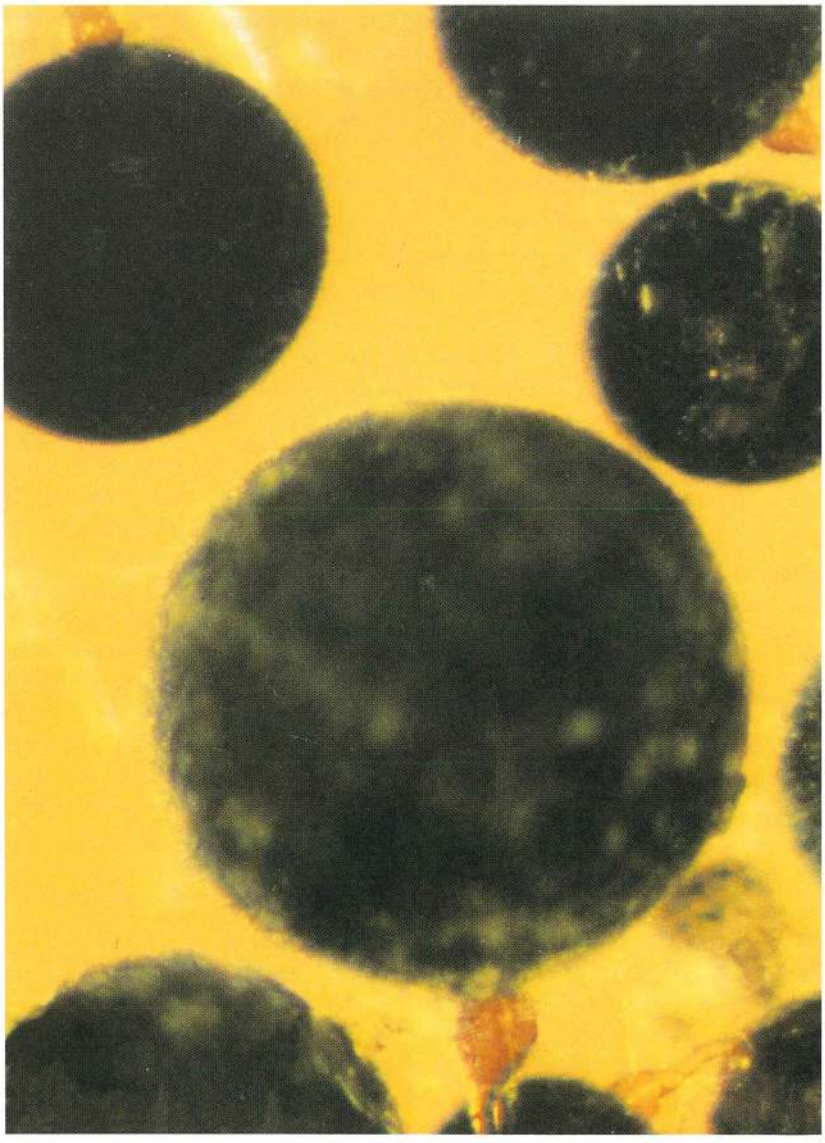
AMADOU M. BÂ
IRBET/Ouagadougou

YOLANDE DALPÉ
CRECO/Ottawa

TIBY GUISSOU
IRBET/Ouagadougou

LES GLOMALES D'*ACACIA HOLOSERICEA* ET D'*ACACIA MANGIUM*

Cet article rend compte de la diversité et de l'abondance relative de champignons mycorhiziens à arbuscules dans deux types de sols de plantation en zone nord et sud-soudanienne du Burkina Faso.



Les spores de Scutellospora gregaria *se rencontrent couramment dans les sols de plantation où poussent* Acacia holosericea *et* Acacia mangium.
The spores of *Scutellospora gregaria* are frequently found in plantation soils where *Acacia holosericea* and *Acacia mangium* grow.

La disparition du couvert forestier et la dégradation des sols qui en résulte a conduit les Services forestiers africains à s'intéresser à des espèces d'arbres à croissance rapide et à usages multiples pour satisfaire la demande en bois et améliorer la fertilité des sols (COSSALTER, 1986). Pour répondre à ces impératifs, ils ont eu recours de plus en plus à l'introduction et l'exploitation des espèces et variétés d'acacias australiens adaptées (KHASA, BOUSQUET, 1995). C'est en partie grâce à des micro-organismes symbiotiques (champignons mycorhiziens et rhizobium) que ces arbres sont capables de s'installer et de se maintenir dans les sols pauvres en éléments minéraux. Ces micro-organismes du sol induisent la formation d'organes nouveaux sur le système racinaire de la plante-hôte. Parmi ceux-ci, les mycorhizes à arbuscules (MA) résultent d'une association à bénéfice réciproque entre un champignon du sol et les racines d'une plante-hôte (HARLEY, SMITH, 1983). Les champignons responsables de cette symbiose sont des Glomales qui appartiennent à la classe des Zygomycètes. Ils sont universellement répandus et vivent en association symbiotique avec 90 % des taxons végétaux (HARLEY, SMITH, 1983).

En Afrique de l'Ouest, des travaux ont montré que des MA jouent un rôle majeur sur la croissance, l'alimentation en phosphore et la fixation d'azote des acacias australiens (DIEM, CORNET, 1982 ; DUCOUSSO, 1991 ; GUISSOU, 1994). Toutefois, la plupart de ces travaux ont peu ou pas exploité la diversité des Glomales natives des sols de l'Ouest africain. Pourtant, il est bien établi dans la littérature qu'il existe une variabilité dans la réponse des arbres en fonction des champignons MA et de la nature des sols (POPE *et al.*, 1983 ; HABTE, MANAJUNATH, 1991 ; GUISSOU, 1996). Il convient, dans ces conditions, d'exploiter la variabilité du potentiel endomycorhizien des sols de l'Ouest africain pour optimiser la croissance et la fixation d'azote des acacias australiens. De plus, pour contrôler des essais d'inoculation, il est important d'être en mesure d'identifier les champignons indigènes responsables des champignons MA afin d'estimer leur compétitivité et leur devenir dans le sol. Les données actuellement publiées sur l'identité de ces populations de Glomales sont plutôt rares et celles qui sont disponibles se limitent en général à une description au niveau du genre (REDHEAD, 1977 ; DIEM *et al.*, 1981 ; BÂ *et al.*, 1987 ; DIOP *et al.*, 1994). C'est dans ce contexte qu'il nous a paru intéressant d'identifier des populations de Glomales associées à deux acacias australiens : *Acacia holosericea* A. Cunn. ex G. Don. et *Acacia mangium* Willd., en plantation.

MATÉRIELS ET MÉTHODES

SITES ET PRÉLÈVEMENTS DES SOLS

La plantation d'*Acacia holosericea* de 1985 est située à Gonsé dans la région nord-soudanienne du Burkina Faso : pluviométrie 804 mm.an^{-1}, latitude 12°27' N et longitude 1°19' W (KESSLER, GEERLING, 1994). La plantation d'*Acacia mangium* de 1985 est localisée à Dindéresso dans la région sud-soudanienne du Burkina Faso : pluviométrie 942 mm.an^{-1}, latitude 11°14' N et longitude 4°26' W (KESSLER, GEERLING, 1994). Dans chaque station, cinq arbres sont choisis au hasard et dix prélèvements (profondeur 0-20 cm) sont effectués à un mètre du tronc de chaque arbre. Les prélèvements de sols de chaque station sont mélangés et constituent les deux échantillons de sol qui vont servir d'inoculum. Ces échantillons de sols sont tamisés (mailles de 2 mm), homogénéisés, conservés dans des sachets en plastique et conditionnés au réfrigérateur à 4 °C. Tous les prélèvements ont été effectués en 1993 durant la saison sèche.

