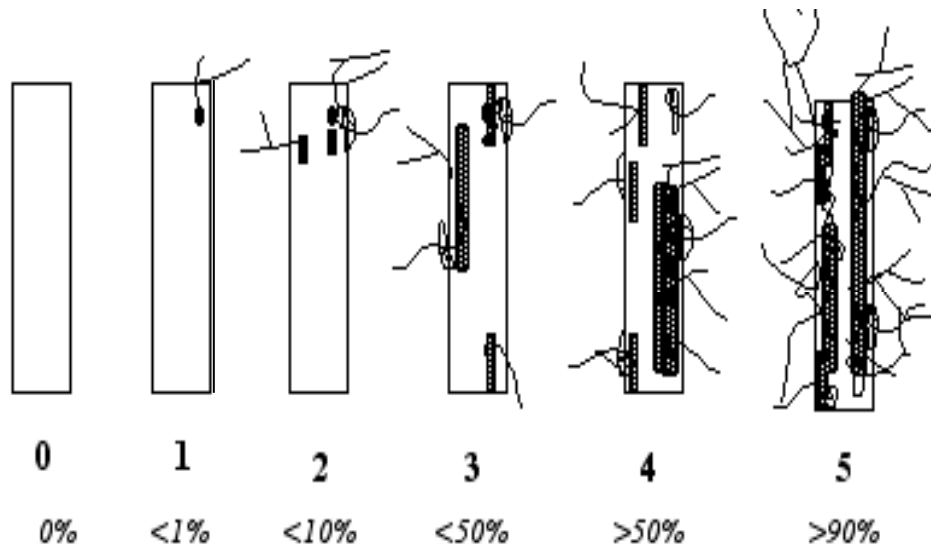


Figure 9: Notation de l'infection mycorhizienne (classe 0 à classe 5)
Trouvelot *et al.* (1986)

1.2.9. Mesure de l'activité microbienne des sols: dosage de la fluorescéine di -acétate (FDA)

La fluorescéine di acétate [3',6'-diacétylfluorescein (FDA)] est une substance naturellement produite en très petite quantité par différents organismes vivants. Le dosage de la FDA est une des méthodes utilisées pour évaluer l'activité microbienne globale (champignons et bactéries) des sols (Söderström, 1977 ; Brunius, 1980 ; Lundgren, 1981). La FDA est hydrolysée par des enzymes telles que protéases, lipases, estérases (Guilbault *et al.*, 1964 ; Rotman *et al.*, 1966) en fluorescéine qui peut être quantifiée par spectrométrie.

Pour ce faire, 4 pesées d'un gramme de sol ont été effectuées par échantillon avec 1 g de sol par tube en verre. Le 1^{er} a servi de témoin enzyme (TE) et les 3 autres tubes ont constitué les essais (E). Un tube sans sol a servi de témoin substrat (TS).

Les solutions utilisées ont été:

La solution de FDA : réf : F7378 (sigma), une solution à 1mg FDA/ml d'acétone a été préparée et conservée à -20° C

La solution tampon potassium phosphate à 60 mM et à pH 7,6

Le réactif était constitué par de l'acétone 100 %.

Dans l'ensemble de ces tubes, le dosage suivant a été effectué:

- Témoin substrat (TS): 15 ml de tampon + 200 µl de FDA
- Témoin enzyme (TE): 15 ml de tampon + 200 µl d'H₂O + 1 g de sol
- Essais (E): 15 ml de tampon + 200 µl de FDA + 1 g de sol

Les tubes ont ensuite été bouchés, légèrement agités au vortex et incubés pendant 1 heure sous agitation à 30° C. Au terme de l'incubation, un volume de 0,75 ml de la solution de chaque tube a été prélevé et mis dans des tubes Eppendorf de 1,5 ml. Pour arrêter la réaction, 0,75 ml d'acétone a été ajouté dans chaque tube Eppendorf et l'ensemble mélangé au vortex et centrifugé à 1000 tours/minute pendant 5 minutes. Un ml du surnageant a été prélevé et la quantité de FDA hydrolysée (exprimée en µg FDA/g de sol/ h) a été mesurée par absorbance à

490 nm avec un spectromètre Ultrospec 3000 (Pharmacia Biotech).

1.2.10. Paramètres mesurés

Les paramètres de croissance, de nodulation et de mycorhization des plants, le rendement en gousses ainsi que l'activité microbienne des sols ont été calculés.

- ✓ Les paramètres de croissance et de rendement

Après séchage à l'étuve 70° C pendant 48 heures, les échantillons ont été retirés et les mesures suivantes ont été effectuées:

- Les biomasses aérienne et racinaire de chaque échantillon ;
- Le rendement (le nombre et le poids sec des gousses pour chaque plant) ;

- ✓ Les paramètres de mycorhization
 - La fréquence et l'intensité d'endomycorhization ont été déterminées sur les racines colorées.

- ✓ L'activité microbienne totale (dosage de la FDA) a été mesurée sur des échantillons de sols en pré et post culture.

- ✓ Le nombre de nodules de chaque plant a été déterminé.

2. Impact de la culture arachidière sur les champignons MA dans les sols du Bassin arachidier

2.1. Méthode d'échantillonnage

Les sols ont été prélevés dans cinq (5) sites distants d'au moins de 10 km environ les uns des autres dans le sud du Bassin arachidier (Mabo, Porokhane, Keur Moussa, Sikatrou et Taïba Niassène). Ces cinq sites sont représentés sur une carte en annexe (Annexe 4). Dans chaque site, les échantillonnages ont été effectués en fin de saison des pluies, après les récoltes, sur deux parcelles contiguës. Chacune des parcelles a une superficie d'environ un hectare, l'une est à précédent mil (variété Souna 3) et l'autre à précédent arachide (variété 73-33). Les coordonnées GPS sont à chaque fois notées. Dans chaque parcelle, huit (8) prélèvements d'environ 750 g de sols sont effectués à différents endroits pour constituer un échantillon composite.

2.2. Extraction et dénombrement des spores, identification des champignons MA

2.2.1. Extraction des spores

La méthode utilisée est basée sur celle du tamisage humide, décrite par Gerdemann et Nicolson (1963). Un échantillon de sol de 100 g est mélangé avec un excès d'eau de robinet dans un erlenmeyer de 1000 ml. Ce mélange est agité pendant 1 minute, puis laissé à décanter pendant 30 s. Le surnageant est filtré sur un jeu de tamis superposés à mailles de tailles décroissantes (400 μm , 200 μm , 100 μm , 50 μm). L'opération est répétée trois (3) fois. Les spores retenues par les tamis de 200 μm , 100 μm et 50 μm sont récupérées dans de l'eau distillée et placées dans des tubes de centrifugation. Le tamis de 400 μm retient les débris végétaux. Deux solutions de saccharose à 20 % et 60 % sont injectées à l'aide d'une seringue au fond du tube. Les tubes sont centrifugés à 3000 tours/minute pendant 3 minutes. Les spores contenues dans chaque échantillon sont récupérées à l'interface eau/solution de saccharose à l'aide d'une seringue puis rincées abondamment à l'eau distillée dans un tamis de 50 μm et conservées dans un mélange de glycérol / éthanol absolu V/V.

2.2.2. Dénombrement des spores et identification des champignons MA

Le mélange de spores obtenues après extraction est observé à la loupe binoculaire. Les spores sont triées manuellement suivant des caractères morphologiques comme la couleur, la forme et la taille. Dans chaque lot homogène, une vingtaine de spores sont montées entre lame et lamelle dans du PVLG (Koske et Testier, 1983) ou du PVLG additionné de réactif de Melzer V/V (Morton, 1988). Le PVLG permet de faire un montage permanent entre lame et lamelle et le Melzer réagit au contact des tissus des spores en colorant certains d'entre eux du rose au violacé en fonction de leur composition chimique. Ces observations microscopiques permettent, à minima, une identification du genre pour chaque type de spores.

2.3. Mesure du potentiel infectieux Mycorrhizogène des sols de certaines localités (MPN : Most Probable Number)

La mesure du potentiel infectieux mycorrhizogène d'un sol se fait par un test biologique et consiste en une caractérisation de l'aptitude de la population de champignons présents dans le sol sous forme de spores, de mycélium et de morceaux de mycorhizes à former à nouveau des mycorhizes dans les conditions du sol en question.

La détermination de ce MPN a été faite avec des échantillons de sols des localités de Porokhane et Mabo. Elle a été réalisée selon la méthode décrite par Cochran (1950). Du mil (*P. thyphoides*) a été cultivé dans une gamme de dilutions de sol allant de 10^{-1} à 10^{-6} .

Préparation de la gamme de dilutions (figure 10): Les dilutions sont effectuées à partir d'un mélange de fractions tamisées du sol à étudier non stérilisé et stérilisé (à l'autoclave 120° C pendant 2 heures).

Un prélèvement de 250 g de sol non stérilisé est effectué et réparti dans 5 godets à raison de 50 g par godet. Un autre prélèvement de 30 g de sol non stérilisé est mélangé à 270 g de sol stérilisé pour réaliser la première dilution (10^{-1}).

- (I) dilution 10^{-1} : 30 g de sol non stérilisé + 270 g de sol stérilisé soit 300 g
- (II) dilution 10^{-2} : 30 g du sol I + 270 g de sol stérilisé
- (III) dilution 10^{-3} : 30 g du sol II + 270 g de sol stérilisé
- (IV) dilution 10^{-4} : 30 g du sol III + 270 g de sol stérilisé
- (V) dilution 10^{-5} : 30 g du sol IV + 270 g de sol stérilisé
- (VI) dilution 10^{-6} : 30 g du sol V + 270 g de sol stérilisé

Pour chaque dilution, 250 g sont répartis en 5 répétitions en raison de 50 g par godet ; et les 50 g de sol restants dans chaque dilution ont servi à la dilution suivante.

Pré germination des graines de mil: des graines de mil ont été désinfectées dans de l'eau de javel diluée à 10 % pendant 3 minutes puis rincées et imbibées dans de l'eau déminéralisée stérilisée pendant 30 minutes avant d'être mises à germer dans des boîtes de pétri contenant de l'eau gélosée (0,8 %). Les boîtes ont ensuite été incubées à l'étuve 30° C à l'obscurité pendant 24 heures.

Conduite de la culture: Les jeunes plants de mil ont été ensuite repiqués dans les godets contenant la gamme de dilution de sol puis transférés en serre où ils ont été arrosés à la capacité au champ pendant 6 semaines.

Au terme des 6 semaines de culture, les plants de mil ont été récoltés et les racines bien rincées ont été colorées suivant la méthode de Phillips et Hayman (1970).

Estimation du nombre le plus probable de propagules: la détermination du MPN a été faite à l'aide de la Table 1 de Cochran (1950) (Annexe 2) à partir des résultats (plant mycorhizé ou non) obtenus pour les 5 répétitions de chaque dilution de sol. La lecture de cette table se fait en prenant la dernière dilution pour laquelle la mycorhization est observée au niveau des 5 répétitions. Si ce cas ne se présente pas, la dernière dilution présentant le plus grand nombre de plants mycorhizés est considérée. Le nombre de plants mycorhizés de cette dilution et des

2 dilutions suivantes (p2 et p3) est reporté sur la Table 1 de Cochran et on obtient un nombre en 3 chiffres qui est aussi reporté sur la Table 1 qui nous donne alors un coefficient. Le MPN de 50 g de sol est obtenu en multipliant ce coefficient par le facteur de dilution de p2. L'écart type correspondant est obtenu en utilisant la Table 2 de Cochran (Annexe 3).

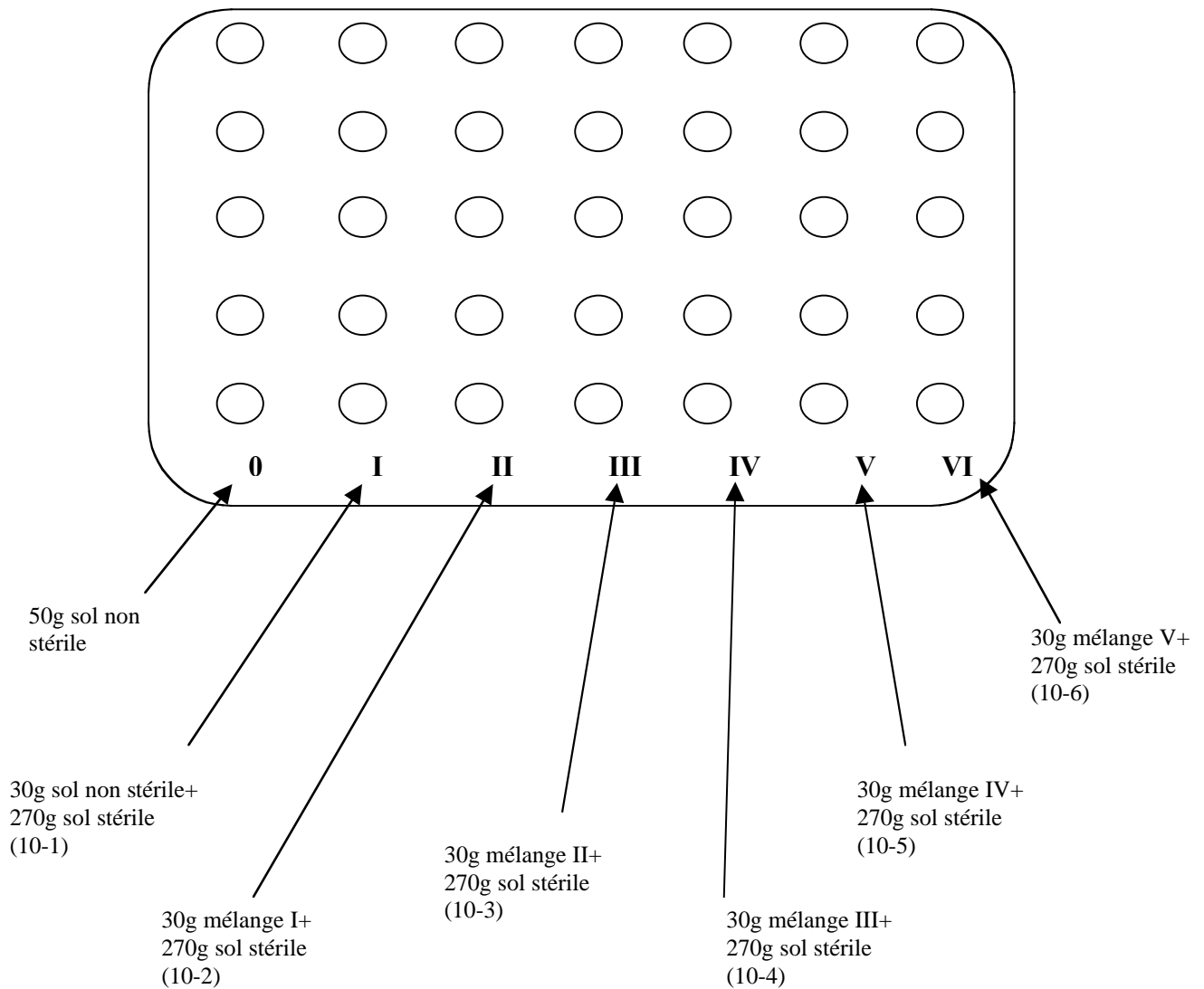


Figure 10: Dispositif expérimental pour la détermination du Most Probable Number (MPN)

2.4. Paramètres mesurés

- ✓ La densité de spores dans le sol de chaque localité (nombre de spores dans 100 g de sol) ;
- ✓ La diversité des champignons MA (Fréquences relatives des familles et des espèces) dans chaque localité ;
- ✓ Le potentiel infectieux mycorhizogène (MPN) des sols des localités de Mabo et Porokhane.

3. Analyses statistiques

L'analyse statistique des résultats de la première expérimentation a été réalisée en utilisant le logiciel SPSS. Le test de Newman-Keuls a permis de comparer les moyennes des variables mesurées au seuil de probabilité de 5 % ($p < 0,05$).

Les valeurs des paramètres de mycorhization ont été transformées en Arc sinus racine carrée avant d'être traitées statistiquement.

