

# Écologie des champignons mycorhiziens arbusculaires infectant *Acacia raddiana*

O. DIAGNE  
K. INGLEBY



## Résumé

Des échantillons de sol ont été prélevés à l'aide d'une tarière autour de quatre légumineuses arborescentes de dix ans cultivées en couloirs dans la station agroforestière de Thiénaba, au Sénégal. Les échantillons ont été collectés à cinq profondeurs et à trois distances du tronc des arbres. Pour déterminer le potentiel mycorhizien des sols, un essai biologique a été conduit en serre avec du mil. Un échantillonnage de sols a été également effectué au nord (Tunisie) et au sud (Sénégal) du Sahara. L'effectivité de souches de *Rhizobium* et de champignons endomycorhiziens a été testée en pépinière sur *Prosopis juliflora*, *Prosopis chilensis* et deux provenances d'*Acacia raddiana*. Pour toutes les parcelles, les plants élevés sur les sols prélevés en surface (0-25 cm) sont plus grands et sont plus infectés que ceux élevés sur les sols prélevés en profondeur. Le taux d'infection des plants est plus élevé pour les sols prélevés sous *Acacia raddiana* et près du tronc, contrairement aux autres espèces. L'infection mycorhizienne ne dépend ni du climat, ni des formations végétales. Par contre, elle diminue avec les perturbations du sol. La réponse à l'inoculation des espèces arborescentes est très variable. Cependant, les courbes de nodulation et d'infection mycorhizienne sont similaires pour les deux provenances d'*Acacia raddiana*.

### Mots-clés :

ACACIA RADDIANA, DISTRIBUTION MYCORHIZIENNE, RHIZOBIUM, LÉGUMINEUSES ARBORESCENTES,  
CULTURE EN COULOIRS, SAHARA.

## Abstract

Soil cores were sampled from around four leguminous tree species in 10-year-old alley cropping plots at Thiénaba, Senegal. Samples were collected from five depths and at three distances from the trunk. To determine the inoculum potential of the soils, mycorrhizal bioassay was conducted in the greenhouse using millet seedling. Soil sampling was also conducted in the North (Tunisia) and the South (Senegal) of the Sahara desert. In order to test the effectiveness of rhizobial and mycorrhizal inocula, an experiment was conducted with *Prosopis juliflora*, *Prosopis chilensis* and two provenances of *Acacia raddiana*. For all plots, seedlings grown in soils from the surface (0-25 cm) were larger and formed higher levels of infection than those grown in soils from 25 to 50 cm depth. Mycorrhizal infection of the seedlings was greatest in soil from *Acacia raddiana* plots and, unlike the other tree species, also the greatest in soil collected near the tree. Mycorrhizal infection depended neither on climate nor on plant cover. In contrast, it decreased with soil disturbance. Inoculation test showed great variation between the tree species. However, nodulation and mycorrhizal infection of the two provenances of *Acacia raddiana* were similar.

### Keywords:

ACACIA RADDIANA, MYCORRHIZAL DISTRIBUTION, RHIZOBIUM, LEGUMINOUS TREE, ALLEY CROPPING, SAHARA

## Introduction

Il est universellement reconnu que les champignons mycorrhiziens contribuent efficacement à l'établissement et au maintien des arbres dans des conditions écologiques très contraignantes (LE TACON *et al.*, 1987). Certains arbres ne peuvent croître sans être associés à des champignons mycorrhiziens (JANOS, 1987). Les hyphes mycéliennes explorent un grand volume de sol et permettent ainsi aux plantes colonisées d'obtenir l'eau et les substances nutritives nécessaires à leur fonctionnement et à leur croissance. Elles seraient ainsi à l'origine de la plus grande tolérance à la sécheresse des plantes mycorrhizées par rapport aux plantes non mycorrhizées (NELSON, 1987). Cette tolérance est cependant liée à l'espèce de champignon mycorrhizien, notamment arbusculaire (CAM) associée à la plante (ALLEN et BOOSALIS, 1983). L'infection mycorrhizienne peut augmenter la surface et la concentration en P des feuilles, et réduire les substances carbonées de ces organes (HARRIS et PAUL, 1987) ou modifier le débit de l'exsudation de substances racinaires (LAHEURTE et BERTHELIN, 1986). Au niveau de la matière organique du sol, les CAM sont capables de minéraliser les phosphates organiques et de faire bénéficier les plantes associées du phosphore libéré (JAYACHANDRAN *et al.*, 1992). Ils permettent aux arbres de lutter contre certains facteurs adverses de l'environnement tels que les sols très acides et très alcalins, la salinité et la

présence de pathogènes (MARX, 1969 ; REEVES, 1987 ; DUCHESNE, 1993). Le rôle des CAM se traduit dans la rhizosphère par une série de modifications de la population de micro-organismes, de la composition des éléments nutritifs et de la structure du sol, et des interactions plantes-micro-organismes (INGHAM et MOLINA, 1991). Ainsi, l'étude des CAM est importante non seulement du fait du rôle direct qu'ils jouent sur les performances de l'arbre mais également à cause de leur contribution au fonctionnement de l'écosystème. La composition et le fonctionnement des associations endomycorhiziennes ont été surtout étudiés en conditions contrôlées avec des plantes isolées (BAREA, 1991 ; SHARMA *et al.*, 1996), les observations en conditions naturelles étant très limitées (BÂ *et al.*, 1996).

Dans la première partie de ce travail, la distribution des CAM a été étudiée dans un système agroforestier de Thiénaba (Sénégal). De plus, si la plupart des plantes sont mycorhizées (BRUNDRETT, 1991 ; SIEVERDING, 1991), le degré de leur infection par les CAM ainsi que le bénéfice procuré par ces champignons dépendent de la plante hôte et du milieu. Cette dépendance justifie l'étude du potentiel endomycorhizien d'échantillons de sol prélevés sous *Acacia raddiana*, *A. nilotica* et *Prosopis juliflora* qui a été décrite dans la deuxième partie de ce travail. Ainsi les CAM peuvent être affectés par plusieurs facteurs environnementaux adverses : feux, érosion, pratiques culturales, pesticides, changements de température du sol, engorgement et compaction des sols (ABBOTT et ROBSON, 1991 ; SIEVERDING, 1991 ; HABTE *et al.*, 1992). La troisième partie de ce travail a eu pour objet d'évaluer l'infection des racines d'*Acacia raddiana* par des CAM provenant de zones dégradées et non dégradées du nord (Tunisie) et du sud (Sénégal) du Sahara. L'évaluation de la double inoculation (par *Rhizobium* et CAM) et de la croissance de plants de deux provenances d'*A. raddiana* comparées à deux espèces de *Prosopis* dans un sol de pépinière a été réalisée dans la dernière partie.