PIÉGEAGE DES CHAMPIGNONS MA

Pour mettre en évidence la diversité des Glomales dans les stations, l'une des méthodes de piégeage recommandées par MORTON (1992) et WALKER (1992) a été utilisée. Elle consiste à cultiver une plante-piège dans un substrat pauvre en élément nutritif et à utiliser, comme inoculum, du sol de station renfermant des propagules viables (fragments de mycorhize, spores et hyphes). Le sol sableux employé comme substrat de culture provenant de Ouagadougou (tableau I) est mélangé à sec avec de la vermiculite (2 : 1, v/v) pour corriger son absence de structure et sa tendance à la compaction. Le substrat ainsi obtenu est pasteurisé à l'étuve à 80 °C pendant 8 h pour éliminer tout risque de contamination par d'autres champignons MA. L'inoculum proprement dit est constitué du sol des stations (séché au laboratoire pendant 48 h à 24 °C de température ambiante) dilué avec le substrat sableux (1 : 1, v/v). Des pots en plastique de 2 l, préalablement lavés et désinfectés à l'eau de javel (chlore à 12°), sont remplis à moitié avec du substrat sur lequel sont déposés 200 ml d'inoculum ; le tout est ensuite recouvert de substrat afin de limiter les risques de contamination. Trois répétitions sont réalisées pour chaque sol de station. Un témoin est réalisé dans les mêmes conditions avec de l'inoculum autoclavé afin de vérifier que nos conditions de culture sont exemptes de contaminants de MA.

La variété de maïs « KPJ » gracieusement fournie par l'INERA* (Burkina Faso) est utilisée comme plante-

* Institut National d'Etudes et de Recherches Agricoles.

TABLEAU I

QUELQUES CARACTÉRISTIQUES PHYSICO-CHIMIQUES DES SOLS DE STATIONS

Localité	Argiles totaux (%)	Limons totaux (%)	Sables totaux (%)	Matière organique (%)	C total (%)	N total (%)	C/N	P total (ppm)	P assimilable* (ppm)	pH H_2O	pH KCl
Gonsé	13,7	37,2	49,0	1,6	0,93	0,11	8	123	2,1	7,8	5,3
Dindéresso	11,7	3,9	84,3	0,6	0,33	0,04	8	65	2,4	7,5	4,8
Ouagadougou	8,7	4,6	86,6	0,12	0,07	0,02	4	171	0,7	6,6	5,8

Les analyses ont été réalisées par le Bureau National des Sols à Ouagadougou (Burkina Faso).
* Méthode Bray-1.

piège. Des graines sont désinfectées avec du chlorure mercurique à 0,1 % pendant 10 min. et rincées abondamment avec de l'eau distillée stérile. Le semis est effectué à raison de quatre graines par pot. Les pots sont fermés avec un couvercle perforé. Deux perforations sont réalisées, l'une (2,2 cm de diamètre) par laquelle les jeunes plants vont émerger à l'extérieur et l'autre (1,2 cm de diamètre) permettant l'arrosage des pots à l'aide d'un entonnoir (photo 1, p. 10). Les pots sont arrosés à la capacité au champ avec une solution minérale de Long et Ashton (FURLAN, 1981) sans phosphore, diluée au 1/10 et avec, dans un litre d'eau distillée, la composition suivante :

0,4 g de KNO_3,
0,35 g de K_2SO_4,
0,9 g de $Ca(NO_3)_2$, 4 H_2O,
0,5 g de $MgSO_4$, 7 H_2O
et 1 ml d'une solution d'oligo-éléments
[2,25 mg de $MnSO_4$, 4 H_2O,
0,25 mg de $CuSO_4$, 5 H_2O,
0,3 mg de $ZnSO_4$, 7 H_2O,
3 mg de H_3BO_3,
4 ml de FeEDTA à 13 %
et 0,088 mg de $(NH_4)_6Mo_7O_{24}$, 4 H_2O
dans un litre d'eau distillée]. Le pH de la solution d'arrosage est ajusté à 6,2 à l'aide de HCl N/10. Lorsque c'est nécessaire (jaunissement des feuilles), un complément de 30 ppm d'azote est apporté sous forme de NH_4NO_3 une fois tous les quinze jours (BRUNDRETT *et al.*, 1993). Les pots sont déposés en chambre de culture (photopériode 16 h, température de jour 35 °C, température de nuit 27 °C, intensité lumineuse 60 Watts.m^{-2} et humidité relative 60-70 %). Au bout d'une semaine de culture, la perforation d'où émergent les jeunes plants est rendue étanche avec du coton cardé stérilisé (photo 1). Après quatre mois de culture, les plants de maïs sont décapités et le substrat de chaque sol dilué de station est récolté, séché à la température du laboratoire, ensaché et conservé au réfrigérateur à 4 °C. Afin de vérifier la mycorhization des plants de maïs, des racines sont éclaircies avec du KOH à 10 % pendant 30 min., rincées à l'eau du robinet et colorées au bleu Trypan dans du lactophénol (PHILLIPS, HAYMAN, 1970).

EXTRACTION DES SPORES PAR TAMISAGE HUMIDE

Elle est effectuée selon la méthode de tamisage humide décrite par GERDEMANN et NICOLSON (1963). Un échantillon de 100 g de sol sec provenant des cultures de maïs en pot est mis en suspension dans 500 ml d'eau du robinet, puis laissé à décanter pendant quelques secondes. La suspension est versée sur trois tamis superposés à mailles décroissantes (500-200-50 µm). L'opération est répétée deux fois. Les spores retenues par les tamis de 200 µm et 50 µm sont mélangées et mises en suspension dans de l'eau distillée.

SÉPARATION DES SPORES SUR GRADIENT DE SACCHAROSE

La suspension sporale est centrifugée sur un gradient de saccharose afin de concentrer les spores et de réduire la présence des particules de sol et des fragments racinaires (DANIELS, SKIPPER, 1982). Un gradient de viscosité est créé en injectant soigneusement au fond de chaque tube à centrifuger, à l'aide d'une seringue, d'abord 20 ml d'une solution de saccharose à 20 %

puis 20 ml d'une solution de 60 % et enfin 30 ml de la suspension sporale. Les tubes sont centrifugés à 2 000 tr.min.$^{-1}$ pendant 5 min. Les spores se concentrent en une bande distincte à l'interface des deux solutions de saccharose. Elles sont récoltées à l'aide d'une pipette Pasteur et déposées dans une fiole maintenue à la température de la glace fondante. L'opération est répétée une seconde fois. Les spores sont déposées sur le tamis de 50 µm et rincées avec de l'eau distillée (refroidie à 4 °C) pour éliminer le saccharose. Un dernier rinçage est effectué avec une solution physiologique additionnée d'antibiotiques ayant la composition suivante : 6 g de NaCl, 0,1 g de KCl, 0,1 g de $CaCl_2$, 2 H_2O, 0,2 g de streptomycine, 0,1 g de gentamycine et 2 g de chloramine T dans un litre d'eau distillée (FURLAN, 1981). Les spores sont mises en suspension dans 100 ml de solution physiologique et conservées au réfrigérateur à 4 °C.

IDENTIFICATION DES SPORES

Des spores sont examinées sous la loupe binoculaire (Wild M8 équipée d'un boîtier microphotographique Leica), séparées selon la couleur, la forme et certaines structures caractéristiques (sac sporifère, bouclier de germination, bulbe suspenseur, etc.), puis photographiées. Chaque type de spores est placé sur lame dans un milieu de montage permanent, le PVLG, polyvinyl alcool, acide lactique et glycérol (OMAR *et al.*, 1979) sans coloration préalable ou après coloration au bleu coton lactophénol ou au réactif Melzer (JOSSERANT, 1983). L'identification a été effectuée au microscope photonique (optiphot de Nikon) et les specimens photographiés. Des spécimens de chaque type de spores sont déposés à l'herbier de l'IRBET* au Burkina Faso et à l'herbier national du C.R.B.** à Ottawa, Canada.

DÉNOMBREMENT ET VIABILITÉ DES SPORES

La suspension sporale est mise en agitation et 5 ml sont déposés dans une boîte de Pétri dont la surface est quadrillée pour faciliter le comptage des spores. Chaque type de spores est reconnu et compté sous la loupe binoculaire. Le nombre moyen de spores est exprimé pour 100 g de sol sec. L'abondance relative des spores est déterminée (JOHNSON *et al.*, 1991) comme suit : [(nombre total de spores observées d'une espèce dans tous les sites/nombre total de spores observées dans tous les sites) × 100]. L'opération est effectuée trois fois pour chaque répétition.

La viabilité est déterminée au moins avec 100 spores selon la méthode de coloration vitale au MTT Sigma $C_8H_{16}N_5SBr$ (AN, HENDRIX, 1988). Les spores viables sont colorées en brun foncé. Le comptage des spores viables est renouvelé deux fois pour chaque type de spores.