RESULTATS

1. Effet de l'inoculation microbienne et de l'amendement organique sur la culture de la variété d'arachide 73-33 au champ

1.1. Mycorhization des plants de la variété d'arachide 73-33 (figure 11)

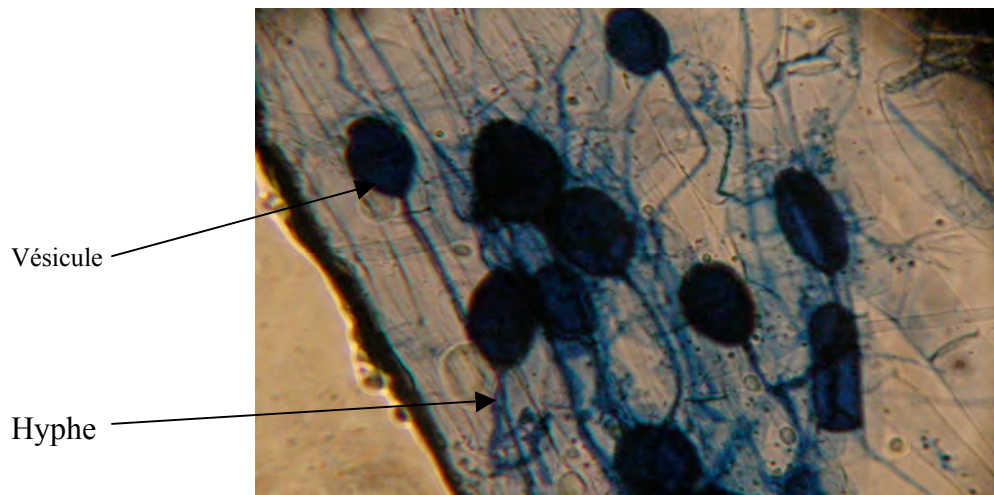


Figure 11: Fragment de racine d'arachide mycorhizée

Les mesures des paramètres de mycorhization (Fréquence et Intensité de mycorhization) par la méthode de Trouvelot *et al.* (1986) ont donné les résultats suivants:

- **Fréquence de mycorhization** (figure 12)

La fréquence de mycorhization ou taux de mycorhization des plants de chaque traitement est déterminée au cours des 3 récoltes successives.

Après 30 jours de culture, les fréquences de mycorhization des racines des plants des traitements M (27,5 %) et M+R (25 %) sont les plus élevées et sont significativement différentes de celle des plants du traitement R+MO (3,75 %) qui est la plus faible. Les autres traitements présentent des valeurs intermédiaires sans différence significative avec les deux groupes précités.

Comparativement aux traitements M, R et M+R avec respectivement des fréquences de 27,5 %, 12,5 % et 25 %, l'apport de matière organique aux plants inoculés par le champignon MA et/ou les rhizobiums diminue cette fréquence de mycorhization (16,25 %, 3,75 % et 17,5 % respectivement).

Après 45 jours de culture, la fréquence de mycorhization a augmenté dans tous les traitements à l'exception des plants ayant reçu le champignon MA (qui passe de 27,5 % à 17,5 %) et ceux doublement inoculés (R+M) (où cette valeur est stable: 25 %). L'analyse statistique a montré que les différences entre les traitements n'étaient pas significatives. Contrairement à ce qui a été observé lors de la 1^{ère} récolte, la comparaison des traitements M, R et M+R respectivement aux traitements (M+MO), (R+MO) et (R+M+MO) a permis de constater une stabilisation ou une augmentation du taux de mycorhization des racines des plants inoculés suite à l'apport de matière organique.

Au terme des 60 jours de culture, les fréquences de mycorhization ont diminué pour tous les traitements et sont devenues très faibles ou même nulles pour les traitements (T), (R) et (R+M+MO). La fréquence de mycorhization la plus élevée (7,5 %) est observée avec la double inoculation (M+R). Cependant les différences entre les traitements demeurent non significatives. A 60 jours après semis, les traitements amendement organique (MO), inoculation fongique (M) et inoculation rhizobienne associée à la matière organique (R+MO) présentent des fréquences de mycorhization des racines des plants similaires (5 %). Par ailleurs, pour tous les traitements à l'exception du traitement (M), le pic de mycorhization est obtenu à 45 jours après semis.

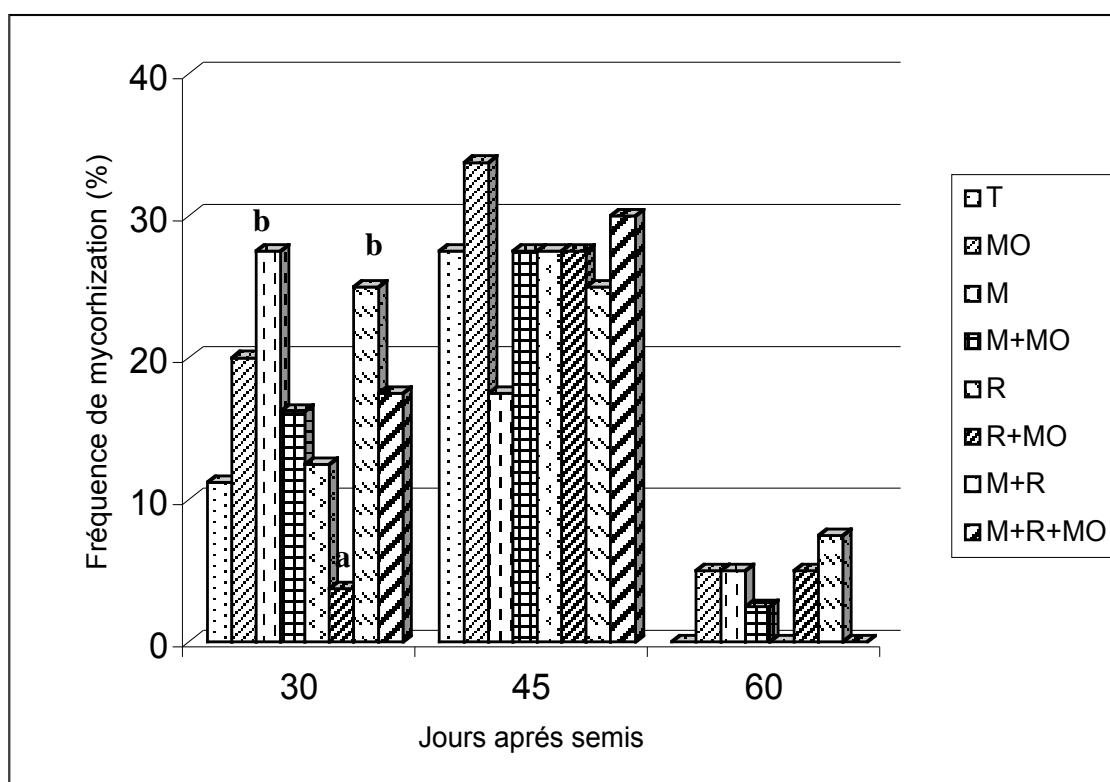


Figure 12: Effet de différents traitements sur la fréquence de mycorhization de la variété d'arachide 73-33 aux 30^e, 45^e et 60^e jours après semis

Pour chaque récolte, les colonnes non indexées par une lettre représentent des valeurs qui ne sont pas significativement différentes d'après l'analyse de variance ($p < 0,05$).

- **Intensité de mycorhization** (figure 13)

L'intensité de mycorhization indique le degré de colonisation des racines.

Après 30 jours de culture, les plants inoculés avec le champignon MA (M) présentent l'intensité de mycorhization la plus élevée (2,31 %) alors que la valeur la plus faible (0,31 %) est observée avec l'association rhizobiums/amendement organique (R+MO). L'analyse statistique montre une différence significative entre les intensités de mycorhization des racines des plants de ces deux traitements.

Comme pour les fréquences, comparés aux traitements (M), (R) et (R+M), les plants inoculés avec le champignon MA et/ou les rhizobiums et ayant reçu l'amendement organique ont au 30^e jour des intensités de mycorhization plus faibles avec respectivement 2,08 % pour M+MO ; 0,31 % pour R+MO et 0,88 % pour R+M+MO.

Après 45 jours de culture, l'intensité de mycorhization des racines des plants est plus élevée avec le traitement matière organique (5,19 %) et plus faible (1,19 %) avec le traitement champignon MA. Mis à part le traitement Rhizobiums (R), tout comme pour la fréquence, l'ajout de la matière organique aux plants inoculés a permis une augmentation de l'intensité de mycorhization au 45^e jour après semis.

Au 60^e jour après semis, l'intensité maximale est obtenue avec le traitement champignon MA (0,88 %) et cette intensité est presque nulle avec les traitements (T), (R) et (R+M+MO). Les intensités de mycorhization subissent une forte baisse pour tous les traitements entre le 45^e et le 60^e jours et ne sont pas significativement différentes au 60^e jour pour l'ensemble de ces traitements. L'optimum de mycorhization est atteint au 45^e jour pour tous les traitements à l'exception du traitement M (champignon MA).

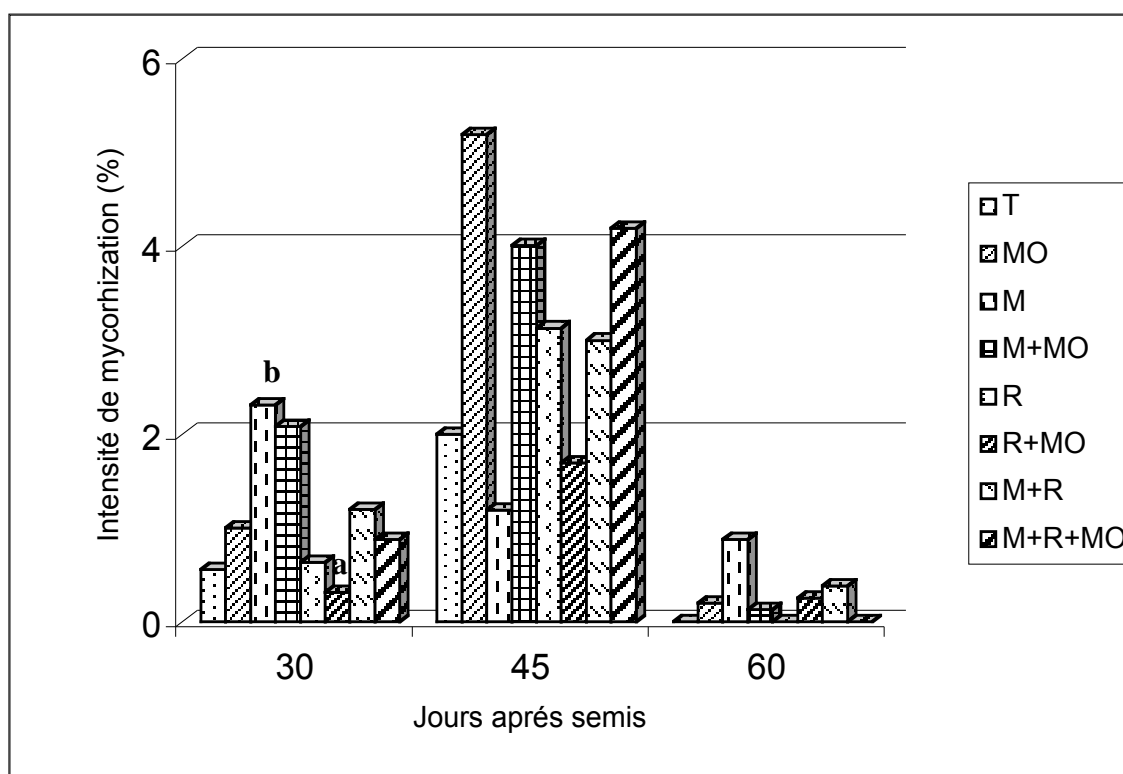


Figure 13: Effet de différents traitements sur l'intensité de mycorhization de la variété d'arachide 73-33 aux 30^e, 45^e et 60^e jours après semis

Pour chaque récolte, les colonnes non indexées par une lettre représentent des valeurs qui ne sont pas significativement différentes d'après l'analyse de variance ($p < 0,05$).

1.2. Effet sur les biomasses des plants

- Effet sur la biomasse aérienne (figure 14)

La biomasse aérienne des plants d'arachide augmente avec le temps pour les différents traitements. Elle est inférieure à 2 g / plant pour les différents traitements à 30 jours après semis. Cette biomasse est d'environ 11 g / plant au 45^e jour pour les différents traitements et atteint 33 g / plant environ au 60^e jour après semis. L'augmentation la plus importante de biomasse aérienne est obtenue entre le 45^e et le 60^e jours après semis. Cependant, l'analyse statistique ($P < 0,05$) n'a pas mis en évidence des différences significatives aux différentes dates de prélèvement entre les différents traitements témoins, inoculés et/ou associés à la matière organique.

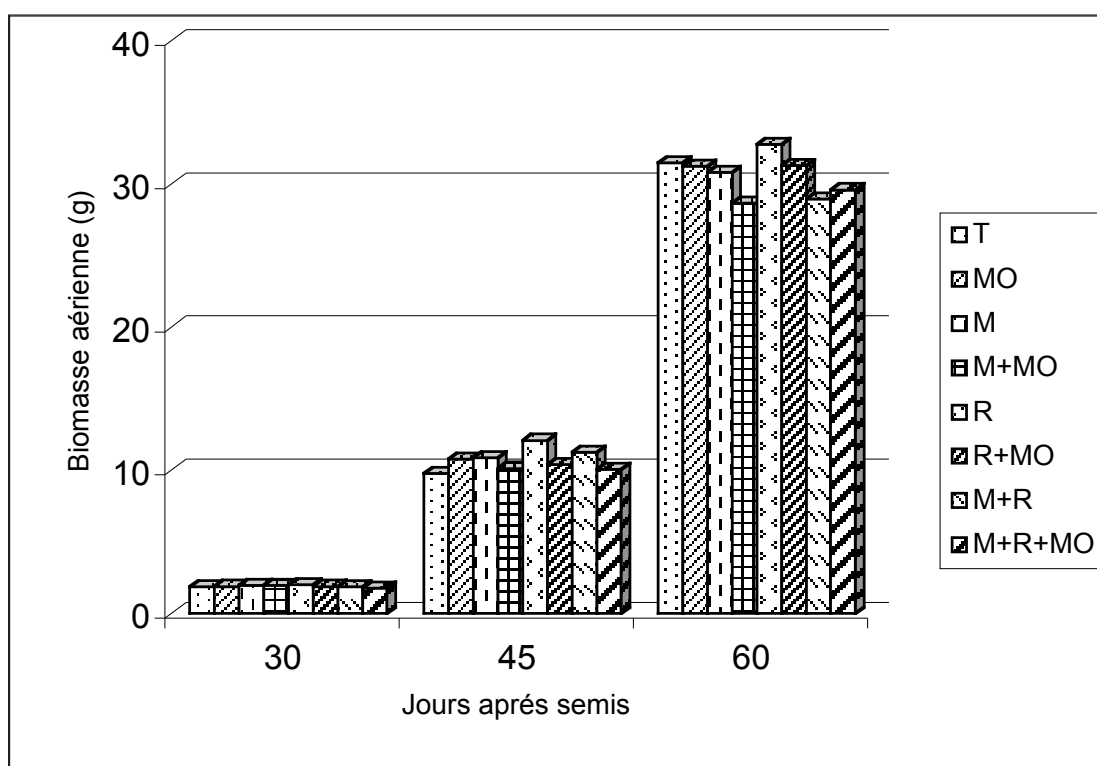


Figure 14: Effet de différents traitements sur la biomasse aérienne des plants de la variété d'arachide 73-33 aux 30^e, 45^e et 60^e jours après semis

Pour chaque récolte, les colonnes non indexées par une même lettre représentent des valeurs qui ne sont pas significativement différentes d'après l'analyse de variance ($p < 0,05$).

- **Effet sur la biomasse racinaire** (figure 15)

A 30 jours après semis, seuls les plants du traitement R+MO (0,2 g) ont des biomasses racinaires significativement supérieures à celles des plants du traitement M+MO (0,16 g). Les biomasses racinaires des plants des autres traitements (T, R, M, M+R, M+R+MO) ne sont pas significativement différentes.

A 45 jours après semis, pour les différents traitements, aucune différence significative n'est notée entre les poids sec des parties racinaires.

Cependant, à 60 jours après semis, les biomasses racinaires des plants des traitements T, MO et M avec respectivement 1,17 g, 1,24 g et 1,19 g sont significativement supérieures à celles des plants du traitement M+R (0,9 g).

Les inoculations microbiennes associées à la matière organique (R+MO et M+MO) ont permis d'obtenir une biomasse racinaire plus importante avec l'inoculum fongique qu'avec l'inoculum bactérien avec respectivement 1,13 g et 1,10 g mais la différence n'est pas significative. La double inoculation (R+M) avec 0,9 g semble diminuer la biomasse racinaire des plants de cette variété d'arachide au 60^e jour de culture.