## Matériel et méthodes

### **Distribution des champignons mycorhiziens arbusculaires**

Des plantations d'*A. raddiana*, *A. nilotica*, *A. senegal* et *P. juliflora* ont été effectuées il y a dix ans à la station expérimentale agroforestière de Thiénaba, située à 100 km de Dakar. Les caractéristiques chimiques du sol de la station sont présentées dans le tableau I. Les plants ont été installés en lignes distantes de 10 m avec un écartement de 2,50 m sur chaque ligne. La culture des lignes intercalaires en mil et en arachide a été réalisée en alternance séparée par une année de jachère.

Des prélèvements de sols ont été effectués à l'aide d'une tarière suivant deux transects de part et d'autre d'un arbre à 1 m, 2 m et 5 m du tronc. À chacun de ces points, les échantillons ont été prélevés à cinq profondeurs : 0-25 cm ; 25-50 cm ; 50-100 cm ; 100-200 cm et 200-300 cm. Cette dernière profondeur n'a été atteinte que pour le prélèvement à 1 m du tronc. Les prélèvements ont

▽ Tableau 1 – Caractéristiques chimiques  
des sols de Thiénaba prélevés sous *Acacia raddiana*, *Acacia nilotica*,  
*Acacia senegal* et *Prosopis juliflora*.

Espèces concernées	C total (g.kg <sup>-1</sup> )	N total (g.kg <sup>-1</sup> )	P total (g.kg <sup>-1</sup> )	K total (g.kg <sup>-1</sup> )	C/N
<i>Acacia tortilis</i>	1,74	0,26	0,07	0,20	6,8
<i>Acacia nilotica</i>	1,52	0,26	0,06	0,28	5,9
<i>Acacia senegal</i>	1,75	0,27	0,09	0,30	6,3
<i>Prosopis juliflora</i>	1,73	0,24	0,08	0,28	7,1

été répétés dans trois blocs expérimentaux. Au total 78 échantillons ont été prélevés sous chaque espèce. Ces échantillons ont été étudiés pour déterminer l'intensité de l'infection des racines par les champignons mycorhiziens présents dans le sol de Thiénaba et dénombrer les spores présentes.

## Détermination du potentiel mycorhizien du sol

Une expérience en pots a été conduite en serre pour déterminer le potentiel mycorhizien du sol d'un système agroforestier protégé à la station expérimentale de Thiénaba. 72 échantillons au total ont été prélevés à l'aide d'une tarière sous *A. raddiana*, *A. nilotica* et *P. juliflora* et placés délicatement dans des sachets en plastique pour éviter leur perturbation. Les prélèvements ont, à chaque fois, été réalisés en deux points distants de 1 m et 5 m de l'arbre et à deux profondeurs, 0-25 cm et 25-50 cm. Ils ont été répétés dans trois blocs, soit six répétitions avec les deux points de prélèvement pour chaque site. Les sols ont été mis ensuite dans des pots en plastique de 225 cm<sup>3</sup> placés en serre. Du mil a été semé dans les pots et les plants obtenus ont été élevés pendant quarante jours. La hauteur, la biomasse aérienne, la masse de matière fraîche des racines et l'infection endomycorhizienne des plants de mil ont été évaluées à la récolte.

## Estimation de l'infection des racines d'*A. raddiana* par les CAM

À la fin de l'expérience, les racines fines ont été colorées selon la procédure de PHILLIPS et HAYMAN (1970) modifiée. Ainsi, elles ont été lavées puis placées dans des tubes contenant une solution de KOH à 10 % et autoclavées à 120 °C pendant 10 minutes. Après plusieurs rinçages (au moins trois), les racines ont été recouvertes avec une solution de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> à 3 % pendant 10 minutes puis rincées avec de l'eau de robinet. Elles ont été ensuite acidifiées par agitation dans une solution contenant 500 ml de glycérol, 50 ml de HCl à 1 %, 450 ml d'eau et 0,05 % de bleu trypan. L'ensemble a été autoclavé à 120 °C pendant 10 minutes puis mis dans une solution de glycérol acidifié jusqu'à l'observation des racines.

Après coloration, les racines ont été coupées en fragments de 1 cm de long puis montées entre lames et lamelles selon la méthode de GIOVANNETTI et MOSSE

(1980) légèrement modifiée. Vingt fragments de chaque échantillon pris au hasard ont été placés par groupe de cinq sous le microscope. L'infection a été estimée successivement par le pourcentage du nombre de fragments colonisés par les CAM puis par le pourcentage de la longueur effectivement infectée de chaque fragment rapporté à sa longueur totale (intensité de l'infection).

### **Détermination de la population de spores de CAM**

L'extraction des spores des champignons endomycorhiziens a été effectuée selon la méthode du tamisage humide (DANIELS et SKIPPER, 1982). Des échantillons de sols ont été prélevés dans les points les moins perturbés de chaque site à l'aide d'une tarière. Le sol a été séché à l'air libre pendant 5 à 6 heures, puis tamisé avec un tamis de 20 cm de diamètre et 2 mm d'ouverture de maille. Un échantillon de 100 g de ce sol a été prélevé et mélangé avec 400 ml d'eau de robinet dans un erlenmeyer de 1000 ml. Ce mélange sol-eau a été agité pendant 1 minute, puis laissé à décanter pendant 15 secondes. Le surnageant a été filtré à travers un tamis de 20 cm de diamètre à mailles carrées de 45 µm d'ouverture.

Pour optimiser le rendement, cette étape de mise en suspension suivie de tamisage a été répétée au moins trois fois. Les particules de diamètre supérieur à 45 µm retenues dans le tamis ont été récupérées dans des tubes COREX de 25 ml. Ces tubes ont été soumis à une première centrifugation à 1 750 rpm pendant 5 minutes. À l'issue de la première centrifugation, le surnageant et les particules flottantes ont été éliminés. Les spores et les autres particules sédimentées au fond des tubes ont été reprises dans une solution de saccharose à 50 % (p/v). Le mélange « sédiments »-saccharose a été de nouveau centrifugé à 1 750 rpm pendant 15 secondes. Les spores et les particules restées en suspension dans la solution de saccharose ont été récupérées dans un tamis de 10 cm de diamètre et de 45 µm d'ouverture de mailles, puis rincées avec de l'eau de robinet avant d'être transférées dans de petits flacons. Les extraits ainsi obtenus ont été observés à la loupe binoculaire de type Nikon au grossissement 6,3 x 20.