Les données relatives au nombre de spores sont « normalisées » avec la fonction logx (ST JOHN, KOSKE, 1988). Les analyses statistiques ont été effectuées avec le logiciel Stat-I.T.C.F. (I.T.C.F., 1991).

RÉSULTATS

Nos observations indiquent la présence de dix espèces de Glomales dans les sols des deux stations localisées dans la zone soudanienne (tableau II, p. 9). Le genre *Glomus* est le plus représenté avec six espèces dont quatre sont identifiées comme *Glomus aggregatum* Schenck & Smith emend. Koske, *Glomus geosporum* (Nicolson & Gerdemann) Walker, *Glomus lamellosum* Dalpé, Koske & Tews, *Glomus manihotis* Howeler, Sieverding & Schenck et deux espèces non identifiées comme *Glomus sp.* 1 et *Glomus sp.* 2. Parmi les autres Glomales représentées, deux espèces appartiennent au genre *Scutellospora* dont l'une est identifiée comme *Scutellospora gregaria* (Schenck & Nicolson) Walker & Sanders emend. Koske & Walker et l'autre encore non identifiée comme *Scutellospora sp.* Une espèce appartenant au genre *Acaulospora* est identifiée comme *Acaulospora delicata* Walker, Pfeiffer & Bloss et une au genre *Gigaspora* est identifiée comme *Gigaspora margarita* Becker & Hall. Il apparaît que les populations de Glomales sont plus importantes en nombre et en espèces dans le sol de Dindéresso (tableau II). D'ailleurs toutes les espèces identifiées sont présentes dans ce sol sauf *G. geosporum* récolté uniquement dans le sol de Gonsé. De plus, chez les espèces comme *G. aggregatum* et *S. gregaria* le nombre de spores est significativement plus important dans le sol de Dindéresso comparé au sol de Gonsé (tableau II). Très peu de spores de *G. lamellosum* et de *Glomus spp.* sont observées dans le sol de Dindéresso. Les traitements témoins sont exempts de colonisation racinaire et de spores viables.

La viabilité des spores est généralement plus importante chez les genres *Glomus* et *Gigaspora* quelle que soit l'origine de l'inoculum (tableau II) et régulièrement plus faible chez *Acaulospora* et *Scutellospora*. La viabilité des spores de *G. geosporum* et de *S. gregaria* n'a pas été déterminée avec le MTT compte tenu de leur forte pigmentation.

Une description des espèces répertoriées dans les deux stations est présentée selon la clé d'identification de SCHENCK et PÉREZ (1987). La morphologie des spores que nous avons identifiées s'avère dans l'ensemble comparable à celle présentée dans la description d'origine

* Institut de Recherche en Biologie et Ecologie Tropicale.
** Centre de Recherche en Biosystématique.

TABLEAU II

IDENTITÉ, DÉNOMBREMENT, ABONDANCE RELATIVE ET VIABILITÉ DES SPORES DE CHAMPIGNONS MYCORHIZIENS À ARBUSCULES RETROUVÉES DANS LES SOLS DILUÉS DE DINDERESSO ET DE GONSÉ

Glomales	Numéro d'herbier	Localité	Nombre moyen de spores* (100 g de sol sec)	Abondance relative (%)	Viabilité de spores (%)
GLOMINEAE					
Acaulosporaceae					
Acaulospora delicata	IR. 2	Dindéresso	109,6 c	6,7 c	21,0 b
Acaulospora delicata	IR. 16	Gonsé	99,3 c		2,6 b
Glomaceae					
Glomus aggregatum	IR. 27	Dindéresso	1 250,6 a	61,8 a	83,3 a
Glomus aggregatum	IR. 10	Gonsé	674,0 b		63,0 a
Glomus geosporum	IR. 18	Gonsé	79,6 c	2,5 c	nd
Glomus lamellosum	IR. 25	Dindéresso	nd	nd	nd
Glomus manihotis	IR. 15	Dindéresso	613,3 b	19,7 b	75,6 a
Glomus sp. 1	IR. 5	Dindéresso	nd	nd	nd
Glomus sp. 2	IR. 11	Dindéresso	nd	nd	nd
GIGASPORINEAE					
Gigasporaceae					
Gigaspora margarita	IR. 4	Dindéresso	109,0 c	3,5 c	60,3 a
Scutellospora gregaria	IR. 9	Dindéresso	60,3 c	2,6 c	nd
Scutellospora gregaria	IR. 90	Gonsé	23,0 d		nd
Scutellospora sp.	IR. 4	Dindéresso	93,3 c	2,9 c	12,0 b
Nombre total d'espèces	**10**				
Nombre de spores		Dindéresso	**2 236,1**		
		Gonsé	**875,9**		
Nombre total de spores			**3 112,0**		

Chaque valeur représente la moyenne de trois répétitions.
* Les valeurs sont transformées avec la fonction logx.
Les valeurs ayant une même lettre en commun ne sont pas significativement différentes selon le test de Newman Keuls au seuil de 5 %.

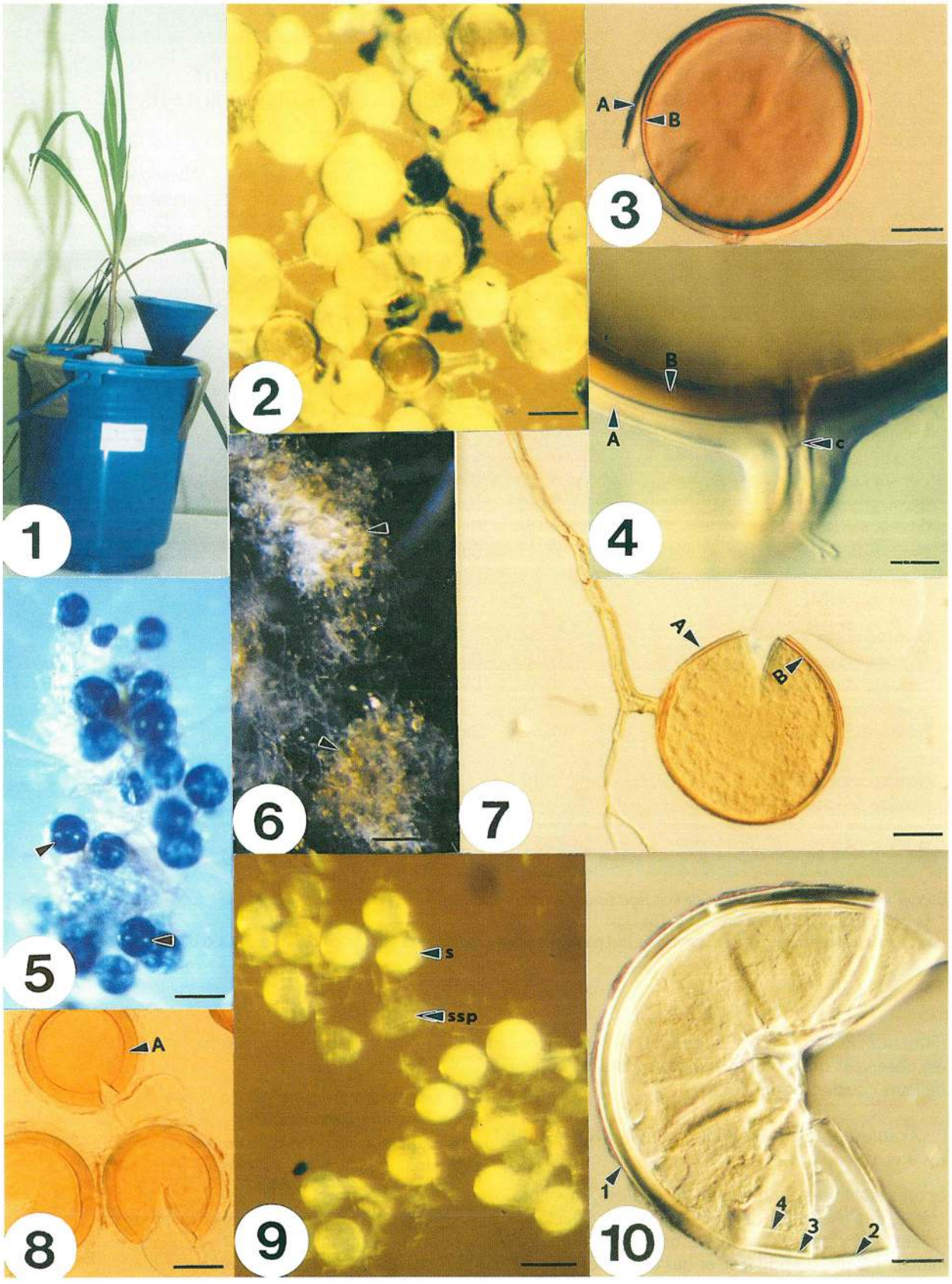
(SCHENCK, PÉREZ, 1987). Cependant, des variations ont été observées dans le diamètre des spores et l'épaisseur de leurs couches pariétales.