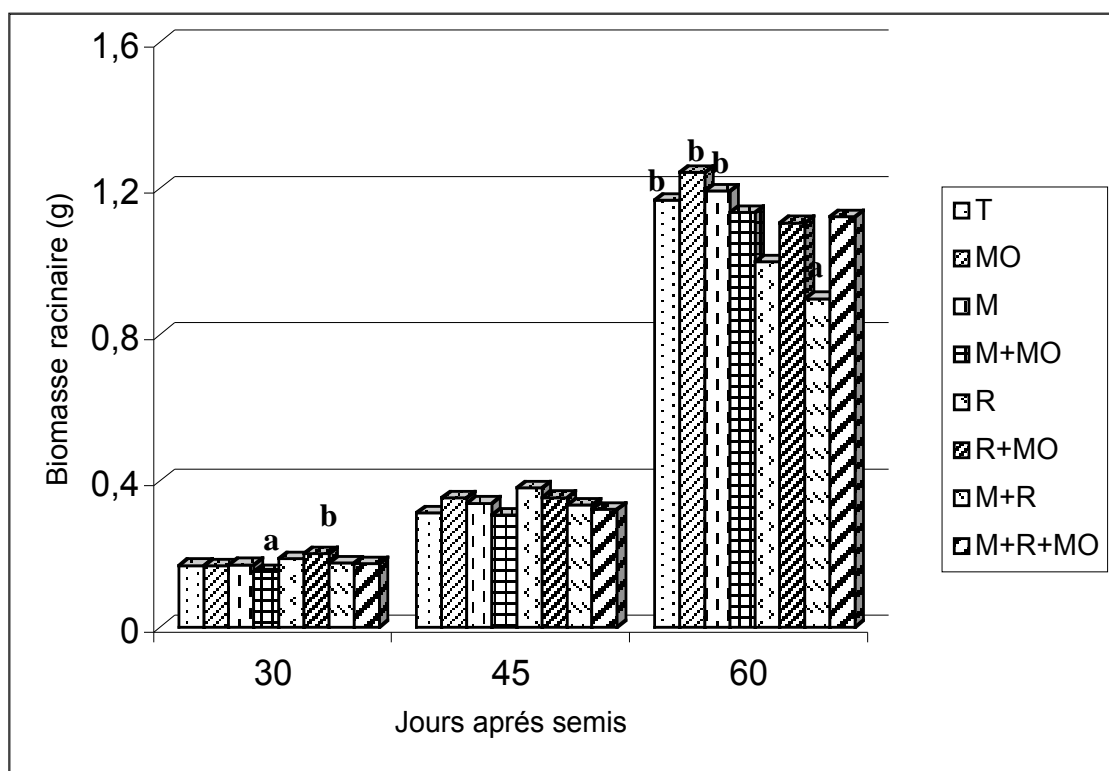


Figure 15: Effet de différents traitements sur la biomasse racinaire des plants de la variété d'arachide 73-33 aux 30^e, 45^e et 60^e jours après semis

Pour chaque récolte, les colonnes non indexées par une lettre représentent des valeurs qui ne sont pas significativement différentes d'après l'analyse de variance ($p < 0,05$).

1.3. Effet sur la nodulation (tableau 4)

Aux 30^e et 45^e jours après semis, les nombres de nodules des plants ne présentent pas de différences significatives entre les différents traitements.

Cependant, à 45 jours après semis, le nombre de nodules est plus important avec l'inoculation bactérienne alors que le nombre le plus faible est observé chez les témoins (73,3 contre 53,3 nodules en moyenne).

A 60 jours après semis, les nombres de nodules présentent des différences significatives entre certains traitements. En effet, le traitement matière organique (MO) a le plus faible nombre de nodules (156 nodules) qui est significativement différent de ceux des autres traitements. Cependant, seuls les traitements double inoculation seule (R+M) et associée à la matière organique (R+M+MO) ont permis d'observer des nombres de nodules plus importants que celui obtenu avec les témoins.

Tableau 4 : Effet de différents traitements sur la nodulation de la variété d'arachide 73-33 aux 30^e, 45^e et 60^e jours après semis

Traitements	30 JAS	45 JAS	60 JAS
Témoin (T)	22,0 ± 16 a	53,3 ± 36,9 a	262,4 ± 234,2 b
Matière organique (M.O.)	25,0 ± 16 a	69,2 ± 63,3 a	156,0 ± 110,1 a
Mycorhize (M)	27,3 ± 23 a	59,1 ± 34,9 a	245,2 ± 146,8 b
Mycorhize+M.O.	29,4 ± 14 a	63,6 ± 30 a	254,4 ± 118,2 b
Rhizobiums (R)	24,0 ± 14 a	73,3 ± 51,3 a	248,5 ± 99,1 b
Rhizobiums+M.O.	27,8 ± 18 a	63,1 ± 38,5 a	241,6 ± 161,2 b
Rhizobiums+Mycorhize (R+M)	27,8 ± 14 a	71,7 ± 41,4 a	265,9 ± 175,2 b
Rhizobiums+Mycorhize+M.O.	21,0 ± 13 a	61,1 ± 42,3 a	284,5 ± 183,5 b

Pour chaque récolte, les colonnes indexées par une même lettre représentent des valeurs qui ne sont pas significativement différentes d'après l'analyse de variance ($p < 0,05$).

1.4. Effet sur le rendement en gousses (tableau 5)

A la récolte (110 jours après semis), l'apport de matière organique tout comme l'inoculation microbienne (champignon MA et/ou rhizobiums) associée ou non à la matière organique semblent avoir un effet positif sur le rendement en gousses.

Les analyses statistiques ont montré que par rapport aux plants témoins (en moyenne 11,7 gousses/plant), les inoculations bactérienne seule (en moyenne 17,6 gousses/plant), fongique seule (en moyenne 17,9 gousses/plant) et associée à la matière organique (M+MO) (en moyenne 19,7 gousses/plant) augmentent significativement le nombre de gousses. La double inoculation (R+M) donne le meilleur résultat avec une moyenne de 22,6 gousses/plant.

L'inoculation mycorhizienne associée à la matière organique (M+MO) et la double inoculation (R+M) avec respectivement 4701,7 kg/ha et 5015,3 kg/ha ont un effet positif significatif sur le rendement en poids sec des gousses comparativement aux plants témoins T et amendés (MO) (avec respectivement 2489,2 kg/ha et 2989,2 kg/ha).

Tableau 5: Effet de différents traitements sur le rendement en gousses de la variété d'arachide 73-33 en fin de culture

Traitements	Nombre de gousses/plant	Poids des gousses (kg/ha)
Témoin (T)	11,7 a	2489,2 a
Matière organique (MO)	15 ab	2936,6 a
Mycorhize (M)	17,9 bc	3848,4 ab
Mycorhize+MO	19,7 bc	4701,7 b
Rhizobiums (R)	17,6 bc	3677,7 ab
Rhizobiums+MO	16,7 ab	3785,3 ab
Rhizobiums+Mycorhize (R+M)	22,6 c	5015,3 b
Rhizobiums+Mycorhize+MO	16,1 ab	3709,9 ab

Pour chaque paramètre, les cellules indexées par une même lettre représentent des valeurs qui ne sont pas significativement différentes d'après l'analyse de variance ($p < 0,05$).

1.5. Effet sur l'activité microbienne du sol (tableau 6)

Les résultats du dosage de l'activité microbienne des sols consignés dans le tableau 6 ont montré une variation de la réponse en fonction des traitements.

L'analyse statistique a révélé que par rapport aux témoins (T), la double inoculation associée à la matière organique (R+M+MO) a augmenté significativement l'activité microbienne du sol (5,45 pour T contre 8,27 μ g FDA / g de sol sec/h pour R+M+MO).

Il ressort aussi de cette analyse que la quantité de FDA hydrolysée du sol du traitement (R+M+MO) est significativement supérieure à celles des sols de tous les autres traitements à l'exception du traitement (R+MO).

Comparé au traitement (MO), l'apport de matière organique aux traitements inoculés (M, R et R+M) a augmenté l'activité microbienne du sol, mais l'effet significatif de cet apport de matière organique n'est observable qu'à la suite de la double inoculation (R+M).

Tableau 6: Effet de différents traitements sur l'activité microbienne du sol

	Traitements	Quantité de FDA/g de sol sec/heure		
		Moyenne	Ecart type	Comparaison
Pré culture	Témoin préculture	4,41	0,92	a
P O S T C U L T U R E	Mycorhize (M)	4,74	0,62	
	Matière organique (MO)	5,1	0,79	
	Témoin (T)	5,45	0,63	ab
	Rhizobiums (R)	5,71	0,5	
	Rhizo+myco (R+M)	5,88	0,52	
	M+MO	5,99	0,63	
	R+MO	7,31	1,04	bc
	R+M+MO	8,26	1,29	c

Les cellules indexées par une même lettre représentent des valeurs qui ne sont pas significativement différentes d'après l'analyse de variance ($p < 0,05$).

2. Impact de la culture arachidière sur les champignons MA dans les sols du Bassin arachidier

2.1. Effet sur les densités de spores des champignons MA (figure 16)

Les densités de spores dans les parcelles de la culture traditionnelle du mil et celles de la culture commerciale de l’arachide ont été comparées. Dans tous les sites prospectés, les sols à précédent arachide présentent des densités de spores (nombre de spores par 100 g de sol) plus faibles.

Ces densités sont cependant variables d’un site à l’autre, mais sont toujours plus importantes sous la culture de mil que sous celle de l’arachide. Sous mil, elles sont supérieures à 600 spores par 100 g de sol dans trois (3) des cinq (5) sites de l’étude (Sikatrou, Mabo et Porokhane) alors qu’elles sont inférieures à 600 spores par 100 g de sol dans toutes les parcelles d’arachide. Le nombre de spores dans le sol sous mil représentait respectivement 2,5 ; 1,3 ; 1,5 ; 1,8 et 1,1 fois le nombre de spores sous arachide dans les sites de Sikatrou, Mabo, Taïba Niassène, Porokhane et Keur Moussa.

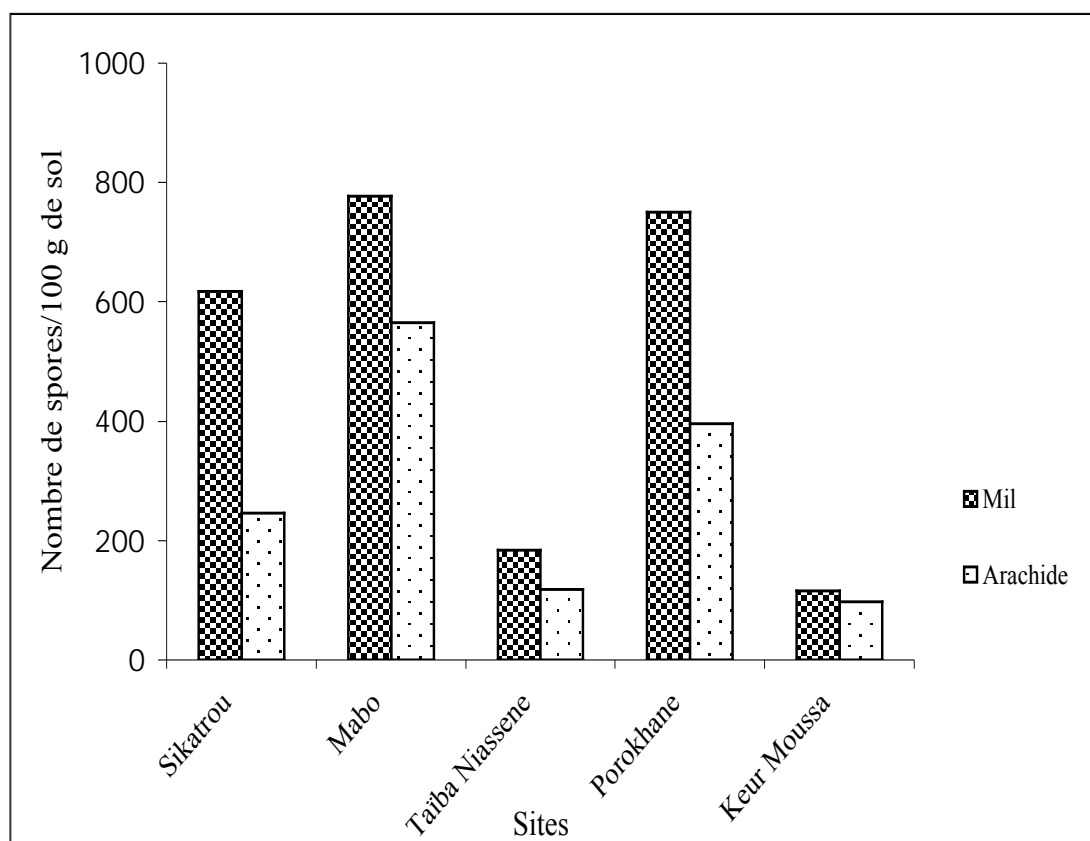


Figure 16: Effet de la culture arachidière sur la densité de spores des champignons MA dans les différents sites étudiés

2.2. Effet sur la diversité des champignons MA

2.2.1. Effet sur la fréquence relative des familles de champignons MA

(Tableau 7)

Les taxa observés se répartissent dans les familles des *Gigasporaceae* et des *Glomeraceae*. Les espèces de la famille des *Gigasporaceae* se caractérisent par la présence d'une cellule sporogène et d'un bouclier de germination alors que les *Glomeraceae* présentent une paroi de la spore continue avec celle de l'hyphe suspenseur et n'ont pas de bouclier de germination. Quelle que soit la culture, la famille des *Glomeraceae* domine à Sikatrou alors que la fréquence des *Gigasporaceae* est plus importante à Mabo et à Keur Moussa. Les autres familles de champignons MA (*Acaulosporaceae*, *Diversisporaceae*...) n'ont pas été observées dans les sites de notre étude.

Tableau 7: Effet de la culture arachidière sur la fréquence relative des familles de champignons MA dans les différents sites étudiés

Sites	Familles	
	Gigasporaceae	Glomeraceae
Sikatrou-M	27,2	72,8
Sikatrou-A	24,3	75,7
Mabo-M	90,4	9,6
Mabo-A	95	5
Taïba Niass-M	55,5	44,5
Taïba Niass-A	39	61
Porokhane-M	12,3	87,7
Porokhane-A	71	29
Keur Moussa-M	96,4	3,6
Keur Moussa-A	68,8	31,2

2.2.2. Effet sur le nombre d'espèces de champignons MA (figure 17)

L'observation microscopique révèle une diversité de champignons MA faible avec seulement deux genres et huit (8) espèces identifiées dans les sols du bassin arachidier. Il s'agit de *Scutellospora gregaria*, *Scutellospora heterogama*, *Scutellospora verrucosa*, *Scutellospora sp1*, *Scutellospora sp2*, *Glomus aggregatum*, *Glomus rubiforme*, *Glomus sp1* et *Glomus sp2* (Annexe 5). Cette diversité est variable aussi bien avec les sites qu'avec les cultures. Les résultats obtenus montrent que le nombre d'espèces de champignons MA peut atteindre 7 sous mil à Taïba Niassène et dans la rhizosphère de l'arachide dans le site de Keur Moussa alors que les densités de spores sont plus faibles dans ces deux sites.

La comparaison de la richesse spécifique (nombre d'espèces) sous les 2 cultures contiguës nous a permis de constater qu'elle est plus importante dans la rhizosphère du mil (5 à 7 espèces) que dans celle de l'arachide (4 à 7 espèces) dans trois des cinq sites étudiés (Porokhane, Taïba Niassène et Sikatrou).

Cependant à Mabo, le nombre d'espèces de champignons MA reste la même sous les 2 cultures. En outre, dans la plupart des sites, la diversité des champignons MA semble être négativement corrélée à la densité mais ces 2 paramètres (diversité et densité) restent généralement plus élevés dans la rhizosphère du mil que dans celle de l'arachide.