### **Infection d'*A. raddiana* par les champignons endomycorhiziens des terres dégradées**

À la suite de plusieurs prospections effectuées au nord et au sud du Sahara, vingt-huit échantillons ont été prélevés dont douze en Tunisie et seize au Sénégal. Ces échantillons ont été prélevés soit sous *A. raddiana*, soit sous d'autres espèces, soit encore en dehors du couvert végétal. Les sols prélevés ont été mélangés à du sable stérilisé à l'autoclave puis répartis dans des sachets en polyéthylène à raison de 3 sachets par échantillon. Des graines d'*A. raddiana* ont été prétraitées à l'acide sulfurique concentré pendant 30 mn puis trempées dans de l'eau stérile pendant 1 h avant d'être semées dans les sachets précités. L'arrosage a été effectué régulièrement tous les jours avec de l'eau stérile. Les plants ont été élevés en serre pendant trois mois. L'infection a été estimée selon la procédure décrite supra.

## Inoculation de deux provenances d'*A. raddiana* et de deux espèces de *Prosopis* par les *Rhizobium* et CAM dans un sol de pépinière et effet sur la croissance des plantes hôtes

Deux provenances d'*A. tortilis* subsp. *raddiana* (Tunisie et Sénégal), *Prosopis juliflora* et *P. chilensis* ont été utilisées. Les graines de la provenance tunisienne d'*A. raddiana* ont été fournies par l'IRA Médénine, et les autres par l'ISRA Dakar. Après désinfection de ces graines par l'acide sulfurique concentré (voir supra), le semis a été réalisé directement dans des sachets plastiques contenant le sol de pépinière à raison d'une graine par sachet. La levée des semences a été bonne, en général. Les caractéristiques du sol de pépinière utilisé sont indiquées dans le tableau II. Afin de comparer les effets de la double inoculation des plants des différentes espèces et provenances sur leur croissance à la fin de leur séjour en pépinière, les plants ont été inoculés par dix-huit souches de *Rhizobium* à raison de quatre plants par souche. Ces souches de *Rhizobium* ont été isolées au Laboratoire de microbiologie forestière de l'ISRA à partir des sols prélevés au Sénégal.

▽ Tableau II – Caractéristiques physiques et chimiques du sol de pépinière.

Sables grossiers (200 à 2 000 µm) (%)	Sables fins (50 à 200µm) (%)	Limon (2 à 50 µm) (%)	Argile (< 2 µm) (%)	Matière org. (%)	pH (KCl)	C (%)	N total (%)
54,3	38,9	2,0	4,3	0,6	7,8	0,35	0,03
C/N	P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> total (%)	P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> ass. (%) (Méthode de Olsen-Dabin)	Ca ++ (%)	Mg ++ (%)	K + (%)	Na + (%)	bases totales
9,5	0,021	0,011	9,97	0,53	0,09	0,08	10,67

## Résultats et discussion

### Distribution des champignons arbusculaires dans le sol agroforestier de Thiénaba

Environ la moitié (47 %) des racines d'*A. raddiana*, *A. nilotica*, *A. senegal* et *P. juliflora* observées a été infectée par les CAM (tabl. III). Le pourcentage de racines infectées est cependant plus élevé chez *P. juliflora* (56 %) et *A. senegal* (50 %) que chez *A. raddiana* (44 %) et *A. nilotica* (39 %).

▽ Tableau III – Infection (%) des racines de quatre légumineuses arborescentes cultivées par des champignons mycorhiziens arbusculaires du sol de Thiénaba.

Espèces	Distance (m)	Profondeur (cm)					Moyenne partielle (1)	Moyenne totale (2)
		0-25	25-50	50-100	100-200	200-300		
<i>Acacia raddiana</i>	1	42	64	57	44	53	52	44b
	2,5	42	46	34	40	-	41	
	5	32	47	36	41	-	39	
<i>Acacia nilotica</i>	1	48	35	39	52	35	42	39b
	2,5	36	33	33	35	-	34	
	5	34	52	35	48	-	42	
<i>Acacia senegal</i>	1	68	69	47	44	26	51	50a
	2,5	64	43	37	24	-	42	
	5	74	67	52	37	-	58	
<i>Prosopis juliflora</i>	1	77	76	65	61	59	68	56a
	2,5	68	54	48	31	-	50	
	5	68	44	39	47	-	50	
Moyenne (3)		54,4	52,5	43,5	42,0	43,3		48

(1) Moyenne par espèce et par distance de prélèvement par rapport au tronc ;

(2) Moyenne par espèce et (3) Moyenne par profondeur de prélèvement.

Dans la dernière colonne, les moyennes suivies de la même lettre appartiennent à un même groupe homogène déterminé par le test de Newman-Keuls (au seuil de 5 %).

Aucune relation n'a été observée entre l'intensité d'infection des racines d'*A. raddiana* et *A. nilotica* par les CAM et la profondeur de prélèvement des sols. L'intensité d'infection endomycorhizienne a varié entre 32 et 64 %. Cette intensité d'infection a diminué chez *A. senegal* et *P. juliflora* avec la profondeur de prélèvement. Plus de 64 % des racines infectées chez ces espèces ont été prélevées entre 0 et 50 cm de profondeur. Quelle que soit l'espèce concernée, aucune relation n'a été observée entre la distance de prélèvement par rapport au tronc et l'intensité d'infection des racines. Cependant, un plus grand nombre des racines prélevées autour de 1 m des arbres a été infecté (53 %), alors qu'entre 2,5 et 5 m des arbres 42 à 47 % seulement des racines ont été colonisées par les CAM.

Le nombre des spores de CAM extraites du sol de Thiénaba régresse fortement avec la profondeur. En effet, il a été compté en moyenne 248 spores par 100 g de sol sec entre 0 et 25 cm de profondeur, contre seulement 8 spores entre 2 et 3 m de profondeur. En considérant séparément les espèces, le plus grand nombre de spores a été extrait sous *P. juliflora* pour l'ensemble des prélèvements (99 en moyenne) et le plus faible sous *A. senegal* (50 en moyenne) (tabl. IV). Il y a une augmentation du nombre de spores à mesure que l'on s'éloigne de l'arbre. En effet, sur l'ensemble des spores extraites, 23 % l'ont été à 1 m des arbres, 36 % à 2,5 m et 41 % à 5 m. Cette augmentation n'est pas cependant significative.

La plus grande infection endomycorhizienne observée chez *A. senegal* et *P. juliflora* peut s'expliquer par la richesse en phosphore total du sol prélevé sous ces deux espèces, comparativement à celui prélevé sous les deux autres espèces. Ce niveau

▽ Tableau IV – Répartition du nombre de spores de champignons mycorhiziens arbusculaires dans le sol de Thiénaba.