☐ ***Acaulospora delicata*** **Walker, Pfeiffer & Bloss (photos 9 et 10)**

Spores solitaires, sphériques à ovoïdes, hyalines à crème, de 90-123 µm de diamètre, sessiles, quelquefois reliées à leur saccule sporifère qui possède une paroi mince, 1-2 µm d'épaisseur et qui a un diamètre de 9-13 µm. Paroi sporale formée de deux groupes totalisant 4,5-5,5 µm d'épaisseur :

• **Le groupe A** formé de deux couches pariétales : la couche #1, évanescente (E), hyaline, d'environ 1 µm d'épaisseur, souvent difficile à observer ; la couche #2 laminée (L), hyaline à crème, 2-3 µm d'épaisseur, adhérente à la couche #1.

• **Le groupe B** formé de deux couches pariétales : la couche #3, membranaire (M), hyaline, environ 0,5 µm d'épaisseur, couverte d'ornementations (o) d'aspect


1
2
A
B
3
B
A
C
4
A
B
7
6
5
A
8
S
SSP
9
1
4
3
2
10

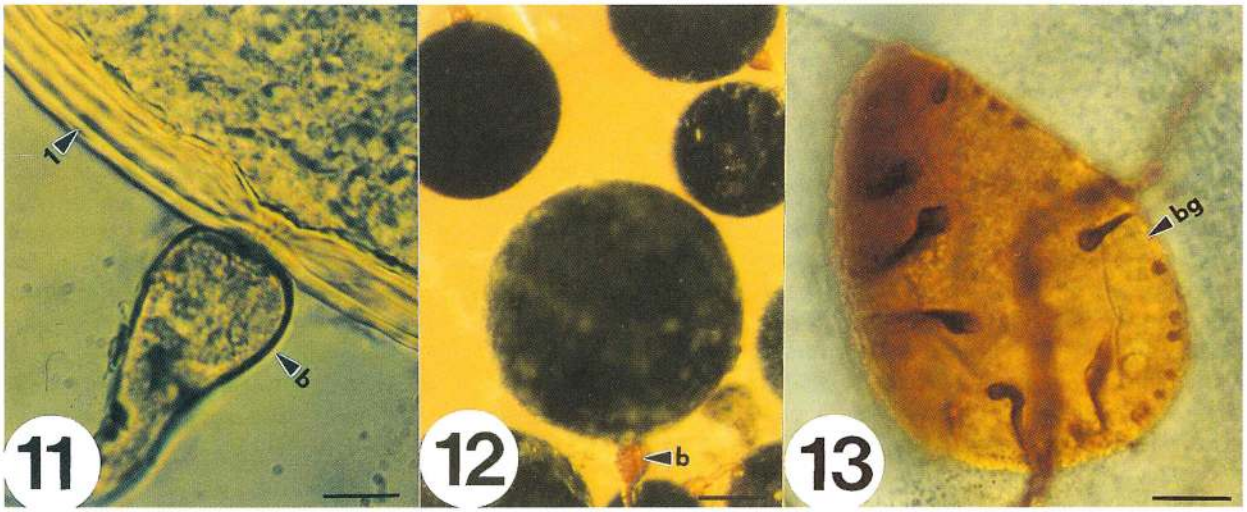


Photo 1 : Culture de maïs en pot.
Maize in pot culture.

Photo 2 : Spores de *Glomus manihotis*, barre = 100 µm.
Spores of Glomus manihotis, *bar = 100 µm.*

Photo 3 : Spore écrasée de *G. manihotis* avec séparation des deux groupes de paroi A et B, barre = 20 µm.
Broken spores of G. manihotis *showing the separation of the spore wall groups A and B, bar = 20 µm.*

Photo 4 : Groupes de parois A et B et pore avec cloison (c) de *G. manihotis*, barre = 10 µm.
Spore wall groups A and B, and the narrow pore occluded by the spore walls of G. manihotis, *bar = 10 µm.*

Photo 5 : Spores de *Glomus geosporum*, barre = 100 µm.
Spores of G. geosporum), *bar = 100 µm.*

Photo 6 : Agrégats de spores de *Glomus aggregatum*, barre = 100 µm.
Clustered arrangement of the spores of G. aggregatum, *bar = 100 µm.*

Photo 7 : Spore et hyphes de *G. aggregatum*, barre = 20 µm.
Spores of G. aggregatum *and its subtending hypha, bar = 20 µm.*

Photo 8 : Spores de *Glomus lamellosum*, barre = 50 µm.
Spores of G. lamellosum, *bar = 50 µm.*

Photo 9 : Spores (s) et saccules sporifères *(ssp.)* d'*Acaulospora delicata*, barre = 100 µm.
Sporiferous saccules with a fully-formed spores of A. delicata *still attached, bar = 100 µm.*

Photo 10 : Paroi sporale d'*A. delicata*, barre = 15 µm.
Spore walls of A. delicata, *bar = 15 µm.*

Photo 11 : Paroi sporale (1) et bulbe suspenseur (b) de *G. margarita*, barre = 10 µm.
Spore wall (1) with bulbous hyphal attachment (b) of G. margarita, *bar = 10 µm.*

Photo 12 : Spores de *Scutellospora gregaria* avec bulbe suspenseur (b), barre = 70 µm.
Spores of S. gregaria *with bulbous hyphal attachment (b), bar = 70 µm.*

Photo 13 : Bouclier de germination (bg) de *Scutellospora sp.*, barre = 15 µm.
Germination shield (bg) on a crushed spore of Scutellospora sp., *bar = 15 µm.*

granulaire s'intensifiant chez les spores crème ou plus matures ; la couche #4, membranaire (M), hyaline, environ 1 µm d'épaisseur, adhérente à la couche #3. Les couches #3 et #4 virent à l'orange avec le réactif de Melzer, ce qui permet de mieux observer les ornementations de la couche #3 et de mieux différencier ces deux couches.

□ ***Glomus aggregatum* Schenck & Smith emend. Koske (photos 6 et 7)**

Spores quelquefois solitaires mais le plus souvent en petites grappes de 3 à 25, sphériques à ovoïdes, jaune pâle à dorées, de 45-92 µm de diamètre. Dans quelques cas, on observe la présence d'une structure sporale à l'intérieur d'une spore (KOSKE, 1984). Paroi

sporale formée de 1 à 2 groupes totalisant 2-6 µm d'épaisseur :

• **Le groupe A** formé de deux couches : la couche #1, évanescente, 1-2 µm d'épaisseur, souvent difficile à observer chez les spores matures ; la couche #2, laminée (L), jaune pâle à dorée, 2-3 µm d'épaisseur.

• **Le groupe B** formé d'une couche #3 comparable à la couche #2, avec une pigmentation plus pâle et une épaisseur plus mince. Chez certaines spores, la couche intérieure #3 se détache du reste de la paroi donnant l'impression de la présence d'une spore à l'intérieur d'une autre, phénomène illustré par KOSKE (1984) chez cette espèce. Hyphe suspenseur droit ou légérement évasé, de 8-12 µm de diamètre, souvent relié avec un réseau mycélien formé d'hyphes cylindriques irréguliers (4-9 µm de diamètre). Pore ouvert, de 1-3 µm de largeur. Les parois sporales réagissent en bleu pâle avec le bleu coton au lactophénol.