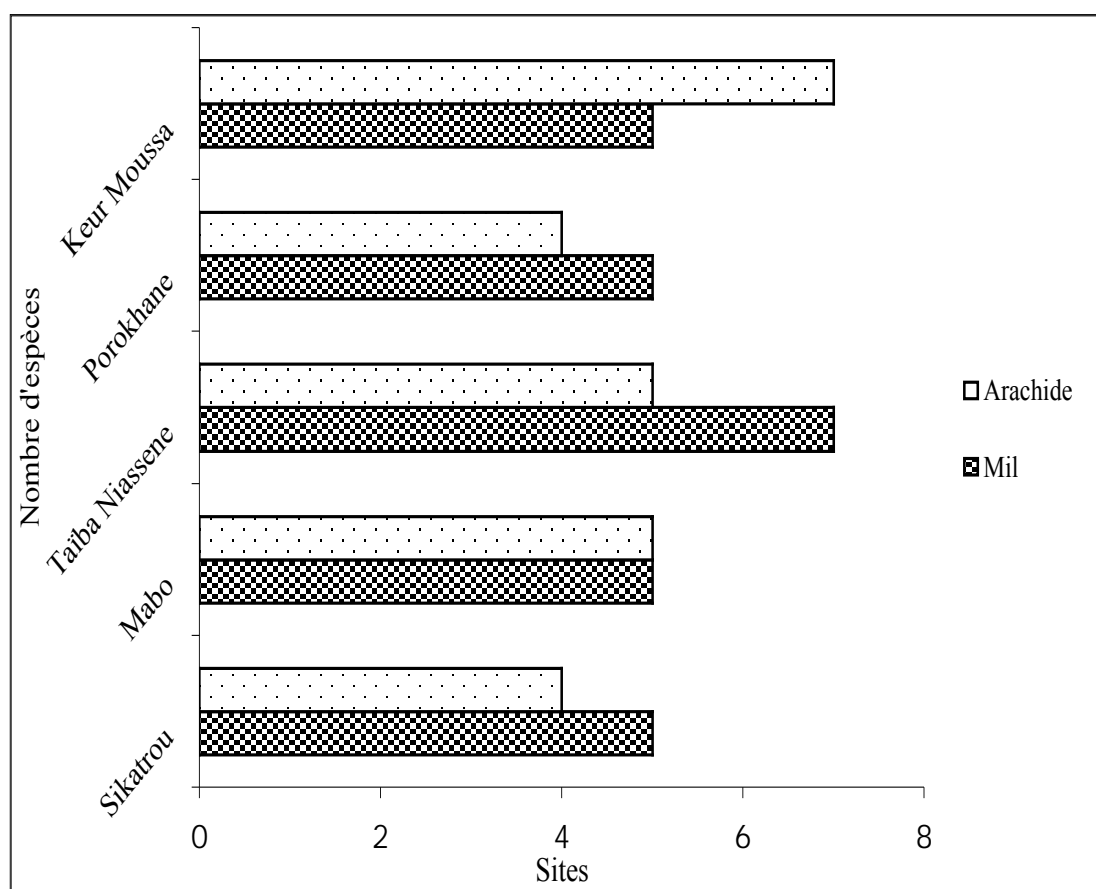


Figure 17: Effet de la culture arachidière sur le nombre d'espèces de champignons MA dans les différents sites étudiés

2.3. Effet de la culture arachidière sur le potentiel infectieux mycorhizogène des sols (MPN) (figure 18)

Nous avons comparé les MPN des sols de la rhizosphère du mil et de l'arachide provenant des sites de Mabo et de Porokhane. Les densités de spores les plus élevées ont été observées sous les cultures de mil de ces deux sites. Dans ces deux sites, nous avons également le même nombre d'espèces de champignons dans les cultures de mil. Les densités de spores et le nombre d'espèces étaient cependant moins élevés dans la rhizosphère de l'arachide à Porokhane qu'à Mabo.

Les résultats sur les MPN montrent que le nombre de propagules capables de générer des infections mycorhiziennes est plus important dans le sol à précédent mil que dans celui à précédent arachide. Il faut aussi noter que ce MPN est plus important dans le sol de Mabo (777 et 565 propagules) que dans celui de Porokhane (750 et 396 propagules) respectivement sous mil et sous arachide. Nos observations n'ont pas montré de corrélation entre les MPN (méthode de Cochran, 1950) et la densité de spores ou entre les MPN et la richesse spécifique en champignons MA.

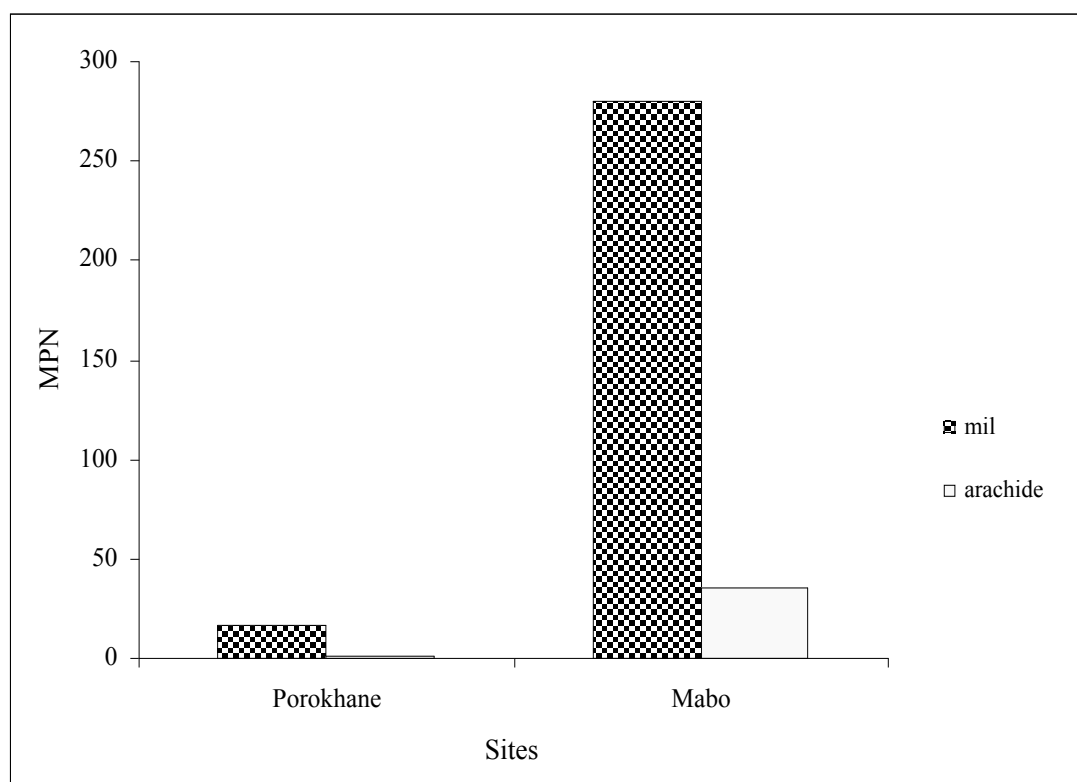


Figure 18: Effet de la culture arachidière sur le potentiel mycorhizogène des sols

DISCUSSION

1. Effet de l'inoculation microbienne et de l'amendement organique sur la culture de la variété d'arachide 73-33

1.1. Effet sur les paramètres de mycorhization, de croissance et de nodulation de la plante

Inoculation fongique (M et M+MO)

L'effet bénéfique des champignons MA sur le développement des cultures à graines oléagineuses a été préalablement démontré par plusieurs études (Manoharachary et Prakash, 1991 ; Caris *et al.*, 1998). Cependant, c'est seulement au cours des dernières années que l'on a commencé à réaliser des expériences au champ pour vérifier si l'inoculation avec des champignons mycorhiziens arbusculaires pouvait accroître la productivité des plantes agricoles ou forestières (Cornet *et al.*, 1982). En effet, Hayman (1980) a montré que contrairement à ce qui avait été observé en général dans des expériences en pots sur des sols stérilisés, les essais d'inoculation mycorhizienne au champ n'ont pas toujours donné les résultats escomptés ; souvent en raison de la compétition exercée par les champignons indigènes.

Au Sénégal très peu d'expérimentations en plein champ ont porté sur l'inoculation de l'arachide avec des champignons MA. Pourtant Krishna et Bagyaraj (1984) ont souligné l'importance de réaliser également des expérimentations sur l'inoculation mycorhizienne en milieu naturel.

Nos résultats sur l'effet de l'inoculation mycorhizienne associée ou non à un amendement organique sur les paramètres de mycorhization, les biomasses aérienne et racinaire sèches et le nombre de nodules des plants n'ont pas montré de différence significative aux 30^e, 45^e et 60^e jours après semis. Ces résultats sont similaires à ceux de Middleton *et al.* (1989) qui ont montré que l'inoculation de l'arachide de type virginia avec des champignons MA n'augmentait pas la croissance des plantes. Ils en concluent que dans un sol non stérilisé, la présence d'une population de champignons MA indigènes efficaces peut masquer l'effet de l'inoculation mycorhizienne sur la croissance végétative et la colonisation racinaire. Auparavant, Krishna et Bagyaraj (1984) avaient démontré que l'inoculation de l'arachide (*Arachis hypogaea* cv MGS-7) avec *Glomus fasciculatum* sur sol non stérilisé n'augmentait pas significativement le taux de colonisation racinaire mais un effet bénéfique sur la biomasse sèche de la plante avait été observé. En effet, en comparant l'effet de l'inoculation sur sol stérilisé et non stérilisé, Krishna et Bagyaraj (1984) avaient constaté une augmentation de la biomasse sèche due à la mycorhization plus marquée sur sol stérilisé que non stérilisé. Ils ont attribué cette réponse à la présence dans le sol non stérilisé de champignons MA indigènes mieux adaptés responsables de 79 % de la colonisation racinaire mais moins efficaces.

Dans notre étude, nous pouvons penser que cette absence de réponse significative pourrait être due à l'introduction d'un champignon MA moins adapté et moins compétitif que les espèces natives pour la colonisation et la propagation à l'intérieur de la racine comme souligné par Owusu-Bennoah et Mosse (1979).

Cependant, les résultats de Lekberg et Koide (2005) sont en contradiction avec ceux de notre étude. Ces auteurs ont démontré que l'inoculation de l'arachide (*Arachis hypogaea* var Falcon) avec *Glomus intraradices* augmentait significativement la colonisation des racines par le champignon MA et le nombre de nodules. Cette apparente contradiction pourrait être liée aux conditions expérimentales (champignons MA testés, sol, variétés d'arachide et facteurs abiotiques). En effet, la réponse des plantes à la mycorhization était non seulement fonction de l'espèce de champignon mycorhizien (Plenchette *et al.*, 1982) mais aussi de la plante hôte (Plenchette *et al.*, 1983b) dont la dépendance mycorhizienne est liée, principalement à la fertilité du sol et à la morphologie du système racinaire (Baylis, 1975).

Plenchette *et al.* (2000) expliquaient la faible mycorhization du mil inoculé par le champignon MA *Glomus aggregatum* sur un support stérilisé et l'absence d'effet sur la croissance par l'utilisation d'une souche exotique et non indigène de champignon MA. En effet, les espèces mycorhiziennes exotiques peuvent ne pas s'adapter aux conditions édaphiques spécifiques d'une zone donnée et donc ne pas être efficaces. Les résultats de notre étude pourraient s'orienter dans ce sens dans la mesure où le champignon MA introduit n'a pas été isolé du Bassin arachidier. Mohamed et Gamal (2000) ont que l'inoculation de l'arachide (*Arachis hypogaea* L. cv Gizas) avec une souche de *Glomus mosseae* isolée de la rhizosphère des plantes d'arachide avait un effet bénéfique sur leur croissance à tous les stades de développement aussi bien à l'absence qu'en présence de pathogènes sur un support stérilisé.

Les travaux de Shibata et Yano (2003) ont également montré que l'inoculation de l'arachide (*Arachis hypogaea* cv Tarapoto) avec *Gigaspora margarita* a augmenté significativement les poids secs aérien et racinaire des plants d'arachide. Auparavant, Yano *et al.*, (1998) avait trouvé que le champignon MA *Gigaspora margarita* semble jouer un rôle significatif parce que les champignons MA indigènes diffèrent du champignon MA introduit. Il serait donc intéressant d'identifier les espèces de champignons MA indigènes des sols du Bassin arachidier.

Par ailleurs, il a été démontré que l'association mycorhizienne pouvait jouer un rôle important dans la décomposition et la minéralisation de la matière organique (Tarafdar et Rao, 1997; Paré *et al.*, 2000 ; Muthukumar et Udaiyan, 2002). Dans notre étude, l'apport de matière organique (MO) aux plants inoculés par le champignon MA a entraîné une réduction de la mycorhization et des poids secs des parties aériennes et racinaires, au cours des première et troisième récoltes. Pourtant Paré *et al.* (2000) avaient montré que chez le maïs, l'association (M+MO) avait un effet significatif sur le poids sec des racines des plants. Dans leurs conditions de culture, l'effet de la matière organique était plus marquant que celui de l'inoculum mycorhizien ; ce qui indique que la présence de champignon MA n'a pas eu d'effet significatif sur les paramètres étudiés. Dans notre étude, l'effet de l'amendement organique n'est observé qu'au 45^e jour de culture. Le pic de mycorhization du traitement M se situe au 30^e jour après semis puis diminue jusqu'au 60^e jour. Ces résultats sont en partie similaires à ceux de Paré *et al.* (2000) qui ont montré que le pic de mycorhization du maïs dans ces conditions se situe à deux (2) semaines après la floraison puis décline au cours de la dernière récolte. Dans nos conditions, l'inoculation mycorhizienne a entraîné une colonisation intense des racines qui serait probablement due à l'apport de l'inoculum fongique d'où le pic de mycorhization du traitement M observée dès le 30^e jour de culture.

La forte réduction des paramètres de mycorhization au 60^e jour pourrait aussi être due à la sénescence des racines ou à une réduction du taux de racines fines.

Inoculation bactérienne (R et R+MO)

L'effet bénéfique de l'inoculation rhizobienne sur la croissance de plantes a été démontré par plusieurs auteurs (Huang, 1987 ; 1988 ; Van Veen *et al.*, 1997).

L'arachide (*Arachis hypogaea* L.), une espèce de la famille des Légumineuses, est habituellement nodulée par *Bradyrhizobium spp* (Van Rossum *et al.*, 1995). Par ailleurs, l'inoculation de cette plante par des rhizobiums peut augmenter sa capacité à fixer l'azote de l'air et donc à réduire l'apport du fertilisant azoté.

L'expérimentation au champ avec la variété d'arachide 73-33 n'a pas mis en évidence un effet significatif de l'inoculation rhizobienne seule (R) ou combinée à la matière organique (R+MO) sur les paramètres de mycorhization, la croissance et la nodulation des plants de cette variété d'arachide. Pourtant Ndiaye (1986) avait montré que l'inoculation de la variété d'arachide (55-437) au champ par la souche de rhizobium CB 756 améliorait la nodulation et le rendement en gousses mais n'avait pas d'effet significatif sur le poids sec des parties aériennes. Nos résultats corroborent cependant ceux de Castro *et al.* (1999) qui, utilisant la souche USDA 3187 (qui est une de nos souches utilisées) dans les conditions naturelles, n'ont pas révélé d'effet significatif sur la biomasse sèche, la nodulation et la productivité de la plante d'arachide (type Virginia). Ces auteurs ont attribué cette absence de réponse à l'inoculation à la présence de souches de rhizobium natives compétitives. De plus, ils ajoutent que l'analyse moléculaire des nodules avait révélé que la souche introduite n'était pas présente dans les nodules. Les racines des plantes d'arachide étaient nodulées donc par des souches natives qui avaient un avantage compétitif. Ces résultats nous laisseraient penser, dans notre cas, qu'il pourrait y avoir une compétition entre les souches introduites et les souches natives qui semblent être plus compétitives. Les résultats sur le nombre de nodules confirment ceux obtenus par Lekberg et Koide (2005) avec la souche (*Bradyrhizobium* MAR 1510) et Bojino *et al.* (2006) avec les souches de rhizobiums (USDA 4438, USDA 3180 et C-145) qui n'ont pas signalé d'effet significatif sur la nodulation de l'arachide.

L'effet non significatif de l'inoculation rhizobienne dans les conditions naturelles pourrait donc être dû à une plus grande compétitivité des souches indigènes ou comme signalé par ailleurs par McLoughlin *et al.* (1984), à la dose d'inoculum utilisée.

Double inoculation (R+M et R+M+MO)

Dans nos conditions, l'effet de la double inoculation seule (R+M) ou associée à la matière organique (R+M+MO) sur les paramètres de mycorhization, de croissance et de nodulation n'est pas significatif. Ceci pourrait s'expliquer par une plus grande compétitivité des souches de champignons MA et de rhizobiums indigènes. Il existe alors un haut degré de spécificité entre la plante hôte, le champignon MA et les espèces de bactéries impliquées dans cette interaction (Requena *et al.*, 1997). Biro *et al.*, (2000) ont rapporté que l'interaction entre les champignons MA et les bactéries peut être antagoniste ou synergique.

Par ailleurs, d'autres auteurs ont démontré dans leurs conditions, l'effet additif et souvent synergique de la double inoculation (Champignon MA + Rhizobium) sur la performance des légumineuses (Filter et Garbaye, 1994 ; Sanginga *et al.*, 1999 ; Goss et Varennes, 2002).