Espèces	Distance (m)	Profondeur (cm)					Moyenne partielle	Moyenne totale par espèce
		0-25	25-50	50-100	100-200	200-300		
<i>Acacia raddiana</i>	1	247 a	76 b	23 b	17 b	8 b	74,2	87,5
	2,5	281 a	63 b	21 b	11 b	-	94,0	
	5	297 a	49 b	19 b	12 b	-	94,3	
<i>Acacia nilotica</i>	1	260 a	57 b	22 b	11 b	9 b	71,8	79,9
	2,5	250 a	34 b	11 b	10 b	-	76,3	
	5	264 a	66 b	25 b	12 b	-	91,8	
<i>Acacia senegal</i>	1	42 a	27 ab	12 b	7 b	7 b	19,0	49,6
	2,5	137 a	60 b	14 b	7 b	-	54,5	
	5	207 a	70 b	13 b	11 b	-	75,3	
<i>Prosopis juliflora</i>	1	242 a	76 b	24 b	15 b	7 b	72,8	98,6
	2,5	282 a	33 b	11 b	8 b	-	108,5	
	5	364 a	65 b	17 b	12 b	-	114,5	
Moyenne		247,8	56,3	17,7	11,1	7,8		

Dans les colonnes, les moyennes suivies de la même lettre appartiennent à un même groupe homogène déterminé par le test de Newman-Keuls (au seuil de 5 %).

de phosphore total (83 à 85 ppm) est relativement faible et n'a pas diminué l'infection comme dans le cas de fortes teneurs (JENSEN et JAKOBSEN, 1980). Le plus faible niveau de P du sol (61 ppm) correspond à la plus faible intensité d'infection (39 %) endomycorhizienne dans cette étude, c'est-à-dire celle d'*A. nilotica*. (tabl. III). Il est à souligner que les résultats sur les relations entre les teneurs en P du sol et l'importance de l'infection endomycorhizienne des plantes croissant sur ce sol ne sont pas toujours concordants. En effet, le taux d'infection peut être réduit aussi bien dans des conditions de teneurs en P très faibles que dans des conditions de teneurs très élevées (KOIDE, 1991).

Bien que faible, le pourcentage d'infection des racines observées (39 à 56 %) est dans les limites des résultats observés pour la plupart des espèces végétales non inoculées des régions semi-arides d'Inde (MUKERJI et KAPOOR, 1986). L'inféctivité des CAM présents dans les sols peut être également évoquée pour expliquer les différences d'infection selon les plantes hôtes et surtout selon les niveaux de prélèvement. En effet, s'il y a une infection plus importante dans les sols prélevés entre 0 et 50 cm sous *A. senegal* et *P. juliflora* que dans ceux prélevés plus en profondeur, il n'en est pas de même sous *A. raddiana* et *A. nilotica*. Or, les propriétés physiques et chimiques des sols prélevés sous ces légumineuses ne sont pas très différentes. L'infection des racines des plantes hôtes serait ainsi liée plus à l'inféctivité des CAM qu'aux propriétés chimiques et physiques des sols de prélèvement, comme l'ont montré d'autres auteurs (KOSKE et HALVORSON, 1981).

L'observation des racines mycorhizées a montré la présence de différentes structures composant les CAM : hyphes, vésicules et arbuscules. La fréquence de ces structures est indépendante des niveaux et des lieux de prélèvement des

échantillons. Si les hyphes et vésicules ont été présentes dans tous les échantillons, il a été rarement trouvé des arbuscules qui sont considérés comme les principaux sites de passage du phosphore de l'endophyte à la plante hôte (HAYMAN, 1983).

Les structures précédentes peuvent dans certaines conditions ne pas être observables. C'est le cas, par exemple, sur les sols entièrement dénudés où aucune végétation n'est présente, après de longues périodes de sécheresse. C'est également le cas quand les racines sont si lignifiées qu'il est pratiquement impossible de distinguer les structures fongiques. Dans ces conditions, les spores demeurent les seules structures attestant de la présence des CAM au champ. Le nombre de spores (248) par 100 g de sol sec trouvé à la surface des sols prospectés (0-25 cm de profondeur) égale en moyenne celui trouvé par MUKERJI et KAPOOR (1986). JENSEN et JAKOBSEN (1980) ont obtenu plus de spores (360 en moyenne) à partir de parcelles expérimentales fertilisées. Par contre, JASPER *et al.* (1991) ont trouvé dans des sols de forêts, de landes et de pâturages respectivement 19, 10 et 96 spores par 100 g de sol sec. Le nombre de spores serait plus élevé si le sol de Thiénaba était plus argileux avec une teneur en P assimilable plus élevée ou un pH moins acide, comme l'ont suggéré certains auteurs (RATHORE et SINGH, 1995).

Nos résultats concernant les quatre légumineuses étudiées ont montré qu'il n'y a pas de relation entre le nombre de spores et l'intensité d'infection des racines, comme l'ont indiqué plusieurs auteurs (WALKER et MIZE, 1982 ; MUKERJI et KAPOOR, 1986). En effet, si le plus grand nombre de spores (98) a été trouvé sous *P. juliflora*, qui est aussi l'espèce la plus infectée (56 %), le plus faible nombre de spores (50) a été extrait sous *A. senegal*, pourtant infectée à 50 %. Selon JASPER *et al.* (1991), la faible relation entre la formation d'endomycorhizes et la quantité de propagules potentiels qu'ils ont isolés est due au fait que ces derniers n'étaient pas toujours viables et que certaines spores seraient à l'état de dormance. D'autres auteurs ont, par contre, trouvé une corrélation convenable dans des conditions souvent contrôlées, entre la population de spores et l'infection des racines (JENSEN et JAKOBSEN, 1980). Dans tous les cas, il est hasardeux de rapprocher l'activité infectieuse des CAM d'un sol donné au nombre de spores présentes dans ce sol. La sporulation peut dépendre de l'espèce de CAM, des caractéristiques du sol et des conditions climatiques.

Les spores isolées appartiennent aux principaux genres suivants : *Glomus*, *Gigaspora*, *Scutellospora*, *Acaulospora* et *Sclerocystis*. Le plus grand nombre de spores isolées appartient au genre *Scutellospora*, en particulier sous *A. raddiana*. Aucune variation du genre de CAM n'a été constatée en fonction de la distance à l'arbre ou de la profondeur des prélèvements de sol.