☐ ***Glomus geosporum*** **(Nicolson & Gerdemann) Walker (photo 5)**

Spores solitaires, sphériques, brun roux à brun foncé presque noires, 125-190 µm de diamètre. Paroi sporale formée d'un seul groupe totalisant 5-12 µm d'épaisseur :

• **Le groupe A** formé de trois couches pariétales : la couche #1 évanescente (E), hyaline, environ 1 µm d'épaisseur, souvent couverte de débris de sol, souvent absente chez les spores matures, la couche #2 laminée (L), brun roux à brun foncé, de 4-10 µm d'épaisseur ; la couche #3, membranaire (M), brun pâle à jaune brun, d'environ 1 µm d'épaisseur. Hyphe suspenseur unique, droit ou évasé, souvent recourbé, de 12-19 µm de diamètre au point d'attache ; sa paroi est formée du prolongement de la couche #2. Pore le plus souvent fermé d'une cloison courbe formée par la couche membranaire #3. Chez les jeunes spores, la couche #1 bleuit avec le bleu coton lactophénol et la couche #2 se contraste sous l'action du réactif de Melzer. On n'observe aucune de ces réactions chez les spores matures. De plus, l'observation de la paroi est facilitée par un blanchiment dans du KOH à 2,5 % qui permet de mieux révéler la structure pariétale.

☐ ***Glomus lamellosum*** **Dalpé, Koske & Tews (photo 8)**

Spores solitaires, sphériques, jaune pâle à jaune citron, de 100-145 µm de diamètre. Paroi sporale formée d'un seul groupe totalisant 8-17 µm d'épaisseur :

• **Le groupe A** formé de trois couches pariétales : la couche #1 laminée (L), hyaline à jaune pâle, de 4-8 µm d'épaisseur, souvent couverte de petites lamelles qui semblent se détacher graduellement avec l'âge ; la couche #2, laminée (L), jaune pâle à jaune citron, 4-8 µm d'épaisseur ; la couche 3#, membranaire (M), hyaline, environ 1 µm d'épaisseur, difficile à distinguer chez les jeunes spores mais facilement détachable de la couche #2 avec l'âge. Hyphe suspenseur unique, droit ou recourbé, légérement évasé, de 6-10 µm de diamètre au point d'attache à la spore. La paroi de l'hyphe est formée des couches #1 et #3, la couche #2 se terminant abruptement au niveau du pore (pore quelquefois ouvert mais le plus souvent fermé d'une cloison courbe formée par la couche membranaire #3). Une coloration au réactif Melzer accentue les laminations des couches #1 et #2 mais les spores ne réagissent pas avec le bleu coton au lactophénol.

☐ ***Glomus manihotis*** **Howeler, Sieverding & Schenck (photos 2, 3 et 4)**

Spores solitaires, sphériques à ellipsoïdes, hyalines, jaune pâle à brun jaunâtre, de diamètre 98-160 µm lorsque sphériques et de 76-90 × 134-178 µm lorsqu'ellipsoïdes. Paroi sporale formée de deux groupes de paroi totalisant 8-14 µm d'épaisseur :

• **Le groupe A** formé de deux couches pariétales : la couche #1 évanescente (E), hyaline, lisse, de 1-2 µm d'épaisseur et la couche #2 laminée (L), hyaline, laiteuse à jaune pâle, de 4-8 µm d'épaisseur.

• **Le groupe B** formé de deux couches pariétales, les couches #3 et #4, unitaires (U), jaune pâle à doré, respectivement de 1,5-2,5 µm d'épaisseur, souvent difficiles à distinguer l'une de l'autre et donnant alors l'aspect d'une paroi laminée. Hyphe suspenseur unique, droit ou recourbé, légérement évasé, de 6-10 µm de diamètre au point d'attache à la spore, à paroi formée des couches #1 et #2. Pore étroit de 1,5-2 µm de largeur, souvent fermé d'une cloison courbe formée par la couche membranaire #4. La coloration au réactif de Melzer accentue les laminations de la couche sporale #2 mais les spores ne réagissent que faiblement au bleu coton dans le lactophénol.

☐ ***Gigaspora margarita*** **Becker & Hall (photo 11)**

Spores solitaires, sphériques, hyalines, lisses, 300-325 µm de diamètre. Paroi sporale formée d'un seul groupe totalisant 6-12 µm d'épaisseur :

• **Le groupe A** formé d'une couche pariétale : la couche #1 laminée (L), hyaline, 6-12 µm d'épaisseur, sans ornementation. Hyphe suspenseur bulbeux, hyalin à jaune pâle à doré, plus foncé que la spore, de 23-34 µm de diamètre, souvent fermé d'une cloison à 20-30 µm du bulbe. Cellules auxiliaires non observées sur le matériel

disponible. La paroi sporale se colore en bleu pâle avec le bleu coton au lactophénol. L'hyphe et le bulbe suspenseur ne réagissent pas au réactif de Melzer.

□ ***Scutellospora gregaria* (Schenck & Nicolson) Walker & Sanders emend. Koske & Walker (photo 12)**

Spores solitaires, sphériques, rousses à brun foncé, 250-400 µm de diamètre, ornementées en surface de verrues de forme irrégulière, arrondies à l'apex, regroupées en plaques de 1-5 × 3-10 µm, couvrant toute la spore et donnant à celle-ci un aspect pruineux sous la loupe binoculaire. Paroi sporale formée de deux groupes totalisant 11-23 µm d'épaisseur incluant les ornementations :

• **Le groupe A** formé de trois couches pariétales : la couche #1, rigide (U), non laminée, brune de 1-3 µm d'épaisseur, ornementée (o) de verrues et adhérente à la couche #2 ; la couche #2, laminée (L), brun pâle à jaune brun, lisse, 3-5 µm d'épaisseur ; la couche #3 rigide, laminée (L) de 5-9 µm d'épaisseur, lisse.

• **Le groupe B** formé d'une seule couche pariétale, la couche #4, membranaire (M), hyaline, environ 1 µm d'épaisseur. Bouclier de germination non observé sur le matériel disponible. Hyphe suspenseur bulbeux, brun beaucoup plus pâle que la spore, de 45-85 µm de diamètre, portant régulièrement 1 à 2 appendices en forme d'hyphe. Paroi de l'hyphe suspenseur, unique, 3 µm d'épaisseur. Cellules auxiliaires non observées sur le matériel disponible. A cause de la pigmentation des spores, aucun réactif ne permet de mettre en évidence l'une ou l'autre des couches pariétales.

□ ***Scutellospora sp.* (photo 13)**

Spores solitaires, sphériques, blanches sous la loupe, jaune pâle sous le microscope, 130-160 µm de diamètre, ornementées en surface de granules en forme de pics arrondis, 0.5-2 µm de diamètre, 1-2 µm de hauteur, espacés entre eux par des zones lisses de 1-3 µm. Paroi sporale formée de deux groupes totalisant 9-13 µm d'épaisseur avec les ornementations :

• **Le groupe A** formé de deux couches pariétales : la couche #1, non laminée, jaune pâle, 5-6 µm d'épaisseur, à surface granuleuse et la couche #2, finement laminée, jaune pâle, 3-6 µm d'épaisseur, lisse et adhérente à la couche #1.

• **Le groupe B** formé d'une seule couche pariétale : la couche #3, membranaire, hyaline, lisse, d'environ 1 µm d'épaisseur. Bouclier de germination, pigmenté en brun pâle, contrastant nettement avec la spore, ellipsoïde, 80-120 µm, hyphes de germination brun foncé. Hyphe suspenseur bulbeux, de couleur similaire à celle du bouclier de germination, 36-40 µm de diamètre, plusieurs fois cloisonné. Paroi de l'hyphe suspenseur, brunâtre, formée de la couche #1, 1-2 µm d'épaisseur. Cellules auxiliaires non observées sur le matériel disponible. Les couches #1 et #2 se colorent en bleu pâle sous l'action du bleu coton au lactophénol.Cette espèce ressemble extérieurement à *S. scutata* par la pigmentation du bouclier de germination et de l'hyphe suspenseur, ainsi que par la couleur blanche des spores observées sous la loupe. Elle en diffère par ses spores plus petites et une morphologie pariétale plus simplifiée.

DISCUSSION

Dans les pots de maïs contenant des échantillons de sol dilué de Dindéresso ou de Gonsé, nos résultats révèlent une diversité de Glomales comparable à celle que l'on peut observer en forêt tropicale sèche (REDHEAD, 1977) ou humide (MUSOKO *et al.*, 1994). De plus, dans ces échantillons de sols fortement carencés en phosphore assimilable, la diversité et le nombre total de spores récoltées suggèrent que les deux acacias australiens pourraient dépendre des mycorhizes pour leur alimentation phosphatée.