1.2. Effet sur le rendement de la culture

Inoculation fongique (M et M+MO)

Les inoculations mycorhizienne seule (M) et mycorhizienne associée à la matière organique (M+MO) semblent avoir un effet positif significatif sur le rendement en gousses. L'apport de matière organique a permis une augmentation de rendement de 17,9 %, l'inoculation mycorhizienne seule une augmentation de 54,6 % et la combinaison (M+MO) un gain de 88,9 %. Cette meilleure réponse à l'inoculation mycorhizienne et/ou à l'amendement organique par rapport aux témoins non inoculés peut être corrélée à des valeurs de paramètres de mycorhization plus élevées même si ce n'est pas significatif au 60^e jour après semis. Mais notons aussi qu'il n'y a pas une corrélation entre le rendement et les valeurs des paramètres de croissance et de mycorhization mesurés du traitement M+MO. Nous pouvons alors émettre l'hypothèse selon laquelle l'effet positif significatif de l'inoculation mycorhizienne associée à l'amendement organique (M+MO) sur le rendement résulterait des effets sur les paramètres étudiés décelables au-delà de 60 jours de culture.

Inoculation bactérienne (R et R+MO)

Les inoculations rhizobienne (R) seule et rhizobienne associée à la matière organique (R+MO) semblent avoir un effet positif sur le rendement en gousses. En effet, par rapport aux témoins non inoculés, le traitement MO a permis d'obtenir un gain de 17,9 % ; (R) 47,7 % et (R+M.O.) 52 %. Ces résultats indiquant que l'effet de l'inoculum bactérien est plus marquant que celui de l'amendement organique sont similaires à ceux de Ndiaye (1986) qui avait trouvé que l'inoculation de la variété d'arachide 55-437 par la souche de rhizobium CB 756 introduite a induit des augmentations de rendement de +11 % et +16 % respectivement avec ou sans compost. Cette action synergique de R+MO sur le rendement pourrait s'expliquer par l'importance de la matière organique dans l'amélioration de la disponibilité en éléments minéraux du sol.

L'effet positif de R+MO sur le rendement de la culture de la variété d'arachide 73-33 est positivement corrélé aux valeurs des paramètres de mycorhization à la 3^e récolte et de l'activité microbienne du sol qui est plus importante avec R+MO, suivi de R et enfin de MO.

Ces augmentations de rendement semblent indiquer, comme il a été avancé par Ndiaye (1986), que les souches introduites possèdent des potentialités fixatrices supérieures à celles des souches natives ; mais la compétitivité exercée par les souches natives est telle qu'il est difficile d'augmenter le rendement de manière significative.

Double inoculation (R+M et R+M+MO)

La double inoculation (R+M) a augmenté significativement le rendement de la culture par rapport aux témoins avec un gain de 101,4 %. Cette meilleure réponse est corrélée aux taux plus élevés des paramètres de mycorhization au cours des première et troisième récoltes. Par ailleurs, en comparant d'une part les traitements M, R, et R+M au cours des 1^{ère} et 3^e récoltes, on remarque que l'effet du champignon MA est plus marquant et l'apport de l'inoculum bactérien semble diminuer les valeurs des paramètres de mycorhization. D'autre part en comparant les traitements R+M, MO et R+M+MO lors de ces 2 récoltes, on constate que l'apport de matière organique (MO) semble réduire l'effet positif de R+M. Un effet positif significatif de la double inoculation (R+M) est survenu après 60 jours de culture. Par contre les valeurs du rendement confirment l'absence de synergie entre R+M et MO.

1.3. Effet sur l'activité microbienne des sols

L'activité microbienne des sols, évaluée par dosage de la FDA est augmentée à la suite des inoculations R, R+M, M+MO, R+MO et R+M+MO. Cependant l'effet significatif n'est observé qu'avec le traitement R+M+MO. On constate aussi que l'apport de MO aux traitements M, R, et R+M augmente l'activité microbienne du sol. En effet, la matière organique, en plus de sa fonction minérale possède une fonction d'activation biologique par sa teneur élevée en carbone facilement métabolisable par les microorganismes du sol (Denarié, 1968). De plus, en agissant sur la décomposition de la matière organique par minéralisation du carbone et de l'azote, l'activité microbienne participe au recyclage des éléments minéraux qui deviennent disponibles pour la plante. L'activité microbienne dépend ainsi non seulement de la quantité de biomasse végétale dans le sol mais également des conditions physico-chimiques du milieu (pH, aération du sol présence de microorganismes...).

L'inoculation mycorhizienne et l'apport de matière organique seule n'ont pas d'effet sur l'activité microbienne. De plus, l'effet de R est plus marquant que celui de M. Ceci signifie que l'augmentation de la biomasse microbienne du sol n'induit pas toujours une augmentation de l'activité microbienne. En effet, Dick et Tabatabai (1992) mentionnent qu'en raison de l'importance des facteurs du milieu, il n'y a généralement pas une relation simple entre l'activité enzymatique déterminée en un instant donné et la taille de la population microbienne.

2. Impact de la culture arachidière sur les populations champignons mycorrhiziens arbusculaires (MA) indigènes

2.1. Effet sur les densités des spores de champignons MA

La plupart de sites prospectés dans le Sud du Bassin arachidier du Sénégal se caractérisent par une densité de spores par 100 g de sol non négligeable. Aussi une variabilité du nombre de spores par 100 g de sol d'un site à un autre a été notée. Ces résultats sont similaires à ceux de Bâ *et al.* (1996) qui ont trouvé des nombres de spores importants sur des sols sableux du Sénégal. Cependant, les études de Diallo *et al.* (1998) ont révélé une pauvreté extrême en spores de Glomales dans des sites des zones sahélienne, sahélo-soudanienne et soudanienne. Des travaux antérieurs menés par Kane (2004) avaient montré des densités de spores de champignons mycorrhiziens faibles dans la plupart des sites des mêmes localités de notre étude aussi bien dans les champs d'arachide que de mil. Les résultats que notre étude montrent aussi des densités plus importantes sous la rhizosphère du mil que sous celle de l'arachide. Cette apparente contradiction pourrait être liée à une différence dans les périodes de prélèvements des sols faits à des stades du cycle végétatif de la plante et du cycle de développement des champignons différents. Ces différences pourraient s'expliquer aussi par un appauvrissement plus marqué des sols en phosphore et par les variations pluviométriques inter-annuelles. Ainsi, comme il a été souligné par de nombreux auteurs, pour évaluer la densité de spores, il est important de prendre en compte les variations saisonnières (Abbott et Robson, 1991; Bever *et al.*, 2001).

Comparativement à la culture traditionnelle du mil, la culture commerciale de l'arachide semble être moins favorable la multiplication des champignons MA confirmant ainsi l'influence de la culture sur la densité de spores de champignons MA. Les nombres importants de spores obtenus à Sikatrou, Mabo et Porokhane, aussi bien sous arachide que sous mil contrastent avec ceux obtenus dans les localités de Taïba Niassène et Keur Moussa. La densité de spores, variable d'une localité à une autre pourrait s'expliquer par une variabilité des conditions pédo-climatiques.

Ainsi, les résultats obtenus sur la densité de spores confirment les effets conjugués de l'espèce végétale cultivée et des conditions environnementales (sol, climat...) sur le nombre de spores de champignons MA comme observés par Brundrett *et al.* (1996) et Lovelock *et al.* (2003).

2.2. Effet sur la diversité des champignons MA

Les interactions entre la diversité des champignons MA et la diversité des plantes ont été largement étudiées par différents auteurs. C'est ainsi que Van der Heijden *et al.* (1998) affirment que la diversité des champignons mycorrhiziens détermine la biodiversité des plantes. Par contre, l'effet de la diversité des plantes sur la diversité des champignons MA est souvent négligé (Walker et Trappe, 1993 ; Pande et Tarafdar, 2004). Pourtant, sur une même espèce végétale, de larges variations de la diversité et même de la densité de spores de champignons MA peuvent se produire et pourraient être dues aux variations des facteurs édaphiques (Carvalho *et al.*, 2003). De plus, sur un même sol, la diversité des espèces de plantes influencerait sur la diversité des champignons MA. C'est ainsi que plusieurs auteurs

dont Johnson *et al.* (1992) ; Bever *et al.* (1996) ont avancé que la diversité des plantes aurait aussi des effets marquants sur la diversité des champignons MA.

Dans notre étude, les différents taxa de champignons endomycorhiziens identifiés appartiennent aux familles des *Gigasporaceae* et *Glomeraceae*. Comme pour la densité de spores des sols, la fréquence relative des familles varie en fonction de l'espèce végétale et de la localité. La prédominance de la famille des *Gigasporaceae* à Mabo et à Keur Moussa et celle de la famille des *Glomeraceae* à Sikatrou, aussi bien sous arachide que sous mil suggère l'influence des facteurs édaphiques dans la fréquence relative des familles. Ces résultats montrent qu'en plus de la culture, le sol semble être déterminant dans la fréquence des familles de champignons MA.

L'observation microscopique a permis de constater une faible diversité de champignons MA avec deux (2) genres (*Glomus* et *Scutellospora*) et 8 espèces dans les sols des différents sites prospectés. Ce nombre d'espèces varie d'un site à un autre mais aussi en fonction de la culture. En effet, de nombreuses études ont montré que la diversité des champignons MA est fonction de plusieurs facteurs incluant le sol, les conditions environnementales, la plante hôte et les pratiques culturales (Sanders, 1990 ; McGonigle et Miller, 1996). L'effet de l'espèce végétale hôte sur la diversité des champignons MA se manifeste par une régulation de la répartition du carbone aux racines, une production de métabolites secondaires, ou un changement des conditions environnementales du sol (Sanders et Fitter, 1992 ; Bever *et al.*, 1996).

Nos résultats montrent une corrélation négative entre la densité de spores des sites et la diversité des champignons MA. En effet, le plus grand nombre de spores est observé dans le sol de la localité de Mabo et les plus petites densités dans les sols de Keur Moussa et Taïba Niassène. Pourtant, la diversité est plus importante dans ces 2 localités. Il est donc évident qu'une plus forte densité de spores de champignons MA n'induit pas toujours une plus grande diversité de champignons MA.

La variabilité dans la distribution spatiale (densité et diversité) des spores de champignons MA comme il a été démontré par de nombreuses études dans plusieurs écosystèmes (Smith et Gianinazzi-Pearson, 1988 ; Dalpé, 1997 ; Sow, 2005) est vérifiée dans notre étude

2.3. Effet sur le potentiel mycorhizogène (MPN) des sols de Porokhane et Mabo

L'évaluation du MPN des sols montre que le nombre de propagules capables de favoriser une infection mycorhizienne est variable d'un site à un autre. En effet, ce MPN est plus important à Mabo qu'à Porokhane aussi bien sous mil que sous arachide.

Dans toutes les localités prospectées, le nombre de propagules mycorhiziennes est plus important sous mil que sous arachide. Ce résultat suggère que l'espèce végétale influe sur le potentiel mycorhizien du sol comme il a été démontré par Sanon (2005). En effet, Sanon (2005) a trouvé que ce potentiel était plus important sous *Zornia glauchidiata* que sous *Pennisetum pedicellatum*. Le fort potentiel mycorhizien du sol observé sous mil pourrait traduire une plus grande compatibilité du mil avec les champignons MA indigènes ; ceci suggère alors que le mil, culture traditionnelle du Bassin arachidier est beaucoup plus mycotrophe ou mieux adapté aux souches locales que l'arachide.

Le résultat obtenu sur le MPN vient renforcer ceux obtenus sur la densité et la diversité des champignons MA selon lesquels la culture commerciale de l'arachide par comparaison à la culture traditionnelle du mil, est moins favorable au développement et au maintien des propagules mycorhiziennes. Les faibles densité et diversité des champignons MA sous arachide pourrait s'expliquer par les conditions culturales de la culture commerciale de l'arachide. En effet, il a été démontré que les pratiques culturales (labour, fertilisants,...) ont des effets néfastes sur les champignons mycorhiziens (Menéndez *et al.*, 2001 ; Gosling *et al.*, 2005).

L'absence de corrélations entre les MPN et la densité ou la diversité implique que les fragments de racines fines mycorhizées du sol doivent être déterminants dans le calcul du potentiel mycorhizien des sols.

Ces résultats suggèrent que la nature de l'espèce végétale et le sol pourraient avoir un impact sur la densité et la diversité des champignons MA donc sur le potentiel mycorhizien du sol.

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Les résultats de l'étude de l'effet de l'inoculation microbienne et de l'amendement organique sur la mycorhization, la croissance et la nodulation de la variété d'arachide 73-33 ont montré que l'inoculation mycorhizienne (M), l'inoculation rhizobienne (R), la double inoculation (R+M), associées ou non à l'amendement organique (MO, M+MO, R+MO, R+M+MO) n'ont pas eu d'effet positif significatif sur les paramètres étudiés de cette variété d'arachide jusqu'au 60^e jour de culture. L'absence de réponse significative à l'inoculation microbienne observée pourrait s'expliquer par une compétition entre les souches introduites et les souches indigènes qui semblent être plus compétitives et mieux adaptées aux conditions du milieu. En revanche, un effet bénéfique suite à l'inoculation mycorhizienne associée à la matière organique (M+MO) et à la double inoculation (R+M) sur le rendement en gousses en fin de culture a été constaté.

La sélection des souches destinées à l'inoculation au champ devrait s'appuyer donc sur leurs aptitudes à infecter la plante hôte, à former avec elle une symbiose efficace et à s'installer activement dans le sol même en présence des contraintes environnementales (Diem, 1993).

L'étude de l'effet de la culture commerciale de l'arachide sur les populations de champignons mycorhiziens natifs des sols a montré la densité de spores, la diversité des champignons MA et le potentiel mycorhizogène du sol étaient plus importants sous la culture traditionnelle du mil que sous la culture commerciale de l'arachide. Cette étude a aussi signalé une variabilité de ces paramètres d'une localité à une autre. Ces résultats confirment la part importante de l'espèce végétale et des facteurs édaphiques dans l'installation, le développement et le maintien des champignons mycorhiziens. La meilleure connaissance de la diversité des champignons mycorhiziens et de leur compétitivité permettrait de mieux exploiter leurs potentialités pour la production d'inoculum performant.

En perspective, ce travail pourrait s'élargir à l'ensemble du Bassin arachidier du Sénégal pour mieux connaître la diversité des champignons MA associés aux différentes variétés d'arachide cultivées suivant le gradient pluviométrique. Les espèces natives isolées seront multipliées, caractérisées par des méthodes de biologie moléculaire et testées pour identifier les couples champignon MA/variété d'arachide les plus favorables à un accroissement du potentiel mycorhizogène des sols.

Les travaux à entreprendre devraient s'inscrire dans la recherche d'alternatives pour une meilleure utilisation des potentialités des microorganismes du sol dans le cadre d'une agriculture durable plus respectueuse de l'environnement.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Abbott L. K., Robson A. D., 1991. Factors influencing the occurrence of vesicular-arbuscular mycorrhizas. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 35: 121-150.

Abdallah M. E. & Abdel-Fattah G. M., 2000. Influence of the endomycorrhizal fungus *Glomus mosseae* on the development of peanut pod rot disease in Egypt. *Mycorrhiza*, 10: 29-35.

Allen M. F., 1982. Influence of vesicular-arbuscular mycorrhizae on water movements through *Bouteloua gracilis*. *New Phytologist*, 91: 191-196.

Anonyme, 1977. Atlas National du Sénégal. Paris, IGN, 147 p.

Anonyme, 1983. Les Atlas Jeune Afrique: Sénégal. Paris, 4^{ième} Ed. Jeune Afrique 72 p.

Augé R. M., 2003. Stomatal behavior of forest trees in relation to hydraulic, chemical and environmental factors. *In*: Hanson P, Wullschleger SD (eds) North American Temperate Deciduous Forest Responses to Changing Precipitation Regimes. Springer-Verlag, New York, pp: 100-120.

Bâ A. M., Garbaye J., Dexheimer J., 1991. Influence of fungal propagules during the early stage of the time sequence of ectomycorrhizal colonization on *Azelia africana*. Sm. seedlings. *Canadian Journal of Botany*, 66: 2442-2447.

Bâ A. M., Dalpé Y. & Guissou T., 1996. Les Glomales d'*Acacia holosericea* et d'*Acacia mangium*. *Bois et Forêts des Tropiques*, 250: 5-18.

Bâ A. M., Plenchette C., Danthu P., Duponnois R. & Guissou T., 2000. Functional compatibility of two arbuscular mycorrhizae with thirteen fruit trees in Senegal. *Agroforestry Systems*, 50: 95-105.

Bâ A. M., Guissou T., Duponnois R., Plenchette C., Sacko O., Sidibé D., Sylla K. & Windou B., 2001. Mycorrhization contrôlée et fertilisation phosphatée: applications à la domestication du jujubier. *Fruits*, 56: 261-269.