## Potentiel mycorhizien du sol de Thiénaba

La croissance du mil utilisé comme plante hôte a très peu varié selon les échantillons de sol sur lesquels il a été élevé. Il n'y a pas eu non plus d'effet significatif de la profondeur et de la distance de prélèvement des sols sous *A. nilotica* et *P. juliflora* sur la croissance et l'infection endomycorhizienne des jeunes plants de mil (tabl.V et fig. 1). Sous *A. raddiana*, seule l'infection endomycorhizienne a varié

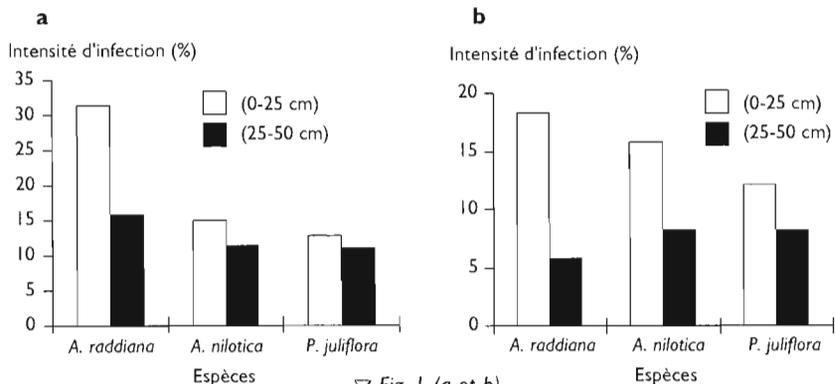
significativement selon la distance et la profondeur de prélèvement. En effet de 32 % à 1 m de l'arbre, l'infection a diminué jusqu'à 18 % à 5 m pour la profondeur 0-25 cm. Pour la profondeur 25-50 cm, l'infection est passée de 16 à 6 % pour les mêmes distances.

▽ Tableau V – Croissance du mil cultivé dans des sols de Thiénaba prélevés sous *Acacia raddiana* (Ar), *A. nilotica* (An) et *Prosopis juliflora* (Pj).

Distance (m)	Profondeur (cm)	Hauteur (cm.plant <sup>-1</sup> )			Biomasse aérienne (mg.plant <sup>-1</sup> )			Poids des racines (mg.plant <sup>-1</sup> )		
		Ar	An	Pj	Ar	An	Pj	Ar	An	Pj
1 m	0-25	14,2 ab	15,3 ab	13,5 ab	53,3 a	49,5 a	42,5 a	654,7 a	613,3 a	512,5 a
	25-50	11,0 b	10,8 b	12,2 ab	23,3 a	21,5 a	28,0 a	285,0 a	284,7 a	335,0 a
5 m	0-25	15,2 ab	16,0 a	13,8 ab	52,7 a	49,5 a	42,0 a	594,8 a	594,0 a	398,7 a
	25-50	13,0 ab	11,3 ab	12,0 ab	26,7 a	23,8 a	27,0 a	378,0 a	277,7 a	307,8 a

Dans les colonnes, les moyennes suivies de la même lettre appartiennent à un même groupe homogène déterminé par le test de Newman-Keuls (au seuil de 5 %).

Les principales caractéristiques chimiques des échantillons de sol prélevés sont données dans le tableau VI. Étant donné que le bénéfice tiré des CAM par les plantes hôtes est souvent lié à la nutrition minérale de ces dernières (BRUNDRETT, 1991), il est intéressant d'observer les résultats obtenus sur l'infection mycorhizienne en fonction de la teneur des sols en éléments nutritifs. Le niveau des principaux éléments (C, N, P et K) des sols prélevés montre que la fertilité entre 0 et 25 cm de profondeur est légèrement supérieure à celle observée entre 25 et 50 cm. Cette fertilité peut expliquer que la biomasse totale du mil est plus importante au niveau des sols prélevés en surface (fig. 1) ainsi que la stimulation de la capacité des CAM à infecter les racines de la plante hôte. Dans ce dernier cas, la teneur en C de la surface des sols, qui est plus grande que celle observée à 25-50 cm, doit représenter une source supplémentaire disponible pour la nutrition et le fonctionnement des CAM (GRAHAM *et al.*, 1991).



▽ Fig. 1 (a et b)

Intensité d'infection (%) des racines du mil inoculé avec des sols prélevés sous différentes espèces d'arbres (a : prélèvement à 1 m ; b : prélèvement à 5 m).

▽ Tableau VI – Caractéristiques chimiques des échantillons de sols prélevés à Thiénaba.

Espèces	Distance (m)	Profondeur (cm)	Eléments chimiques analysés				C/N
			C total (g.kg <sup>-1</sup> )	N total (g.kg <sup>-1</sup> )	P total (mg.kg <sup>-1</sup> )	K total (mg.kg <sup>-1</sup> )	
<i>Acacia raddiana</i>	1m	0-25	1,12	0,15	36	132	7,5
		25-50	0,83	0,14	33	93	5,9
	5m	0-25	1,17	0,13	35	190	9,0
		25-50	0,78	0,10	24	141	7,8
<i>Prosopis juliflora</i>	1m	0-25	0,97	0,06	44	122	16,2
		25-50	1,09	0,07	28	88	15,6
	5m	0-25	1,03	0,14	41	83	7,4
		25-50	0,95	0,14	31	107	6,8
<i>Acacia nilotica</i>	1m	0-25	1,10	0,17	34	112	6,5
		25-50	0,89	0,12	29	166	7,4
	5m	0-25	1,05	0,16	34	200	6,6
		25-50	0,68	0,13	15	176	5,2

Il est à noter que les pourcentages d'infection obtenus dans cette étude sont très faibles comparés à ceux généralement obtenus par d'autres auteurs tels que PLENCHETTE *et al.* (1989) qui ont utilisé des sols cinq fois plus riches (N, P et K) que les sols étudiés ici. Ces observations suggèrent la possibilité d'expérimenter l'inoculation des arbres dans le sol de Thiénaba avec des CAM à forte aptitude mycorhizogène, capables de contribuer à l'utilisation optimale des éléments nutritifs destinés aux plantes. La courte durée de l'expérience (40 jours) ajoutée aux basses températures (16-20 °C) relevées pendant la période expérimentale (décembre-janvier) ont probablement ralenti la croissance et l'infection des racines du mil. Il est également probable que la technique de prélèvement et le transport des échantillons de sol ont pu rompre le réseau mycélien des CAM et ainsi réduire le taux d'infection des racines malgré les précautions prises pour minimiser les perturbations de ces échantillons.

### **Diminution de l'infection endomycorhizienne d'*A. raddiana* dans les terres dégradées**

Les piégeages effectués à partir des 28 échantillons de sols utilisés ont montré que les zones prospectées contenaient toutes des champignons endomycorhiziens capables d'infecter les racines d'*A. raddiana*. Cette infection ne dépend ni des caractéristiques pédo-climatiques des zones prospectées, ni du couvert végétal sous lequel ont été prélevés les sols. Par contre, les perturbations du milieu semblent réduire l'infection endomycorhizienne des plantes hôtes (POWELL, 1980 ; MOORMAN et REEVES, 1979 ; ALLEN et ALLEN, 1981 ; HABTE, 1989 ; CUENCA et LOVERA, 1992).