Nos échantillons de spores présentent quelques variations dans le diamètre des spores et l'épaisseur de leurs parois par rapport à la description d'origine (SCHENCK, PÉREZ, 1987). Par exemple, le diamètre des spores sphériques de *G. manihotis* varie de 98-160 µm contre 145-450 µm et de 76-178 µm contre 125-236 µm pour les spores ellipsoïdes. Des variations sont également observées au niveau de l'épaisseur du groupe B de paroi (1,5-2,5 µm contre 0,5-2 µm) et de la largeur de l'hyphe au point d'attache de la spore (6-10 µm contre 18-30 µm). Ces variations pourraient traduire la présence d'écotypes fongiques de *G. manihotis* dans le sol de Dindéresso. D'un point de vue pratique, HETRICK *et al.* (1992) ont montré tout l'intérêt de sélectionner des écotypes fongiques pour étudier la variabilité de la dépendance mycorhizienne du blé.

La technique de piégeage nous a permis d'obtenir un nombre moyen de spores relativement important dans les sols dilués de Gonsé et de Dindéresso (BRUNDRETT *et al.*, 1993 ; MUSOKO *et al.*, 1994). En utilisant une technique de piégeage comparable pour estimer le nombre de propagules viables d'un sol agricole dilué, AN *et al.* (1990) ont révélé dix-sept espèces de Glomales alors qu'une extraction effectuée directement avec le même sol non dilué avait permis de ne révéler que dix espèces. Ce bio-essai permet, en outre, d'obtenir des spores de tout âge en qualité et en quantité pour des études systématiques et pour initier des cultures sporales monospécifiques (MORTON, 1992 ; WALKER, 1992 ; BRUNDRETT *et*

al., 1993 ; GUISSOU, 1994). Cependant, il faut rester prudent dans l'interprétation du nombre de spores récoltées dans nos conditions expérimentales (tableau II). Cette méthode d'évaluation des populations sporales ne tient pas compte de la compétitivité des champignons présents dans le sol de station, de la nature du substrat de culture, du choix de la plante-piège et du possible état de dormance des spores (TOMMERUP, 1983 ; AN *et al.*, 1990).

La diversité des types de spores est plus importante dans le sol dilué de Dindéresso où quatre des six genres connus sont représentés (tableau II). Plus de 80 % des spores récoltées sont attribuées au genre *Glomus* dans les sols dilués de Dindéresso et de Gonsé. L'espèce la plus représentée est *G. aggregatum* avec 61,8 % de spores récoltées dans les sols dilués des deux stations. Cette espèce sporule abondamment sur des sols sableux (DALPÉ, 1989) et constitue une composante majeure de la flore endomycorhizienne dans plusieurs niches écologiques (DALPÉ *et al.*, 1986 ; BLASKOWSKI, 1991). Cette large distribution du genre *Glomus* est comparable à celle des observations effectuées au Cameroun (MUSOKO *et al.*, 1994), au Sénégal (DIEM *et al.*, 1981 ; BÂ *et al.*, 1987 ; DIOP *et al.*, 1994) et au Nigeria (REDHEAD, 1977). Dans le sol de Dindéresso, les genres *Scutellospora, Gigaspora* et *Acaulospora* représentent respectivement 5,5 %, 3,5 % et 6,7 % des spores récoltées.

Il y a en moyenne deux fois plus de spores récoltées dans le sol dilué de Dindéresso (nombre total de spores/100 g de sol sec = 2 236.1) que dans celui de Gonsé (nombre total de spores/100 g de sol sec = 875,9). Parmi les critères physico-chimiques étudiés qui peuvent influencer l'abondance relative des spores figure la nature du sol sableux qui se révèle supporter des populations élevées de Glomales sous plusieurs climats et latitudes (DALPÉ, 1989 ; ABE *et al.*, 1994). Plusieurs investigations sur le terrain ont également établi des corrélations positives entre l'augmentation de la matière organique (y compris de certains éléments comme le carbone et l'azote) et la diversité des Glomales (JOHNSON *et al.*, 1991). C'est l'effet inverse qui est observé dans le sol de Dindéresso où la combinaison d'une faible teneur en matière organique, en carbone et en azote correspond à une abondance relative et une diversité plus importante des Glomales. Il est établi que la distribution naturelle des Glomales est sous contrôle de facteurs édaphiques et/ou de la composition floristique (JOHNSON *et al.*, 1991). Nos résultats ne nous permettent pas de pencher pour l'une ou l'autre des deux hypothèses. Toutefois, les champignons responsables des MA n'étant pas spécifiques à un hôte végétal, il est peu probable que leur distribution puisse être attribuée uniquement à *A. holosericea* à Gonsé ou à *A. mangium* à Dindéresso.

CONCLUSION

Nos résultats mettent en évidence une diversité de Glomales associées à *A. holosericea* et *A. mangium* en plantation respectivement à Gonsé dans la région nord et Dindéresso dans la région sud-soudanienne du Burkina Faso. Ces Glomales ont déja été répertoriées dans d'autres régions du monde ; cependant, les variations observées dans le diamètre des spores et l'épaisseur de leurs parois suggèrent que l'on pourrait être en présence d'écotypes fongiques. Les résultats dont nous disposons permettent maintenant d'envisager la constitution d'une collection de champignons endomycorhiziens natifs de l'Ouest africain. Ces champignons feront l'objet de culture monospécifique pour produire de l'inoculum. L'efficacité de ces champignons sur les deux acacias australiens sera étudiée en pépinière en fonction du matériel végétal disponible (provenances, descendances ou clones) et de la nature des sols. Ces MA pourront pallier les carences en phosphore et oligo-éléments très fréquentes dans les sols de plantation, améliorer la fixation d'azote des deux acacias et contribuer ainsi au maintien et à la restauration de la fertilité des sols. Du fait de leur non spécificité, ces champignons MA pourront également s'appliquer à d'autres espèces d'arbres.

Remerciements : Les auteurs remercient M. Marcel BAZIÉ (IRBET) pour son aide technique.

▶ Amadou M.BÂ*
Laboratoire de Microbiologie Forestière
IRBET
B.P. 7047
OUAGADOUGOU
Burkina Faso

* Correspondance : ISRA, URA-Forêt, B.P. 2312, DAKAR, Sénégal

▶ Yolande DALPÉ
Centre de Recherches de l'Est
sur les Céréales et les Oléagineux
Agriculture Canada
OTTAWA
Ontario KIA OC 6
Canada

▶ Tiby GUISSOU
Laboratoire de Microbiologie Forestière
IRBET
B.P. 7047
OUAGADOUGOU 03
Burkina Faso

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

ABE J. I. P., MASUHARA G., KATSUYA K., 1994.
Vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in coastal dune plant communities I. Spore formation of *Glomus sp.* predominates under a patch of *Elymus mollis*. Mycoscience 35 : 233-238.

AN Z. Q., HENDRIX J. W., 1988.
Determining the viability of endogonaceous spores with a vital stain. Mycologia 80 : 259-261.

AN Z. Q., HENDRIX J. W., HERSHMAN D. E., HENSON G. T., 1990.
Evaluation of the « Most Probable Number » (MPN) and wet-sieving methods for determining soil-borne populations of endogonaceous mycorrhizal fungi. Mycologia 82 (5) : 576-581.

BÂ A. M., SOUGOUFARA B., THOEN D., 1987.
The triple symbiosis of *Casuarina equisetifolia* in Senegal. *In :* Sylvia D. M., Hung L. L., Graham J.H. (eds.), Proceedings of the 7th North American Conference on Mycorrhizae. Gainesville, Florida, U.S.A., University of Florida, p. 121.

BLASKOWSKI J., 1991.
Polish Endogonaceae IX. *Glomus aggregatum* with spores forming an evanescent outer-most wall. Cryptogam. Bot. 2 : 130-135.

BRUNDRETT M. C., ABBOTT L. K., JASPER D. A., ASHWATH N., 1993.
The isolation and enumeration of VAM fungi from various habitats in the Kakadu Region of Australia. *In :* Peterson L., Schelkle M. (eds.), Abstracts of the 9th North American Conference on Mycorrhizae, University of Guelph, Guelph, Ontario, Canada, p. 8.

COSSALTER C., 1986.
Introducing Australian acacias in dry, tropical Africa. *In :* Turnbull J. W. (ed) Australian acacias in developing countries, Proceedings of an International Workshop at the Forestry Training Center, Gympie, Australia. Canberra, ACIAR, p. 118-122.