Bâ A. M., Sanon K. B. & Duponnois R., 2002. Influence of ectomycorrhizal inoculation on *Azelia quanzensis* welw. seedlings in a nutrient-deficient soil. *Forest Ecology and Management*, 161: 215-219.

Badji S., Ducouso M., Thoen D., Colonna J. P., 1989. Influence de la double inoculation *Rhizobium /Glomus mosseae* sur la nodulation et la croissance de jeunes *Acacia laeta* R. Br. Ex Benth. *In*: Trees for development in Sub-Saharan Africa. ICRAF HQ., Nairobi, Kenya, pp : 323-329.

- Bado V. B., 2002.** Rôle des légumineuses sur la fertilité des sols ferrugineux tropicaux des zones guinéenne et soudanienne du Burkina Faso. Doctorat en sols et environnement. Université de Laval (Québec). 197 p.
[http:// w.w.w.theses.uluvial.ca/2002/20487.html](http://w.w.w.theses.uluvial.ca/2002/20487.html).
- Bago B., Shachar-Hill Y. & Pfeffer P. E., 2000.** Dissecting carbon pathways in arbuscular mycorrhizas with NMR spectroscopy. *In: Current advances in mycorrhizae research.* Podila G. K., Douds D. D., (eds.) APS Press, St Paul, Minnesota, USA. pp: 111-126.
- Baltruschat H. & Schönbeck F., 1972.** The influence of endotrophic mycorrhiza on the infestation of tobacco by *Thielaviopsis basicola*. *Phytopathology*, 84: 358-361.
- Barea J. M. & Azcon-Aguilar C., 1983.** Mycorrhizas and their significance in nodulating nitrogen-fixing plants. *Advances in Agronomy*, 36: 1-54.
- Baylis G. T. S., 1970.** Root-hairs and Phycomycetous mycorrhizas in P-deficient soils. *Plant and Soil* 33: 713-716.
- Baylis, G. T. S., 1975.** The magnolioid mycorrhiza and mycotrophy in root systems derived from it. *In: endomycorrhizas* (Eds F.E. Sanders, B. Mosse and P.B.Tinker) pp: 373-389. Academic Press, London and New York.
- Bell M. J., Middleton K. J. & Thompson J. P., 1989.** Effects of vesicular-arbuscular mycorrhizae on growth and phosphorus and zinc nutrition of peanut (*Arachis hypogaea* L.) in an oxisol from subtropical Australia. *Plant and Soil*, 117: 49-57.
- Benjamin D. Ahiabor & Hiroshi Hirata, 1994.** Characteristic responses of three tropical legumes to the inoculation of two species of VAM fungi in Andosol soils with different fertilities. *Mycorrhiza*, 5: 63-70.
- Berhaut J., 1967.** Flore du Sénégal. (2^e Ed). Clairafrique, Dakar, 257 p.
- Berhaut J., 1971-1991.** Flore illustrée du Sénégal. (Ed.) Gouvernement du Sénégal, MDR/DEF, 10 tomes.
- Bethlenfalvay, G. J., 1992.** Mycorrhiza and crop productivity. *In: G. J. Bethlenfalvay and R. G. Linderman* (eds), *Mycorrhizae in sustainable agriculture.* ASA/CSSA/SSSA, Madison, WI. Pp: 1-27.
- Bethlenfalvay G. J., Cantrell J. C., Mihara K. L., Schreiner R. P., 1999.** Relationships between soil aggregation and mycorrhizae as influenced by soil biota and nitrogen nutrition. *Biology and Fertility of Soil*, 28: 356-363.

Bever J. D., Morton J. B., Antonovirs J., Schutter P. A. ; 1996. Host dependent sporulation and species diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in mown grassland. *Journal of Ecology*, 84: 71-82.

Bever J. D., Schultz P. A., Pringle A., Morton J. B., 2001. Arbuscular mycorrhizal fungi: more diverse than meets the eye, and the ecological tale of why. *Bioscience*, 51: 923-931.

Billaz R., 1959. L'alimentation en eau de l'arachide dans les sols Diors du Sénégal. I.R.H.O., Rap. Multigraphié.

Biro B., Koves-Pechy K., Voros I., Takacs T., Eggenberg P., Strasser R. J., 2000. Interrelations between *Azospirillum* and *Rhizobium* nitrogen-fixers and arbuscular mycorrhizal fungi in the rhizosphere of Alfalfa at sterile, AMF-free or normal soil conditions. *Applied Soil Ecology*, 15: 159-168.

Blondel D., 1971. Contribution à la connaissance de la dynamique de l'azote minérale en sol sableux (Dior) au Sénégal. *Agronomie Tropicale*, 26: 1303-1333.

Bojino P., Banchio E., Rinaudi L., Cerioni G., Bonfiglio C. & Giordano W., 2006. Peanut (*Arachis hypogaea*) response to inoculation with *Bradyrhizobium sp.* in soils of Argentina. *Annals of Applied Biology*, 148: 207-212.

Bonfils P. & Faure J., 1956. Les sols de la région de Thiès. *Bulletin Agronomique*, 16: 5-92.

Borie F. R., Rubio R., Morales A., Castillo C., 2000. Relationships between arbuscular mycorrhizal hyphal density and glomalin production physical and chemical characteristics soils under no-tillage. *Revista Chilena de Historia Natural*, 73: 749-756.

Bouffil F., 1947. Biologie, écologie et sélection de l'arachide au Sénégal. Paris. Ministère de la France d'Outre-mer. *Bulletin Scientifique*, 1: 112 p.

Brundrett M. C., Piché Y. & Peterson R. L., 1984. A new method for observing the morphology of vesicular-arbuscular mycorrhizae. *Canadian Journal of Botany*, 63: 2128-2134.

Brundrett M., Bougher N., Dell B., Grove T., Malajzuk N., 1996. Working with mycorrhizas in Forestry and Agriculture. ACIAR Monograph, 32. Canberra, Australia. *Australian Center for International Agricultural Research*. 374 p.

Brunius G., 1980. Technical aspects of the use of 3'6'-diacetyl fluorescein for vital staining of bacteria. *Current Microbiology*, 4: 321- 323.

Bunting A. H., 1955. A classification of cultivated groundnuts, Oxford. *Empire Journal of Experimental Agriculture*, 23: 158-172.

- Bunting A. H., 1958.** A further notes in the classification of cultivated groundnuts, Oxford. *Empire Journal of Experimental Agriculture*, 26: 254-258.
- Caris C., Wolfgang Hördt , Heidi-Jayne Hawkins, Volker Römheld , Eckhard George, 1998.** Studies of iron transport by arbuscular mycorrhizal hyphae from soil to peanut and sorghum plants. *Mycorrhiza*, 8: 35-39.
- Caron M., Fortin A., Richard C., 1986.** Effect of phosphorus concentration and *Glomus intraradices* on *Fusarium* crown and root rot of tomatoes. *Phytopathology*, 76: 942-946.
- Carrodus B. B., 1967.** Absorption of nitrogen by mycorrhizal roots of beech. II. Ammonium and nitrate as sources of nitrogen. *New Phytologist*, 66: 1-4.
- Carvalho L. M., Patricia, M. C., Ronald J. R., Amélia Martinsloução M., 2003.** Spatial variability of arbuscular mycorrhizal fungal spores in two natural plant communities. *Plant and Soil*, 251: 227-236.
- Castro S., Permigliani M., Vinocur M., Fabra A., 1999.** Nodulation in peanut (*Arachis hypogaea* L.) roots in the presence of native and inoculated rhizobia strains. *Applied Soil Ecology*, 13: 39-44.
- Catroux G., Hartmann A., Revellin C., 2001.** Trends in rhizobial inoculant production and use. *Plant and Soil*, 230: 21-30.
- Charreau C. & Nicou R., 1971.** L'amélioration du profil cultural dans les sols sableux et sablo-argileux de la zone tropicale sèche Ouest-Africaine et ses incidences agronomiques. *Agronomie Tropicale*, 23.
- Cochran W. G., 1950.** Estimation of bacterial densities by means of the « Most Probable Number ». *Biometrics*, 6: 105-116.
- Cooper K. M. & Tinker P. B., 1978.** Translocation and transfer of nutrients in vesicular-arbuscular mycorrhizas. Uptake and translocation of phosphorus, zinc and sulphur. *New Phytologist*, 81: 43-52.
- Cornet P. & Diem H. G., 1982.** Etude comparative de l'efficacité des souches de *Rhizobium* d'*Acacia* isolées de sols du Sénégal et effet de la double inoculation symbiose *Rhizobium* / *Glomus mosseae* sur la croissance de *A. holosericea* et *A. raddiana*. *Bois et Forêts des Tropiques*, 198: 3-15.
- Cornet P., Diem H. G., Dommergues Y. R., 1982.** Effet de l'inoculation avec *Glomus mosseae* sur la croissance d'*Acacia holosericea* en pépinière et après transplantation sur le terrain. Les Mycorrhizes : biologie et utilisation. (Ed.) INRA Publications. (Les colloques de l'INRA, n°13): 287-292.

- Cox G. & Tinker P. B., 1976.** Translocation and transfer of nutrients in vesicular-arbuscular mycorrhizas. *In: The arbuscule and phosphorus transfer a quantitative ultrastructural study. New Phytologist*, 77: 371-378.
- Daft M. J. & EL-Giahmi A. A., 1975.** *In: Endomycorrhizas Ed. Sanders F. E. et al. pp: 581-592, Academic Press, London.*
- Dalpe Y., 1997.** Biodiversité des champignons mycorrhiziens. Rapport préparé pour la troisième réunion du “ Subsidiary Body on Scientific, Technical and Technological Advice (SBSTTA) ” ; convention sur la biodiversité, Montréal, Québec, Canada, Septembre 1997. pp: 1-14.
- Dalpe Y., 1998.** Biodiversity of mycorrhizal fungi. Electronic publication prepared for the ‘Review of biodiversity in the Canadian agricultural soils’. (http://res2.agr.ca/ecorc/mycor/bio_sols_f.htm)
- Dancette C., 1978.** Besoin en eau et adaptation du mil à la saison des pluies au Sénégal. *In: Proceedings Agroclimatological Restitution. Needs of the Semi-Arid Tropic.* 211-226.
- Davis R. M., Menge G. A., Erwin D. C., 1979.** Influence of *Glomus fasciculatus* and soil phosphorus on *Verticillium wilt* of cotton. *Phytopathology*, 69: 453-456.
- Davis R. M., 1980.** Influence of *Glomus fasciculatus* on *Thielaviopsis basicola* root rot of citrus. *Plant Diseases*, 64: 839-840.
- Degens B. P., Sparling G. P., Abbott L. K., 1996.** Increasing the length of hyphae in a sandy soil increases the amount of water-sable aggregates. *Applied Soil Ecology*, 3: 149-159.
- Dehne H. W., 1982.** Interaction between vesicular arbuscular mycorrhizal fungi and plant pathogens. *Phytopathology*, 72: 1115-1119.
- Dehne H. W., 1987.** VA Mycorrhizae and Plant Health. Proceeding of 7th NACOM, pp: 192-193.
- Delafond G., Laurent P. & Mauboussin N. J. C., 1970.** Les variétés d’arachide recommandées au Sénégal et leur emploi. Les cahiers d’Agriculture Pratique des pays chauds. Extrait du N° 2. Centre de Recherches Agronomiques de Bambey (Sénégal). 27 p.
- Denarié J., 1968.** Inoculation des légumineuses à Madagascar - Résultats expérimentaux. *Annals of Agronomy*, 19: 473-496.
- Dexheimer J., Marx C., Gianinazzi-Pearson V. & Gianinazzi S., 1985.** Ultracytological studies on plasmalemma formations produced by host and fungus in vesicular-arbuscular mycorrhizae. *Cytologia* 50: 461-471.

- Diack M., Badiane N. A., Sène M., Diatta M., & Dick R. P., 1998.** *Cordyla pinnata* en association avec *Piliostigma reticulatum*: effet sur la restauration des sols dégradés au Sénégal. Rapport scientifique final. Liaison Internationale de Recherche. Dakar, Sénégal: ISRA.
- Diack M., Badiane N. A., Sène M., Diatta M., & Dick R. P., 2000.** Decomposition of a native shrub (*Piliostigma reticulatum*) litter in soils of Semi-arid Senegal. *Journal of Arid Soil Research and Rehabilitation*, 14: 205-218.
- Diallo A. T., Samb P. I. & Ducouso M., 1998.** Distribution et diversité des champignons endomycorhiziens (Glomales) du Sénégal. *Tropicultura*, 4: 161-166.
- Dick W. A., Tabatabai M. A., 1992.** Significance and potential uses of soil enzymes. In: *Soil Microbial Ecology. Application in Agricultural and Environmental Management*. F. Blaine Jr, (Eds.), Marcel Dekker (N. Y.), pp: 95-127.
- Diem H. G., 1993.** Réexamen des critères de selection des souches de Rhizobium utilisées en Agriculture. *Bulletin de la Société Française de Microbiologie*, 8: 83-87.
- Diouf M., 1990.** Analyse de l'élaboration du rendement du mil (*Pennisetum thyphoides* Staph et Hubb.). Mise au point d'une méthode de diagnostic en parcelles paysannes. Thèse de Doctorat. INAPG, Paris, 227 p.
- Dommergues Y. & Mangenot F., 1970.** Ecologie microbienne du sol. Masson et Cie (eds) Paris, 477p.
- Dommergues Y. R., Duhoux E. & Diem H. G., 1999.** Les Arbres fixateurs d'azote: caractéristiques fondamentales et rôle dans l'aménagement des écosystèmes méditerranéens et tropicaux. CIRAD/Editions Espaces 34/FAO/IRD (Montpellier, Rome), 499 p.
- Dossa E., 2007.** Nitrogen and phosphorus cycling in native shrub-crop systems of Senegal PhD dissertation, Oregon State University, Corvallis OR, USA.
- Ducouso M., Colonna J. P., Badji S. & Thoen D., 1991.** Influence de l'azote et du phosphore sur l'établissement de la symbiose quadripartite: *Acacia holosericea* / *Bradyrhizobium sp.* / *Glomus mosseae* / *Pisolithus sp.* Physiologie des Arbres et Arbustes en zones arides et semi-arides. Groupes d'Etudes de l'Arbre-Paris, France. 1-14 pp.
- Duke J. A., 1981.** Handbook of legumes of world economic importance. Plenum Press, New York.
- Duponnois R., Plenchette C. & Bâ A. M., 2001.** Growth stimulation of seventeen fallow leguminous plants inoculated with *Glomus aggregatum* in Senegal. *European Journal of Soil Biology*, 37: 181-186.

- Filter A. H., Garbaye J. 1994.** Interactions between mycorrhizal fungi and other soil organisms. *Plant and Soil*, 159: 123-132.
- Fortanier E. J., 1957.** De beïnvloeding van de Bloei big *Arachis hypogea* L. Wageningen. Med. Landbouwhogeschool, 57: 116 p.
- Frank A. B., 1885.** Über die auf Wurzelsymbiose beruhende Ernährung gewisser Baume durch unterirdische Pilze. *Ber. Deut. Bot. Ges.*, 3, 128.
- Franzluebbers A. J., Wright S. F., Stuedemann J. A., 2000.** Soil aggregation and glomalin under pastures in the southern Piedmont, USA. *Soil Science Society of American Journal*, 34: 1018-1026.
- Freud C., Freud E. H., Richard J. & Thenevin P., 1997.** La crise de l'arachide au Sénégal, un bilan-diagnostic. Ministère de l'agriculture, commission européenne. CIRAD- 157 p.
- Gallaud I., 1905.** Etudes sur les mycorrhizes endotrophes. *Revue Générale de Botanique* 17: 500 p.
- Gerdemann J. W. & Nicolson T. H., 1963.** Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological Society*, 46: 235-244.
- Gianinazzi S., Gianinazzi-Pearson V. & Dexheimer J., 1979.** Enzymatic studies on the metabolism of vesicular-arbuscular mycorrhiza. III. Ultrastructure localisation of acid and alkaline phosphate in anion roots infected with *Glomus mosseae* (Nicol. & Gerd.). *New Phytologist*, 82: 127-132.
- Gianinazzi-Pearson V. & Diem H. G., 1982.** Endomycorrhizae in the tropics. *In*: Dommergues Y. R., Diem H. G. (eds.). *Microbiology of Tropical soils and plant Productivity*, Junk, the Hague. pp: 209-251.
- Gillier P. & Sylvestre P., 1969.** L'arachide. (ed.) Maisonneuve & Larose, Paris, 292 p.
- Gosling P., Hodge, G., Goodlass G., & Bending G. D., 2005.** Arbuscular mycorrhizal fungi and organic farming. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 113: 17-35.
- Goss M. J., de Varennes A., 2002.** Soil disturbance reduces the efficacy of mycorrhizal associations for early soybean growth and N₂ fixation. *Soil Biology and Biochemistry*, 34: 1167-1173.
- Graham J. H. & Menge J. A., 1982.** Influence of vesicular-arbuscular mycorrhizae and soil phosphorus on take-all disease of wheat. *Phytopathology*, 72: 95-98.