Huit des seize échantillons de sol prélevés au Sénégal contenaient des CAM capables d'infecter au moins 50 % des racines de la plante hôte (tabl.VII). Ces sols

ont été prélevés dans des zones géographiques très différentes du point de vue édaphique (humidité, pH, teneur en N, P et en sels du sol) (tabl. VIII). Par ailleurs, un même sol peut renfermer des CAM infectant *A. raddiana* avec des pourcentages différents (15 et 31 %). Sept des douze sols prélevés en Tunisie renfermaient des CAM infectant la plante hôte à plus de 75 % (tabl. IX). Pourtant leurs zones d'origine sont très distantes et leurs caractéristiques différentes les unes des autres.

▽ Tableau VII – Intensité d'infection (I) des racines d'*A. raddiana* cultivé dans des sols du Sénégal.

<b>Sols</b>	<b>23S7</b>	<b>14S1</b>	<b>47S1</b>	<b>51S1</b>	<b>23S3</b>	<b>27S5</b>	<b>43S1</b>	<b>16S3</b>
I (%)	15 d	27 cd	29 cd	30 cd	31 cd	36 cd	45 c	48 c
<b>Sols</b>	<b>61S1</b>	<b>52S1</b>	<b>57S1</b>	<b>36S1</b>	<b>12S1</b>	<b>48S1</b>	<b>65S1</b>	<b>60S1</b>
I (%)	75 b	85 a	85 a	88 a	96 a	98 a	99 a	100 a

Les moyennes suivies de la même lettre appartiennent à un même groupe homogène déterminé par le test de Newman-Keuls (au seuil de 5 %).

▽ Tableau VIII – Caractéristiques physiques et chimiques des sols prélevés au Sénégal.

<b>Sols</b>	<b>12S</b>	<b>14S</b>	<b>16S</b>	<b>23S</b>	<b>27S</b>	<b>48S</b>	<b>51S</b>	<b>52S</b>	<b>57S</b>	<b>60S</b>	<b>65S</b>
pH (KCl)	4,6	6,1	8,7	5,6	4,5	3,9	4,7	4,1	5,0	6,9	8,4
C (%)	2,19	2,42	1,19	4,01	2,87	6,20	5,55	6,21	14,42	8,27	3,21
N (%)	0,29	0,29	0,15	0,47	0,27	0,54	0,51	0,61	1,07	0,79	0,46
Pt (ppm)	197	108	137	218	47	101	86	112	118	121	782
EC* (mS20 °C)	0,055	0,041	0,055	0,036	0,016	0,022	0,023	0,025	0,032	0,132	0,136

\* Conductivité électrique à l'extrait 1/5.

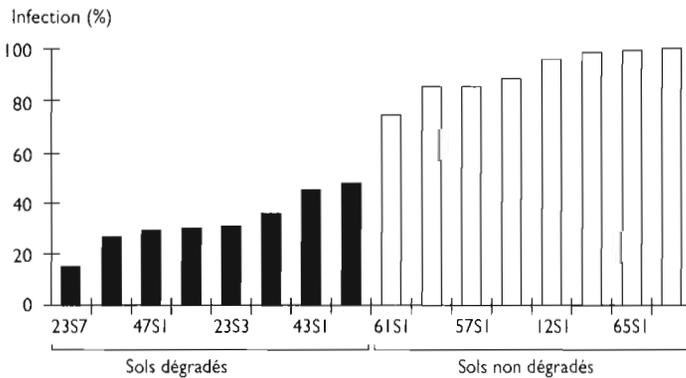
▽ Tableau IX – Intensité d'infection (I) des racines d'*A. raddiana* cultivé dans douze sols de Tunisie.

<b>Sols</b>	<b>S20</b>	<b>S5</b>	<b>S21</b>	<b>S23</b>	<b>S34</b>	<b>S24</b>	<b>S25</b>	<b>S27</b>	<b>S29</b>	<b>S26</b>	<b>S1</b>	<b>S33</b>
I (%)	35 d	37 d	40 d	45 d	68 c	78 bc	84 bc	87 bc	88 bc	91 ab	99 a	100 a

Les moyennes suivies de la même lettre appartiennent à un même groupe homogène déterminé par le test de Newman-Keuls (au seuil de 5 %).

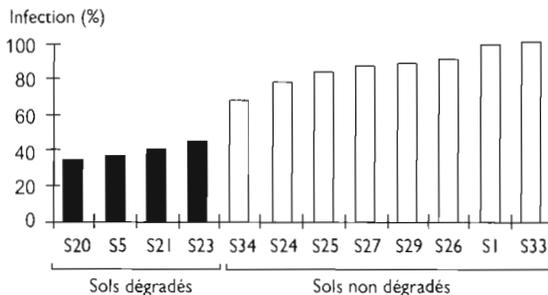
Concernant le couvert végétal, les sols tels que 12S1 et 65S1 prélevés au Sénégal sous *A. nilotica* et *A. raddiana* ont entraîné pratiquement les mêmes pourcentages d'infection (96 et 99 % respectivement). Les sols prélevés en Tunisie sous *Retama raetam* (S5) contenaient des CAM qui ont infecté *A. raddiana* avec des taux variant entre 37 et 97 %. Soulignons que les sols prélevés sous la plante hôte, *A. raddiana*, n'ont pas toujours été à l'origine des plus fortes infections.

L'effet des perturbations du milieu sur l'infection endomycorhizienne a été montré à partir des sols prélevés aussi bien au nord qu'au sud du Sahara. Les sols du Sénégal qui ont été à l'origine des plus faibles infections endomycorhiziennes (< 50 %) correspondent généralement à ceux qui ont été les plus soumis à l'occupation humaine, à l'érosion éolienne ou hydrique forte. Par contre, les sols protégés, les anciennes jachères, les zones forestières, les stations expérimentales ou tout simplement les zones délaissées par les populations présentaient au moins 75 % d'infection racinaire (fig. 2). Les sols de Tunisie soumis à une forte érosion éolienne, les dunes sahariennes, les sols perturbés par l'occupation humaine et les versants érodés des Matmatas ont été à l'origine des infections endomycorhiziennes les plus faibles (35 à 45 %). Au niveau des zones non ou peu perturbées comme les parcs, les sols sous couvert arboré et l'oasis de Gabès, les CAM ont infecté entre 78 et 100 % des racines d'*A. raddiana* (fig. 3). La faible infectivité des CAM des zones érodées peut aussi s'expliquer par la perte des surfaces arables où ont lieu la plupart des activités biologiques (POWELL, 1980). La diminution des populations mycorhiziennes peut non seulement entraîner une faible infection racinaire, mais également perturber la bonne croissance des plantes hôtes (MOORMAN et REEVES, 1979). De même, nous avons pu observer que certaines pratiques culturales pouvaient altérer l'infection par les CAM, comme l'ont souligné aussi certains auteurs (ABBOTT et ROBSON, 1991).