DALPÉ Y., 1989.
Inventaire et répartition de la flore endomycorhizienne de dunes et de rivages maritimes du Québec, du Nouveau-Brunswick et de la Nouvelle-Ecosse. Rev. Ecol. Syst. 116 : 219-236.

DALPÉ Y., GRANGER R., FURLAN V., 1986.
Abondance relative et diversité des Endogonacées dans un sol de verger du Québec. Can. J. Bot. 64 : 912-917.

DANIELS B. A., SKIPPER H. D., 1982.
Methods for the recovery and quantitative estimation of propagules from soil. *In :* Schenck N. C. (ed.). Principles and methods of mycorrhizal research. The St Paul Minn., American Phytopathological Society, U.S.A., p. 29-36.

DIEM H. G., GUÈYE I., GIANINAZZI-PEARSON V., FORTIN J. A., DOMMERGUES Y., 1981.
Ecology of VA mycorrhizae in the tropics : the semi-arid zone of Senegal. Act. Oecol. Oecol. Plant. 2 (16) : 53-62.

DIEM H. G., CORNET F., 1982.
Etude comparative de l'efficacité des souches de *Rhizobium* d'*Acacia* isolées de sols du Sénégal et effet de la double symbiose *Rhizobium-Glomus mosseae* sur la croissance de *Acacia holosericea* et *Acacia radiana*. Bois For. Trop. 198 : 3-15.

DIOP T. A., GUÈYE M., DREYFUS B. L., PLENCHETTE C., STRULLU D. G., 1994.
Indigenous arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Acacia albida* Del. in different areas of Senegal. Appl. Env. Microbiol. 60 : 3433-3436.

DUCOUSSO M., 1991.
Importance des symbioses racinaires pour l'utilisation des acacias d'Afrique de l'Ouest. Nogent-sur-Marne, Dakar, France, Sénégal, CIRAD-Forêt/ISRA, 205 p.

FURLAN V., 1981.
Techniques et procédures pour la culture des champignons endomycorhiziens. Notes techniques. Québec, Canada, Université Laval, p. 54-65.

GERDEMANN J. W., NICHOLSON T. H., 1963.
Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. Trans. Br. Mycol. Soc. 46 : 235-244.

GUISSOU T., 1994.
Amélioration de la fixation d'azote chez deux acacias australiens : *Acacia holosericea* et *Acacia mangium*. Mise en evidence d'une diversité de Glomales dans des sols du Burkina Faso. Mémoire de fin d'études d'ingénieur des Eaux et Forêts. I.D.R. Université de Ouagadougou, 49 p.

GUISSOU T., 1996.
Dépendance mycorhizienne des fruitiers *Parkia biglobosa* (Jacq.) Benth, *Tamarindus indica* L. et *Zizyphus mauritiana* Lam. dans un sol déficient en phosphore assimilable. D.E.A. de Biologie Végétale, Université de Ouagadougou, 37 p.

HABTE M., MANJUNATH A., 1991.
Categories of vesicular-arbuscular mycorrhizal dependency of host species. Mycorrhiza 1 : 3-12.

HARLEY J. L., SMITH S. E., 1983.
Mycorrhizal symbiosis. Academic Press, New York & London.

HETRICK B. A. D., WILSON G. W. T., COX T. S., 1992.
Mycorrhizal dependence of modern wheat varieties, landraces, and ancestors. Can. J. Bot. 70 : 2032-2040.

I.T.C.F., 1991.
Stat-I.T.C.F.-Manuel d'utilisation (Edition I.T.C.F., Céréaliers de France).

JOHNSON N. C., ZAK D. R., TILMAN D., PFLEGER F. L., 1991.
Dynamics of vesicular-arbuscular mycorrhizae during old field succession. Oecologia 86 : 349-358.

JOSSERANT M., 1983.
La description des champignons supérieurs. Paris, France, Editions Le chevalier, 392 p.

KESSLER J.-J., GEERING C., 1994.
Profil environnemental du Burkina Faso. Wageningen, Pays-Bas, Université agronomique, Département de l'Aménagement de la Nature, 63 p.

KHASA P. D., BOUSQUET J., 1995.
Développement d'un programme intégré d'amélioration génétique du *Racosperma spp.* pour le reboisement de terres marginales zaïroises. Sécheresse 6 : 281-288.

KOSKE R. E., 1984.
Spores of VAM fungi inside spores of VAM fungi. Mycologia 76 : 853-862.

MORTON J. B., 1992.
Problems and solutions for integration of glomalean taxonomy, systematic biology, and the study of endomycorrhizal phenomena. Mycorrhiza 2 : 97-109.

MUSOKO M., LAST F. T., MASON P. A., 1994.
Populations of spores of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in undisturbed soils of secondary semideciduous moist tropical forest in Cameroon. For. Ecol. Manag. 63 : 359-377.

OMAR M. B., BOLLAND L., HEATHER W. A., 1979.
A permanent mounting medium for fungi. Bull. Br. Mycol. Soc. 13 : 31-32.

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. Trans. Br. Mycol. Soc. 5 : 158-161.

POPE P. E., CHANEY W. R., RHODES J. D., 1983.
The mycorrhizal dependency of four hardwood tree species. Can. J. Bot. 61 : 412-417.

REDHEAD J. F., 1977.
Endotropic mycorrhizas in Nigeria : species of the endogonaceae and their distribution. Trans. Br. Mycol. Soc. 69 : 275-280.

ST JOHN T. V., KOSKE R. E., 1988.
Statistical treatment of endogonaceous spore counts. Trans. Br. Mycol. Soc. 91 (1) : 117-121.

SCHENCK N. C., PÉREZ Y., 1987.
Manual for the identification of VA mycorrhizal fungi (First Edition Synergetic Publications). Gainesville, Florida, U.S.A., University of Florida, 245 p.

TOMMERUP I. C., 1983.
Spore dormancy in VA mycorrhizal fungi. Trans. Brit. Mycol. Soc. 81 : 37-45.

WALKER C., 1992.
Systematics and taxonomy of the arbuscular mycorrhizal fungi. Agronomie 12 : 887-897.

RÉSUMÉ

LES GLOMALES D'*ACACIA HOLOSERICEA* ET D'*ACACIA MANGIUM*

Il est bien établi que l'utilisation des mycorhizes à arbuscules peut accroître la fixation d'azote de légumineuses comme *Acacia holosericea* et *Acacia mangium* et contribuer ainsi au maintien de même qu'à la restauration de la fertilité des sols de l'Ouest africain. Cependant, la réponse des acacias à l'endomycorhization peut varier en particulier avec des espèces de champignons indigènes dont la diversité n'a jusqu'ici fait l'objet que de très rares études. Le but de ce travail a donc été de déterminer le potentiel endomycorhizien de ces acacias en plantation dans la zone soudanienne du Burkina Faso. C'est ainsi que des populations sporales de Glomales provenant de sols prélevés de plantations d'*Acacia holosericea* à Gonsé et d'*Acacia mangium* à Dindéresso au Burkina Faso ont été récoltées et identifiées. Elles ont été évaluées par le biais de cultures en pot, sur substrat sableux, de maïs inoculés avec les différents prélèvements de sols. Nos résultats mettent en évidence la présence de dix espèces de Glomales dont six appartiennent au genre *Glomus* (*G. aggregatum, G. geosporum, G. lamellosum* et *G. manihotis* et deux espèces encore non identifiées), deux au genre *Scutellospora* (*S. gregaria* et une espèce non identifiée), une au genre *Acaulospora (A. delicata)* et une au genre *Gigaspora (G. margarita)*. La diversité et l'abondance relative des spores récoltées sont plus importantes dans le sol dilué de Dindéresso que dans celui de Gonsé plus riche en matière organique. Plus de 80 % des spores sont attribuées au genre *Glomus* et l'espèce *G. aggregatum* est la mieux représentée dans les deux stations. Les spores du genre *Glomus* s'avèrent également parmi les plus viables. Nos résultats sont comparés à des données disponibles dans la littérature et ouvrent des perspectives sur la possibilité d'exploiter la variabilité du matériel fongique pour optimiser la croissance et la fixation d'azote des deux acacias australiens.