- Graham J. H., 1987.** Non-nutritional benefits of VAM. Fungi. Do they exist? Proceedings of 7th NACOM, 237-239.
- Guilbault G. G. & Kramer D. N., 1964.** Fluorometric determination of lipase, acylase, alpha and gamma-chymotrypsin and inhibitors of these enzymes. *Annals of Chemistry*, 36: 409-412.
- Guissou T., 1996.** Dépendance mycorhizienne des fruitiers *Parkia biglobosa* (Jacq.) Benth, *Tamarindus indica* L. et *Ziziphus mauritiana* Lam. In: sol déficient en phosphore assimilable. D.E.A. de Biologie Végétale, Université de Ouagadougou, 37 p.
- Hampp R., Wiese J., Mikolajewski S. & Nehls U., 1999.** Biochemical and molecular aspects of C/N interaction in ectomycorrhizal plants: an update. *Plant and Soil*, 215: 103-113.
- Harley J. L. Smith S. E., 1983.** Mycorrhizal symbiosis. Academic Press, London. 483 p.
- Harley J. L., 1989.** The significance of mycorrhiza. *Mycological Research*, 92: 129-139.
- Harrison M. & Van Buuren M. L., 1995.** A phosphate transporter from the mycorrhizal fungus *Glomus versiforme*. *Nature*, 378: 626-629.
- Hayman D. S., 1980.** Mycorrhiza and crop production. *Nature*, 287: 487-488.
- Hepper C. M., 1987.** VAM spore germination and hyphal growth in vitro prospects for axenic culture. In 7th NACOM, mycorrhizae in the next decade, practical application and research priorities (ED. by Sylvia D.M. and Hung L.L.).
- Huang H. Q., 1987.** The effect of *Rhizobium* inoculation on Tianfu peanut N°3. *Journal of Sichuan Agricultural University*, 5: 191-195.
- Huang H. Q., 1988.** Selection and Application of *Rhizobium leguminosarum* bv. *viciae* and *Rhizobium* sp. (*Arachis*) strains. *Journal of Sichuan Agricultural University*, 6: 287-290.
- Hubert P. M., 1968.** Fiche Technique d'Agriculture spéciale. « Recueil des Fiches Techniques d'Agriculture Spéciale ». 8 p.
<http://www.maep.gov.mg/fr/filtechvoanjo.html>
- Johnson N. C., Tilman D. & Wedin D., 1992.** Plant and soil controls on mycorrhizal fungal communities. *Ecology*, 73: 2034-2042.
- Joner E. J., Leyval C., 2003.** Rhizosphere gradients of polycyclic aromatic hydrocarbon (PAH) dissipation in two industrial soils and the impact of arbuscular mycorrhiza. *Environmental Science and Technology*, 37: 2371-2375.

- Jones M. D., Dura D. M. & Tinker P. B., 1998.** A comparison of arbuscular and ectomycorrhizal *Eucalyptus coccifera*: growth response, phosphorus uptake efficiency and external hyphal production. *New Phytologist*, 140: 125-134.
- Jordan N. R., Zhang J. & Huerd S., 2000.** Arbuscular-mycorrhizal fungi: potential roles in weed management. *Weed Science*, 40: 397-410.
- Kane A., 1997.** Effets des fongicides (Basamid, Cryptonol, Enzone) et des endomycorhizes sur la croissance et le développement de deux cultivars d'oignon (Red créole et Early Yellow Texas Grano 502 PRR) cultivés sur un sol infesté par *Pyrenochaeta territris* au Nord-Ouest du Sénégal.
- Kane A., 2004.** Caractérisation moléculaire des champignons mycorrhiziens à arbuscules (MA) associés aux cultures du mil et de l'arachide au Sénégal. Rapport de stage, LSTM, Montpellier, France. 39 p.
- Koske R. E. & Testier B., 1983.** A convenient, permanent slide mounting medium. *Mycological Society of America Newsletter*, 34: 59 p.
- Koske R. E., 1984.** Spores of VAM fungi inside spores of VAM fungi. *Mycologia*, 76: 853-862.
- Krapovickas A., 1968.** The origin, variability and spread of the groundnut. In: P. J. Ucks & I. S. Falk (Ed). The domestication and the exploitation of plants and animals. Gerald Duckworth Co Limited, London, pp: 427-441.
- Krishna K. R. & Bagyaraj D. J., 1984.** Growth and nutrient uptake of peanut inoculated with the mycorrhizal fungus *Glomus fasciculatus* compared with non-inoculated ones. *Plant and Soil*, 77: 405-408.
- Lapeyrie F., Chilvers G. A. & Behm C. A., 1987.** Oxalic acid synthesis by the mycorrhizal fungi *Paxillus involutus*. *New Phytologist*, 106: 139-146.
- Lapeyrie F., Ranger J. & Vairelles D., 1991.** Phosphate-solubilizing activity of ectomycorrhizal fungi in vitro. *Canadian Journal of Botany*, 69: 342-346.
- Lekberg Y. & Koide R. T., 2005.** Arbuscular mycorrhizal fungi, rhizobia, available soil P and nodulation of groundnut (*Arachis hypogaea*) in Zimbabwe. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 110: 143-148.
- Le Tacon F., Garbaye J., Ba A., Beddiar F. A., Diagne O., Diem G. H., 1989.** L'importance des symbioses racinaires pour les arbres forestiers en zone tropicale sèche et en zone tropicale humide. Trees for Development in Sub-Saharan Africa. IFS (International Foundation for Science), Kenya, pp: 302-318.

- Le Tacon F., Duponnois R., Fraga-Beddiar A. & Diagne O., 1991.** Interactions among rhizospheric microorganisms, VA mycorrhizal fungi and symbiotic nitrogen-fixing bacteria. *In: Mycorrhizal symposium*. International Fondation for Science. Philippines.
- Lebreton S., 2001.** Effets d'inoculum de champignons endomycorhizogènes sur la croissance et la concurrence de plantes maraîchères et sauvages. Université de Claude Bernard, Lyon 1. 30 p.
- Leye M., 2006.** Réponses de différentes variétés de sésame (*Sesamum indicum* L.) à l'inoculation mycorrhizienne arbusculaire. DEA de Biologie Végétale, UCAD. 78 p.
- Leyval C., Joner E. J., 2001.** Bioavailability of heavy metals in the mycorrhizosphere. *In: Trace elements in the rhizosphere*, CRC Press. pp: 165-185.
- Linderman R. G., 1988.** Mycorrhizal interactions with the rhizosphere microflora: the mycorrhizosphere effect. *Phytopathology*, 78: 366-371.
- Lovelock C. E., Andersen K. Morton J. B., 2003.** Arbuscular mycorrhizal communities in tropical forests are affected by host tree species and environment. *Oecologia*, 135: 268-297.
- Lundgren B., 1981.** Fluorescein diacetate as a strain of metabolically active bacteria in soil. *Oikos*, 36: 17-22.
- Manoharachary C. & Prakash P., 1991.** Vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis and its role in nutrition of oil seed crop of semi-arid tropics. *Journal of Soil Biology and Ecology*, 11: 84-89.
- McGonigle, T. P., Miller M. H., 1996.** development of fungi below ground in association with plants growing in disturbed and undisturbed soils. *Soil Biology and Biochemistry*, 28: 263-269.
- McLoughlin T., Bordeleau L., Dunican L., 1984.** Competition studies with *rhizobium trifolii* in a field experiment. *Journal of Applied Bacteriology*, 56: 131-135.
- Menéndez A. B., Scervino G. M. & Godeas A. M., 2001.** Arbuscular mycorrhizal populations associated with natural and cultivated vegetation on a site of Buenos Aires province, Argentina. *Biology and Fertility of Soil*, 33: 373-381.
- Middleton K. J., Bell M. J. & Thompson J. P., 1989.** Effects of soil sterilization, inoculation with vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi and cropping history on peanut (*Arachis hypogaea* L.) growth in an oxisol from subtropical Australia. *Plant and Soil*, 117: 41-48.

- Miller R. M. and Jastrow J. D., 1990.** Hierarchy of roots and mycorrhizal fungal interactions with soil aggregation. *Soil Biology and Biochemistry*, 5: 579-584.
- Miller R. M. and Jastrow J. D., 1992.** The application of VA mycorrhizae to ecosystem restoration and reclamation (pp: 438-467). *In*: M. F. Allan (ed.) *Mycorrhiza functioning*, Routledge, Chapman and Hall, New York.
- Mohamed E. A. & Gamal M. A. F., 2000.** Influence of the endomycorrhizal fungus *Glomus mosseae* on the development of peanut pod rot disease in Egypt. *Mycorrhiza*, 10: 29-35.
- Montenez J., 1957.** Recherches expérimentales sur l'écologie de la germination chez l'arachide. Bruxelles. Direction de l'Agriculture. Forêts- Elevage, 130 p.
- Morandi D., 1987.** VA mycorrhizae nematodes, phosphorus and phytoalexins on soybean. 7th NACOM, 212 p.
- Morandi D., Baylet J. A., 1984.** Isoflavonoïd accumulation in soybean roots infected with vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *Physiology and Plant Pathology*, 24: 357-364.
- Morton J. B., 1988.** Taxonomy of VA mycorrhizal fungi: classification, nomenclature and identification, *Mycotaxon*, 32: 267-324.
- Morton J. B. & Benny G. L., 1990.** Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zygomycètes): a new order, Glomales, two new suborders, *Glomineae* and *Gigasporineae*, and two new families, *Acaulosporaceae* and *Gigasporaceae*, with an emendation of *Glomaceae*. *Mycotaxon*, 37: 471-491.
- Morton J. B., Bentivenga S. P. & Bever J. D., 1995.** Discovery, measurement and interpretation of diversity in arbuscular endomycorrhizal fungi (Glomales, Zygomycetes). *Canadian Journal of Botany*, 73: 523-532.
- Mosse B., Powel C. L., Haymann D.S., 1976.** Plant growth responses to vesicular mycorrhiza. IX. Interactions between VA mycorrhiza, rock phosphate and symbiotic nitrogen fixation. *New Phytologist*, 76: 331-342.
- Mousain D., 1991.** Ectomycorhization et tolérance des arbres à la sécheresse. *In*: *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.
- Munns D. N. & Mosse B., 1980.** Mineral nutrition of legume crops. *In*: *Advances in legume sciences*, (eds) R. J. Summerfield and A.H. Bunting, 115-125.

- Muthukumar T. and Udaiyan K., 2002.** Growth and yield of Cowpea as Influenced by changes in Arbuscular Mycorrhiza in Response to Organic Manuring. *Journal of Agronomy and Crop Science*, 188: 123-132.
- Ndiaye M., 1986.** Contribution à l'inoculation bactérienne au champ de l'arachide (*Arachis hypogaea* L.) et du soja (*Glycine max*) au Sénégal. Communication présentée au séminaire « Amélioration Biologique de la Fertilité du Sol ». Dakar- Sénégal. pp: 438-455.
- Nicou R., 1974.** Contribution à l'étude et à l'amélioration de la porosité des sols sableux et sablo-argileux de la zone tropicale sèche. Conséquences agronomiques. *Agronomie Tropicale*, 29: 1100-1127.
- Noba K., 2002.** La flore adventice dans le sud du Bassin arachidier (Sénégal): structure, dynamique et impact sur la production du mil et de l'arachide. Thèse de doctorat d'état en Sciences Naturelles. UCAD, Dakar. 128 p.
- Olsson P. A., Baath E. & Jackobsen I., 1997.** Phosphorus effects on mycelium and storage structures of an arbuscular mycorrhizal fungus as studied in the soil and roots by fatty acids signatures. *Applied and Environmental Microbiology*, 63: 3531-3538.
- Owusu –Bennoah E. & Mosse B., 1979.** Plant growth responses to vesicular-arbuscular mycorrhiza. XI. Field inoculation responses in Barley, lucerne and Onion. *New Phytologist*, 83: 671-679.
- Pande M., Tarafdar J. C., 2004.** Arbuscular mycorrhizal fungal diversity in neem-based agroforestry systems in Rajasthan. *Applied Soil Ecology*, 26: 233-241.
- Paré T., Gregorich E. G. & Nelson S. D., 2000.** Mineralization of nitrogen from crop residues and N recovery by maize inoculated with vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant and Soil*, 218: 11-20.
- Perrin R., 1991.** Mycorhize et protection phytosanitaire. *In: Les mycorhizes des arbres et plantes cultivées.* D. G. Strullu. Collection Technique et Documentation, Lavoisier, Paris. 93-130.
- Peyronel B., Fassi B., Fontana A., Trappe J. M., 1969.** Terminology of Mycorrhizae. *Mycologia*, 69: 410-411.
- Phillips J. M. & Hayman D. S., 1970.** Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society*, 55: 158-160.
- Pieri C., 1976.** L'acidification des terres de culture exondées au Sénégal. *Agronomie Tropicale*, 31: 339-368.

- Pieri C., 1989.** Fertilité des terres de savane. Bilan de 30 ans de recherche et de développement agricole au Sud du Sahara. Ministère de la Coopération et du CIRAD-IRAT, 444 p.
- Pirozynski K. A. & Dalpé Y., 1989.** The geological history of the *Glomaceae* with particular reference to mycorrhizal symbiosis. *Symbiosis*, 7: 1-36.
- Plenchette C., Fortin J. A., Furlan V., 1982.** Effects of different endomycorrhizal fungi on five host plants grown on calcined montmorillonite clay. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 107: 535-538.
- Plenchette C., Furlan V. & Fortin J. A., 1983a.** Responses of endomycorrhizal plants grown in a calcined montmorillonite clay to different levels of soluble phosphorus. II. Effect of nutrient uptake. *Canadian Journal of Botany*, 61: 1384-1391.
- Plenchette C., Fortin J. A., Furlan V., 1983b.** Growth response of several plant species to mycorrhizae in a soil of moderate P-fertility. I. Mycorrhizal dependency under field conditions. *Plant and Soil*, 70: 199-209.
- Plenchette C., 1993.** Intérêt des mycorhizes à vésicules et arbuscules (MVA) pour l'agriculture. ENSSRA, cycle Fertilisation-Environnement: 7 p.
- Plenchette C., Bois J. F., Duponnois R. & Cadet P., 2000.** La mycorhization (*Glomus aggregatum*) du mil (*Pennisetum glaucum*). *Etude et Gestion des sols*, 7: 379-384.
- Rambelli A., 1973.** The rhizosphere of mycorrhizae. In: Ectomycorrhizae, their Ecology and Physiology. Marks G.C. & Kozlowski T.T. (Eds.). Academic press, New York. pp: 299-349.
- Requena N., Jimenez I., Toro M., Barea J. M., 1997.** Interactions between plant growth-promoting rhizobacteria (PGPR), arbuscular mycorrhizal fungi and *Rhizobium spp.* in the rhizosphere of *Anthyllis cylisoides*, a model legume for revegetation in Mediterranean semi-arid ecosystems. *New phytologist*, 136: 667-677.
- Rillig M. C., Wright S. F., Nichols K. A., Schonidt W. F., Torn M.S., 2001.** Large contribution of arbuscular mycorrhizal fungi to soil carbon pools in tropical forest soils. *Plant and Soil*, 233: 167-177.
- Rillig M. C., Maestre F. T., Lamit L. J., 2003.** Microsites differences in fungal hyphal length, glomalin, and soil aggregate stability in semiarid Mediterranean steppes. *Soil Biology and Biochemistry*, 35: 1257-1260.
- Rillig M. C., 2004.** Arbuscular mycorrhizae, glomalin and soil aggregation. *Canadian Journal of Soil Science*, 84: 355-363.