▽ Fig. 2

*Infection endomycorhizienne d'Acacia raddiana à partir des sols du Sénégal.*



▽ Fig. 3

*Infection endomycorhizienne d'Acacia raddiana à partir des sols de Tunisie.*

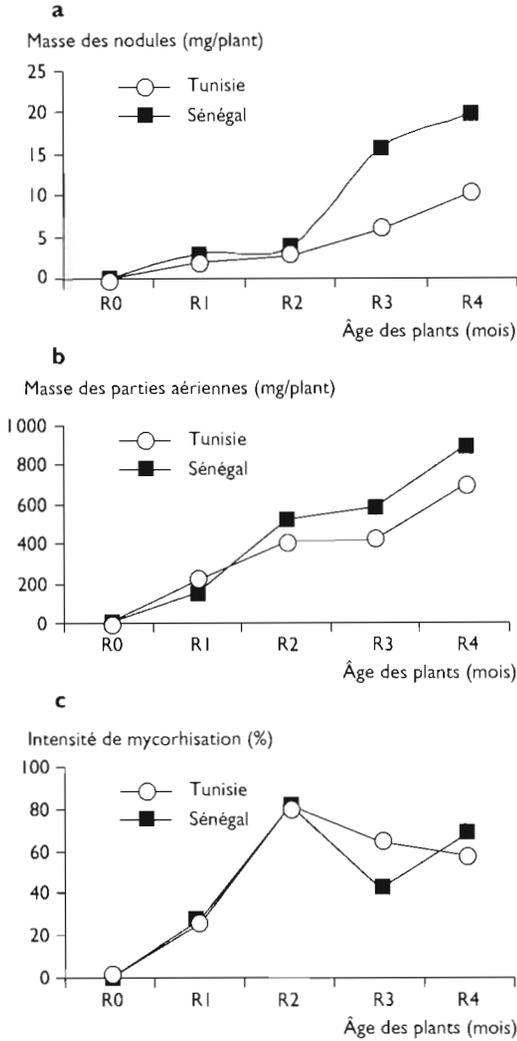
Le mécanisme de la perte ou de la diminution de l'infection des racines n'est pas très clair. Il peut être dû soit à une destruction physique des propagules des CAM, soit au fait que les perturbations du sol exposent ces derniers aux conditions de sol défavorables à leur germination ou à la colonisation des racines par leur mycélium (JASPER *et al.*, 1987; JASPER *et al.*, 1989 a). La destruction des propagules peut entraîner, par exemple, une rupture des hyphes conduisant à une diminution de l'absorption de phosphore (FAIRCHILD et MILLER, 1988) chez le maïs. Certains échantillons de sol ont été prélevés dans des endroits très secs. Malgré cela, les CAM présents dans ces endroits ont pu infecter les racines d'*A. raddiana* comme ceux issus d'endroits relativement plus humides. Cette observation montre que certains CAM peuvent garder leur pouvoir infectieux quand le sol devient sec, comme l'ont constaté JASPER *et al.* (1989 b).

Dans les programmes de réhabilitation, il est important de réintroduire des plants capables de s'associer rapidement à des CAM pour rétablir l'équilibre de l'écosystème végétal. La présence de plantes herbacées peut favoriser le développement d'un grand nombre de racines mycorhizées et de spores de CAM dans le sol, constituant ainsi une réserve de propagules. Étant donné que, dans le sol, les CAM prolifèrent surtout grâce à la croissance du mycélium externe qui passe d'une racine infectée à une racine non infectée (WARNER et MOSSE, 1983), les racines mycorhizées de ces plantes herbacées constituent un inoculum potentiel pour les arbres transplantés au champ. Il a été montré que l'ineffectivité des CAM est généralement moins affectée par les perturbations du sol lorsque ce dernier renferme un grand nombre de spores et de racines mycorhizées (JASPER *et al.*, 1991).

La perte des propriétés physiques et chimiques est souvent évoquée pour caractériser l'état de dégradation des sols, surtout dans les régions tropicales. Étant donné le rôle qu'ils jouent dans l'établissement et le fonctionnement de la plante, les micro-organismes en général et les CAM en particulier doivent être pris en compte dans cette caractérisation. Dans le cas d'une réhabilitation avec des légumineuses, il est important de compléter la réintroduction des CAM par celle de *Rhizobium* appropriés. Le nombre et la qualité de ces derniers peuvent être affectés aussi par certains facteurs de dégradation (HABTE et EL-SWAIFY, 1991).

### **Effet de l'inoculation par les *Rhizobium* sur deux provenances d'*Acacia raddiana***

Les piégeages effectués avec *A. raddiana* Tunisie et *A. raddiana* Sénégal ont donné des résultats semblables concernant la nodulation, la mycorhization et la production de biomasse aérienne (fig. 4). La nodulation des plants a commencé dès le premier mois de séjour en serre avec cependant très peu de nodules par plant (1 à 2 mg). Le poids des nodules a augmenté progressivement pour atteindre plus de 10 mg par plant avec les deux provenances à la fin de l'expérience. L'intensité de mycorhization des plants a été pratiquement identique d'une provenance d'*A. raddiana* à l'autre. Le pourcentage d'infection des racines a atteint 64 à 69 %, en fin d'expérience. Le poids des parties aériennes est passé de 152 mg à 900 mg par plant avec *A. raddiana* Sénégal, et de 216 mg à 700 mg avec *A. raddiana* Tunisie.



▽ Fig. 4

Variation du poids des nodules (a), du poids des parties aériennes (b) et de l'intensité de mycorhisation (c) de deux provenances d'*Acacia raddiana*.

Les tests d'inoculation de *Rhizobium* effectués sur les mêmes provenances d'*A. raddiana* et aussi sur *P. juliflora* et *P. chilensis* à partir du sol de pépinière non stérilisé ont donné des résultats très variables selon les facteurs étudiés :

- Nodulation : l'effet de l'inoculation sur la nodulation a été évalué en mesurant le poids sec des nodules récoltés à la fin de l'expérience. D'une manière générale, très peu de souches de *Rhizobium* ont entraîné une nodulation supérieure à celle obtenue avec les plants non inoculés. Sur l'ensemble des souches utilisées, le poids sec des nodules obtenus avec *A. raddiana* était plus faible (19 à 22 en moyenne par plant) que celui observé avec *Prosopis* (79 à 141). D'autre part, ce poids était à peu près le même chez les deux provenances d'*A. raddiana* (tabl. X).

▽ Tableau X – Matière sèche (mg) de nodules par plant de quatre légumineuses arborescentes inoculées avec dix-huit souches de Rhizobium.