Mots-clés : Mycorhize. Champignon du sol. *Acacia holosericea. Acacia mangium. Acaulospora. Gigaspora. Glomus. Scutellospora.*

ABSTRACT

GLOMALES OF *ACACIA HOLOSERICEA* AND *ACACIA MANGIUM*

It is a well established fact that the use of arbuscular mycorrhizae can increase the nitrogen fixing potential of leguminous species such as *Acacia holosericea* and *Acacia mangium*, and thus contribute to the maintenance and restoration of soil fertility in West Africa. But the response of acacias to endomycorrhization may vary in particular with species of indigenous fungi, whose diversity has been very little examined to date. The goal of this study has been to determine the endomycorrhizal potential of these acacias in plantations in the Sudanian zone of Burkina Faso. Thus spore populations of Glomales from soil samples taken from plantations of *Acacia holosericea* at Gonse and of *Acacia mangium* at Dinderosso in Burkina Faso have been harvested and identified. They have been evaluated by means of cultures in pots, on sandy loam, of maize inoculated with different soil samplings. Our findings highlight the presence of ten species of Glomales, six of which belong to the genus *Glomus* (*G. aggregatum, G. geosporum, G. lamellosum*, and *G. manihotis*, and two as yet unidentified species), two to the genus *Scutellospora* (*S. gregaria* and an unidentified species), one to the genus *Acaulospora (A. delicata)* and one to the genus *Gigaspora (G. margarita)*. The diversity and relative abundance of the spores harvested are greater in the diluted soil of Dinderosso than in that of Gonse, which is richer in organic matter. More than 80 % of the spores are attributed to the genus *Glomus* and the species *G. aggregatum* is the best represented in both stations. The spores of the genus *Glomus* are usually among the most viable. Our findings are being compared with data available in the literature, and open up the possibility of using the variability of the fungal material to optimize the growth and the nitrogen fixing potentiel of two Australian acacias.

Key words : Mycorrhizae. Soil fungi. *Acacia holosericea. Acacia mangium. Acaulospora. Gigaspora. Glomus. Scutellospora.*

RESUMEN

LOS GLOMALES DE *ACACIA HOLOSERICEA* Y DE *ACACIA MANGIUM*

Se ha establecido sin lugar a dudas que la utilización de las micorrizas de pequeños arbustos permite incrementar la fijación del nitrógeno de leguminosas, como, por ejemplo, *Acacia holosericea* y *Acacia mangium* y, de este modo, contribuir al mantenimiento y a la restauración de la fertilidad de los suelos del Oeste africano. No obstante, la respuesta de las acacias a la endomicorrización puede variar, y fundamentalmente, con las especies de hongos del suelo cuya diversidad ha sido objeto, hasta la fecha, de un número de estudios sumamente reducido. El objeto del presente trabajo ha consistido en determinar el potencial de endomicorrización de estas acacias en plantaciones de la zona Sudaniana de Burkina Faso. Así, por ejemplo, las poblaciones esporales de *Glomus* tomadas de suelos procedentes de plantaciones de *Acacia holosericea* en Gonsé y de *Acacia mangium* en Dinderesso, en Burkina Faso, se han cosechado e identificado debidamente, habiendo sido evaluadas por medio de cultivos en tiestos, sobre substrato arenoso, de maíz inoculados con los distintos elementos procedentes de suelos. Los resultados conseguidos permiten evidenciar la presencia de diez especies de *Glomus*, seis de las cuales pertenecen al género *Glomus* (*G. aggregatum, G. geosporum, G. lamellosum* y *G. manihotis* y dos especies aún no identificadas), dos del género *Scutellospora* (*S. gregaria* y una especie no identificada), una del género *Acaulospora (A. delicata)* y una del género *Gigaspora (G. margarita)*. La diversidad y la abundancia relativa de los esporos cosechados son más importantes en los suelos diluidos de Dinderesso que, en aquellos de Gonse, que acusan mayor abundancia de materias orgánicas. Más de un 80 % de los esporos se atribuyen al género *Glomus* y la especie *G. aggregatum* es la mejor representada en las dos estaciones. Los esporos del género *Glomus* demuestran ser aquellos más viables. Nuestros resultados se han comparado con los datos disponibles en la literatura especializada y abren perspectivas acerca de la posibilidad de utilizar la variabilidad del material fúngico para optimizar el crecimiento y la fijación del nitrógeno de las dos acacias australianas.

Palabras clave : Micorrhizae. Hongos del suelo. *Acacia holosericea. Acacia mangium. Acaulospora. Gigaspora.Glomus. Scutellospora.*

SYNOPSIS

GLOMALES OF *ACACIA HOLOSERICEA* AND *ACACIA MANGIUM*
Diversity and relative abundance of Glomalean endomycorrhizal fungi in two types of soils in the North and South Sudanian zone of Burkina Faso

AMADOU M. BÂ, YOLANDE DALPÉ, TIBY GUISSOU

Glomales are an order of fungi which is ubiquitous in soils. These fungi can establish mycorrhizal association with most vascular plants, and are essential to the survival of many tropical plants. In the semi-arid Sudanian zone of West Africa, data are poorly documented on the diversity of species belonging to the arbuscular mycorrhizal (AM) fungal community. This paper describes the occurrence of AM fungi and determines their relative abundance in two soil samples collected from two forest plantations of Australian acacias.

SAMPLING OF SPORE POPULATIONS

Observations were made in two monospecific forest plantations of thirteen-year-old *A. holosericea* and *A. mangium* located in the north (Gonse) and south (Dinderesso) respectively of the Sudanian zone of Burkina Faso. Soil from Gonse is a sandy loam with a higher nutrient content compared with the sandy soil from Dinderesso. In each field site, five acacia trees were randomly selected and ten cores of soil (10 cm diameter × 20 cm deep) were collected at a distance of 1 m from the trunks. Sampled soils were mixed, sieved (2 mm diameter), placed in plastic bags and kept in the refrigerator at 4 °C. Sampling of soils was conducted in 1993 during the dry season. For the identification of spore populations of AM fungi by means of trap cultures, each field soil sample site was diluted with an equal amount of pasteurized sand and layered on a pasteurized sand-vermiculite mixture (2 : 1, v/v) in 2l plastic pots. Pasteurized sand-vermiculite mixture was added to the surface of each pot to reduce the risk of cross-contamination. Maize was used as the test plant. Pots were watered with 1/10 strength Long Ashton nutrient solution and, when necessary, 30 ppm of NH_4NO_3 were added once every two weeks. The three treatments (including an uninoculated control with maize) were replicated three times in a completely randomized design. Plants were grown in a controlled growth cabinet. Spore populations were extracted, counted and identified from two 100 g air-dried samples harvested four months after planting the maize. Viability of spores was determined with a vital stain.

DIVERSITY OF SPORE POPULATIONS

A total of ten different AM species belonging to four different genera were identified from the two sites examined. The genus *Glomus* was the most abundant with six species identified as *Glomus aggregatum* Schenck & Smith emend. Koske, *Glomus geosporum* (Nicolson & Gerdemann) Walker, *Glomus lamellosum* Dalpé, Koske & Tews, *Glomus manihotis* Howeler, Sieverding & Schenck and two unidentified species. There were two species of *Scutellospora*, one described as *S. gregaria* (Schenck & Nicolson) Walker & Sanders emend. Koske & Walker and one unidentified species. There was also one species of *Acaulospora* identified as *A. delicata* Walker, Pfeiffer & Bloss and one species of *Gigaspora* identified as *G. margarita* Becker & Hall. Diversity of spore populations was higher in the diluted soil of Dinderesso compared with soil samples from Gonse. The difference in total number of spores in the two sites was statistically significant : e.g. they ranged to 2 236.1 per 100 g of dry soil from Dinderesso and 875.9 spores per 100 g dry soil from Gonse. 80 % of spores collected were attributed to *Glomus* species which also showed a high proportion of vital spores. *G. aggregatum* was the most abundant species, accounting for 61.8 % of the total spores taken in both diluted soil samples from Dinderesso and Gonse. In contrast, the spores of *A. delicata*, *G. margarita*, *Scutellospora sp.* and *S. gregaria* contributed only 6.7 %, 3.5 %, 2.9 % and 2.6 % to the total number of spores, respectively. Diversity and relative abundance of spore populations in diluted field soils seem inversely related to the C, N and organic matter contents in field soil samples. However, lower diversity and abundance of AM fungi in the diluted soil samples of Gonse compared with those of Dinderesso do not agree with the findings of other workers. Yet our results do not separate the influences of soils and plant factors, and their interaction.