- Rotman B. & Papermaster B. W., 1966.** Membrane properties of living mammalian cells as studied by enzymatic hydrolysis of fluogenic esters. *Proceedings of the National Academy of Science*, 55: 134-141.
- Sanders I. R., 1990.** Seasonal patterns of vesicular-arbuscular mycorrhizal occurrence in grasslands. *Symbiosis*, 9: 315-320.
- Sanders I. R., Fitter A. H., 1992.** Evidence for differential responses between host-fungus combinations of vesicular arbuscular mycorrhizas from a grassland. *Mycological Research*, 96: 415-419.
- Sanginga N., 1992.** Nitrogen fixation by trees and its contribution to the nitrogen status of soils or associated crop. *In: Interactions Plantes-Microorganismes*. Dakar, Sénégal, Orstn. pp: 17-22.
- Sanginga N., Carsky R. J., Dashiell K. 1999.** Arbuscular mycorrhizal fungi respond to rhizobial inoculation and cropping systems in farmers fields in the Guinea savana. *Biology and Fertility of Soil*, 30: 179-188.
- Sanon A. A., 2005.** Rôle des champignons mycorrhiziens à arbuscules dans les mécanismes régissant la co-existence entre espèces végétales. Diplôme d'Etudes Approfondies National de Science du Sol. Université Henri Poincaré – Nancy 1, 20 p.
- Shachar-Hill Y., Pfeiffer P. E., Douuds D. D., Osman S. F., Doner L. W. & Ratcliffe R. G., 1995.** Partitioning of intermediary carbon metabolism in vesicular-arbuscular mycorrhizal leek. *Plant Physiology*, 108: 7-15.
- Schilling R., 1996.** L'arachide. (Ed.) Maisonneuve & Larose, Paris, 171 p.
- Schübler A., Schwarzott D. & Walker C., 2001.** A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycological Research*, 105: 1413-1421.
- Shibata R. & Yano K., 2003.** Phosphorus acquisition from non-labile sources in peanut and pigeonpea with mycorrhizal interaction. *Applied Soil Ecology*, 24: 133-141.
- Shibuya T., 1935.** Morphological and physiological studies on the fructification of peanut (*Arachis hypogea* L.). Formose. Imperialist University, 120 p.
- Smith G. C., 1988.** The role of phosphorus nutrition in interactions of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi with soilborne nematodes and fungi. *Phytopathology*, 78: 371-374.
- Smith S. E. & Gianinazzi-Pearson V., 1988.** Physiological interactions between symbiots in vesicular-arbuscular mycorrhizal plants. *Annals Review of Plant Physiology*, 39: 221-224.
- Smith, S. E. & Read, D. J., 1997.** Mycorrhizal Symbiosis. Academic Press. London, 587p.

- Söderström B. E., 1977.** Vital staining of fungi in pure cultures and in soil with Fluorescein diacetate. *Soil Biology and Biochemistry*, 9: 59-63.
- Solaiman M. D. Z. & Saito M., 1997.** Use of sugars by intraradical hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi revealed radiorespirometry. *New Phytologist*, 136: 533-538.
- Sow H. A., 2001.** Mycorhization et culture intensive de l'oignon (*Allium cepa*) au Sénégal. Mémoire de DEA, UCAD. 58 p.
- Sow H. A., 2005.** Intégration des champignons mycorhiziens arbusculaires dans les itinéraires techniques agricoles au Sénégal. Thèse de Doctorat de troisième cycle de Biologie Végétale. UCAD, 104 p.
- St-Arnaud M., Hamel C., Caron M. & Fortin J. A., 1995.** Endomycorhizes VA et sensibilité des plantes aux maladies: synthèse de la littérature et mécanismes d'interaction potentiels. In : La symbiose mycorhizienne. Fortin J.A., Charest C., Piché Y., (eds.) Editions ORBIS, Frelighsburg, Québec, Canada. pp: 51-87.
- Stevenson J. F., 1984.** Humus chemistry. Genesis, composition, réactions. John Wiley & Sons, New York.
- Stevenson J. F., 1994.** Humus chemistry. Genesis, composition, réactions. Deuxième édition. John Wiley & Sons. 496 p.
- Strullu D. G., Gourret J. P. & Garrec J. P., 1981.** Microanalyse des granules vacuolaires des ectomycorhizes, endomycorhizes et endomycorhizes. *Physiologie Végétale*, 19: 367-378.
- Strullu D. G., Harley J. L. & Gourret J. P., 1982.** Ultrastructure and microanalysis of polyphosphate granules of the ectomycorrhiza of *Fagus sylvatica*. *New Phytologist*, 92: 417-423.
- Strullu D. G., 1985.** Les mycorhizes. Handbuch der Pflanzenanatomie. Gebruder Borntraeger, Berlin et Stuttgart.
- Strullu D. G., 1988.** Mycorhizes et nutrition minérale des plantes: un modèle unifié de fonctionnement. *Comptes Rendus de l'Académie d'Agriculture de France*, 74: 37-44.
- Strullu D. G., 1991.** Les mycorhizes des arbres et des plantes cultivées. Collection Technique et Documentation, Lavoisier, Paris ; 242 p.
- Sylvia D. M. & Neal L. H., 1990.** Nitrogen affects the phosphorus response of VA mycorrhiza. *New Phytologist*, 115: 303-310.

- Sylvia D. M. & Williams S. E., 1992.** Vesicular-arbuscular mycorrhizae and environmental stress. *In: Mycorrhizae in Sustainable Agriculture.* G. J. Bethlenfalvay & R. G. Linderman. Eds ASA Special Publication Number 54, Madison Wisconsin. pp: 101-124.
- Tarafdar J. C., Rao A.V., 1997.** Response of arid legumes to VAM fungal inoculation. *Symbiosis*, 22: 265-274.
- Taylor T. M. & Osborn J. M., 1995.** The importance of fungi in shaping the paleoecosystem. *Review of Paleobotany and Palynology*, 90: 249-262.
- Tisdall J. M. & Oades J. M., 1979.** Stabilization of soil aggregations of a silty clay loam soil by mycorrhizal onion roots. *Soil Science of American Journal*, 50: 1494-1499.
- Tisdall J. M., 1991.** Fungi hyphae and ultrastructural stability of soil. *Australian Journal of soil Research*, 29: 729-743.
- Trappe J. M., 1977.** Selection of fungi for ectomycorrhizal in nursery. *Annual Review of Phytopathology*, 15: 203-222.
- Trouvelot A., Kough J. L. & Gianinazzi-Pearson V., 1986.** Mesure du taux de mycorrhization VA d'un système racinaire. Recherche de méthodes d'estimation ayant une signification fonctionnelle. *In: « Physiological and genetical aspects of mycorrhizae ».* Gianinazzi-Pearson V. & Gianinazzi S. (eds). INRA, Paris, 101-109.
- Van der Heijden M. G. A., Klironomos J. N., Ursic M., Moutoglis P., Streitwolf-Engel R., Boller T., Wiemken A. & Sanders I. R., 1998.** Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. *Nature*, 396: 69-72.
- Van Rossum D., Schuurmans F. P., Gillis M., Muyotcha A., Van Verseveld H. W., Stouthamer A. H., Boogerd F. C., 1995.** Genetic and phenetic analyses of *Bradyrhizobium* strains nodulating peanut (*Arachis hypogaea* L.) roots. *Applied and Environmental Microbiology*, 61: 1599-1609.
- Van Veen J. A., Van Overbeek L. S., Van Elsas J. D., 1997.** Fate and activity of microorganisms introduced into soil. *Microbiology and Molecular Review*, 61: 121-135.
- Walker C., Trappe J. M., 1993.** Names and epithets in the Glomales and Endogonales. *Mycological Research*, 97: 339-344.
- Wright S. F. & Upadhyaya A., 1996.** Extraction of an abundant and unusual protein from soil and comparison with hyphal protein of arbuscular mycorrhizal fungi. *Soil Science* 161: 575-586.

Wright S. F. & Upadhyaya A., 1998. A survey of soils for aggregate stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant and Soil* 198: 97-107.

Wright S. F., Anderson R. L., 2000. Aggregate stability and glomalin in alternative crop rotations for the central Great Plains. *Biology and Fertility of Soil*, 31: 249-253.

Xiaolin L., Zhang J. & Christie P., 1998. Phosphorus transfer between plants via arbuscular mycorrhizal hyphae links. *In*: U. Ahonen-Jonnarth, E. Danne, P. Fransson, O. Karén, B. Lindahl, I. Rangel and R. Finlay (eds): Second International Conference on Mycorrhizal. Uppsala, Sweden, 108 p.

Yano K., Yamauchi, A., Iijima M., Kono Y., 1998. Arbuscular mycorrhizal formation in undisturbed soil counteracts compacted soil stress for pigeon pea. *Applied Soil Ecology*, 10: 95-102.

ANNEXES

Annexe 1 : Tableau des caractéristiques chimiques et physiques des sols de la station ISRA de Nioro du Rip.

Site		Station
Pâte	pH	5,0
Saturée	CE mmho/cm	0,24
Complexe adsorbant en Meq/100g	Ca	0,40
	Mg	0,08
	Na	0,03
	K	0,03
	Somme	0,54
	T = CEC	1,34
	V = ST x 100	40
Carbone total (%)		2,04
Azote total (%)		0,14
C/N		15
Phosphore assimilable		27,5
Granulométrie micron (%)	Argile	2,06
	Limon é-20	0,64
	Limon grossier 20-50	7,74
	Sable fin 50-200	49,2
	Sable grossier >200	36,8
Texture		Sable

Source : Noba, 2002

Annexe 2 : Tableau 100-1 de Cochran, (1950)

P1	P2	Most probable number for indicated value of p3					
		0	1	2	3	4	5
0	0	-	0,019	0,036	0,054	0,072	0,090
0	1	0,019	0,036	0,055	0,073	0,091	0,11
0	2	0,037	0,055	0,074	0,092	0,11	0,10
0	3	0,056	0,074	0,093	0,11	0,13	0,15
0	4	0,075	0,094	0,11	0,13	0,15	0,17
0	5	0,094	0,11	0,13	0,15	0,17	0,19
1	0	0,020	0,040	0,060	0,090	0,10	0,12
1	1	0,040	0,061	0,081	0,10	0,12	0,14
1	2	0,061	0,082	0,10	0,12	0,15	0,17
1	3	0,093	0,10	0,13	0,15	0,17	0,19
1	4	0,11	0,13	0,15	0,17	0,19	0,22
1	5	0,13	0,15	0,17	0,19	0,22	0,24
2	0	0,045	0,068	0,091	0,12	0,14	0,16
2	1	0,068	0,092	0,12	0,14	0,17	0,19
2	2	0,093	0,12	0,14	0,17	0,19	0,22
2	3	0,12	0,14	0,17	0,20	0,22	0,25
2	4	0,15	0,17	0,20	0,23	0,25	0,29
2	5	0,17	0,20	0,23	0,26	0,29	0,32
3	0	0,078	0,11	0,13	0,16	0,20	0,23
3	1	0,11	0,14	0,17	0,20	0,23	0,27
3	2	0,14	0,17	0,20	0,24	0,27	0,31
3	3	0,17	0,21	0,24	0,28	0,31	0,35
3	4	0,21	0,24	0,28	0,32	0,36	0,40
3	5	0,25	0,29	0,32	0,37	0,41	0,45
4	0	0,13	0,17	0,21	0,25	0,30	0,36
4	1	0,17	0,21	0,26	0,31	0,36	0,42
4	2	0,22	0,26	0,32	0,38	0,44	0,50
4	3	0,27	0,33	0,39	0,45	0,52	0,59
4	4	0,34	0,40	0,47	0,54	0,62	0,69
4	5	0,41	0,48	0,56	0,64	0,72	0,81
5	0	0,23	0,31	0,43	0,58	0,76	0,95
5	1	0,33	0,46	0,64	0,84	1,1	1,3
5	2	0,49	0,70	0,95	1,2	1,5	1,8
5	3	0,79	1,1	1,4	1,8	2,1	2,5
5	4	1,3	1,7	2,2	2,8	3,5	4,3
5	5	2,4	3,5	5,4	9,2	16	-

Annexe 3 : Tableau 100-2 de Cochran, (1950)

Nombre de tubes par Dilution (n)	2	4	5	10
1	4,00	7,14	5,32	14,45
2	2,57	4,20	4,47	5,81
3	2,23	2,10	3,39	4,88
4	2,00	2,89	2,38	3,80
5	1,85	2,41	2,59	3,30
6	1,76	2,23	2,39	2,93
7	1,59	2,10	2,23	2,74
8	1,54	2,00	2,12	2,57
9	1,53	1,92	2,02	2,43
10	1,53	1,96	1,95	2,32

ANNEXE 5 : Espèces de champignons MA observées dans le Bassin arachidier

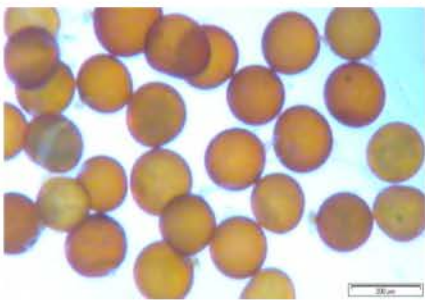
FAMILLE DES GIGASPORACEAE



Scutellospora gregaria



Scutellosopra verrucosa

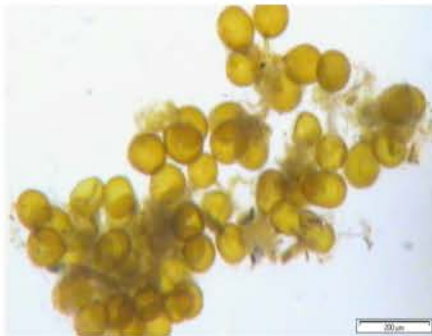


Scutellospora heterogama



Scutellospora sp1

FAMILLE DES GLOMERACEAE



Glomus aggregatum



Glomus rubiformis



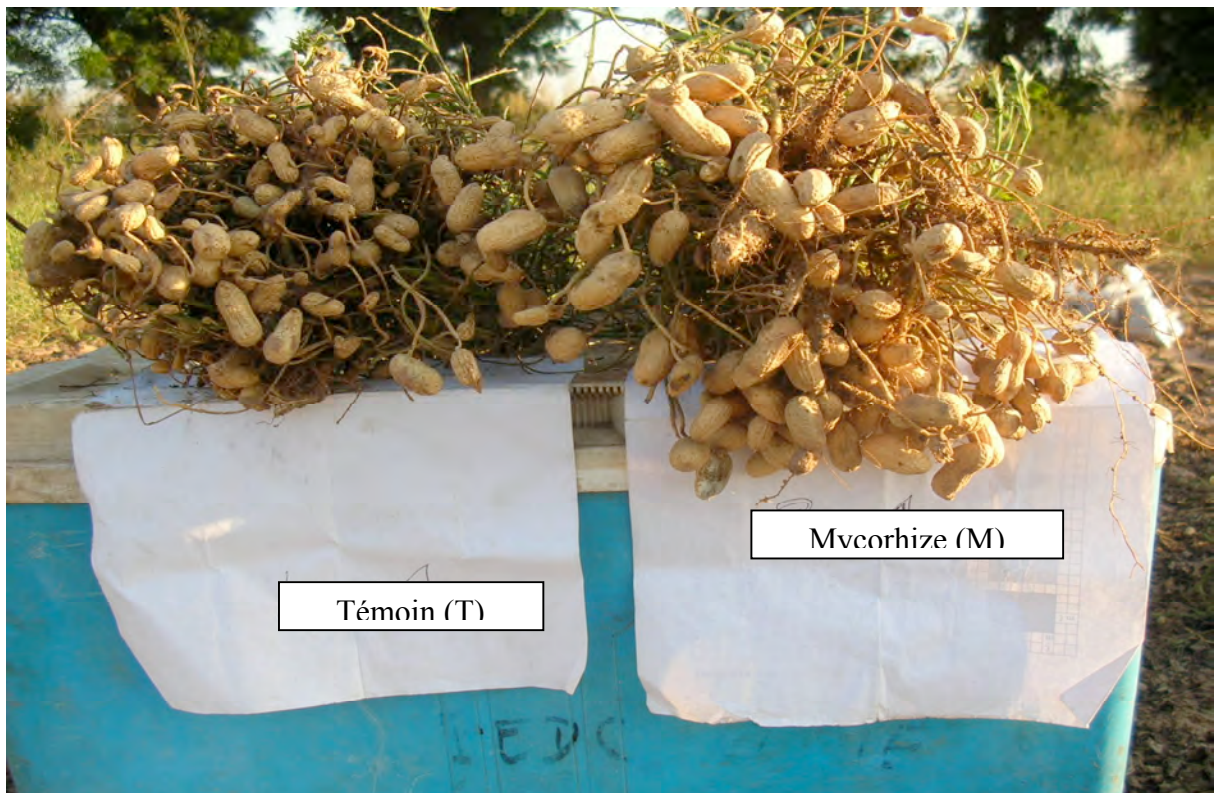
Glomus sp1



Glomus mosseae (source INVAM)



Champ d'arachide (variété 73-33) à Nioro du Rip
(essai inoculation microbienne)
(2006)



Récolte de la variété d'arachide 73-33
(Nioro du Rip, 2006)