Plantes hôtes	Souches de Rhizobium																		T	Moy.
	GPI	GP2	GP27	GP39	GP47	GP49	GPa49	Pa20	Pa44	Pc45	Pj34	Pj36	Pj37	Pj38	Pj39	Pj41	Pj42	Pj43		
<i>Prosopis juliflora</i>	142	131	239	161	64	190	157	205	85	231	150	137	167	83	117	102	135	76	112	141
<i>Prosopis chilensis</i>	99	63	108	52	80	65	70	100	66	75	89	101	82	100	53	75	57	60	110	79
<i>Acacia raddiana</i> « Sénégal »	44	21	21	24	16	12	16	10	28	9	34	21	9	12	14	30	29	35	30	22
<i>Acacia raddiana</i> « Tunisie »	32	6	15	22	15	19	6	18	16	22	38	21	22	25	21	8	3	31	15	19

(T : témoin non inoculé).

▽ Tableau XI – Activité réductrice d'acétylène (ARA) en nmoles de  $C_2H_2$  par heure et par plant de quatre légumineuses arborescentes inoculées avec dix-huit souches de Rhizobium.

Plantes hôtes	Souches de Rhizobium																		T	Moy.
	GPI	GP2	GP27	GP39	GP47	GP49	GPa49	Pa20	Pa44	Pc45	Pj34	Pj36	Pj37	Pj38	Pj39	Pj41	Pj42	Pj43		
<i>Prosopis juliflora</i>	805	1355	363	218	963	578	262	752	229	284	1850	3374	480	66	1213	850	1622	539	809	927
<i>Prosopis chilensis</i>	389	330	894	458	364	301	567	375	355	811	820	376	902	471	414	575	681	393	809	541
<i>Acacia raddiana</i> « Sénégal »	253	35	122	113	116	145	35	58	17	61	87	209	46	34	61	109	131	157	65	98
<i>Acacia raddiana</i> « Tunisie »	70	41	61	140	66	153	81	122	221	87	128	52	64	122	157	128	88	144	70	105

(T : témoin non inoculé).

▽ Tableau XII – Masse de matière sèche (g/plant) des parties aériennes de quatre légumineuses arborescentes inoculées avec dix-huit souches de Rhizobium.

Plantes hôtes	Souches de Rhizobium																		T	Moy.
	GP1	GP2	GP27	GP39	GP47	GP49	GPa49	Pa20	Pa44	Pc45	Pj34	Pj36	Pj37	Pj38	Pj39	Pj41	Pj42	Pj43		
<i>Prosopis juliflora</i>	3,2	3,2	3,0	2,2	2,4	2,7	2,7	3,1	2,5	3,3	3,0	3,3	2,9	1,8	2,6	2,4	3,0	2,5	3,4	2,8
<i>Prosopis chilensis</i>	4,4	3,2	3,9	3,0	3,8	3,2	3,8	3,4	3,6	3,7	3,8	3,6	3,4	3,9	3,7	3,1	3,9	3,8	3,5	3,6
<i>Acacia raddiana</i> « Sénégal »	1,5	1,1	1,6	1,7	1,1	1,2	1,1	0,9	1,7	1,3	1,0	1,3	1,3	0,8	1,6	1,3	2,0	1,7	2,0	3,4
<i>Acacia raddiana</i> « Tunisie »	2,0	1,5	1,9	2,1	1,7	1,6	0,9	1,6	0,8	1,5	1,8	1,9	2,3	1,7	1,8	0,7	1,4	2,1	1,3	1,6

(T : témoin non inoculé).

▽ Tableau XIII – Masse de matière fraîche des racines (g/plant) de quatre légumineuses arborescentes inoculées avec dix-huit souches de Rhizobium.

Plantes hôtes	Souches de Rhizobium																		T	Moy.
	GP1	GP2	GP27	GP39	GP47	GP49	GPa49	Pa20	Pa44	Pc45	Pj34	Pj36	Pj37	Pj38	Pj39	Pj41	Pj42	Pj43		
<i>Prosopis juliflora</i>	3,5	5,0	6,8	4,9	4,5	4,9	5,4	4,0	4,1	5,2	4,3	3,5	4,3	3,2	4,5	4,0	5,3	3,9	3,4	4,5
<i>Prosopis chilensis</i>	9,3	7,4	9,2	6,1	6,8	7,3	7,4	8,02	6,8	8,4	8,5	8,7	6,9	7,7	8,3	5,9	8,7	8,2	6,4	7,7
<i>Acacia raddiana</i> « Sénégal »	3,4	3,0	4,6	4,3	2,8	4,5	3,3	2,9	4,8	3,7	3,4	2,7	3,7	2,8	2,9	3,4	4,1	4,0	4,5	3,6
<i>Acacia raddiana</i> « Tunisie »	5,1	4,4	4,9	4,0	4,0	4,5	4,0	4,4	3,3	4,0	3,8	4,6	5,6	4,5	3,5	3,5	3,8	5,1	4,4	4,3

(T : témoin non inoculé).

∨ Tableau XIV – Intensité de mycorhization (%)  
par plant de quatre légumineuses arborescentes inoculées avec dix-huit souches de Rhizobium.

Plantes hôtes	Souches de Rhizobium																			
	GPI	GP2	GP27	GP39	GP47	GP49	GPa49	Pa20	Pa44	Pc45	Pj34	Pj36	Pj37	Pj38	Pj39	Pj41	Pj42	Pj43	T	Moy.
<i>Prosopis juliflora</i>	48	56	52	60	66	46	40	59	50	50	41	51	56	66	49	49	64	54	55	53
<i>Prosopis chilensis</i>	92	86	84	90	76	79	84	73	71	61	76	68	59	71	79	83	85	68	63	76
<i>Acacia raddiana</i> « Sénégal »	65	83	47	48	71	52	43	56	48	57	79	77	56	53	76	77	56	68	63	62
<i>Acacia raddiana</i> « Tunisie »	78	44	48	40	53	49	57	61	44	47	43	48	48	39	65	64	66	51	40	52

(T : témoin non inoculé).

- Fixation d'azote : l'activité réductrice d'acétylène (ARA) a été à peu près la même pour les deux provenances d'*A. raddiana* si l'on considère la moyenne obtenue avec l'ensemble des souches de *Rhizobium*. En effet, de 98 nmoles de  $C_2H_2$  par plant pour *A. raddiana* Sénégal, on est passé à 105 nmoles pour *A. raddiana* Tunisie. Ces valeurs sont au moins cinq fois plus faibles que celles obtenues avec *P. chilensis* (541 nmoles) et neuf fois plus faibles que celles obtenues avec *P. juliflora* (927 nmoles) (tabl. XI).
- Biomasse aérienne : les moyennes des masses de matière sèche des parties aériennes des deux provenances d'*A. raddiana* ont été respectivement 1,37 g pour celle du Sénégal et 1,61 g pour celle de Tunisie. Elles ont été plus faibles que celles obtenues aussi bien avec *P. juliflora* (2,8 g) qu'avec *P. chilensis* (3,6 g) (tabl. XII).
- Biomasse des racines : pour l'ensemble des souches de *Rhizobium*, *P. chilensis* a montré une prolifération de racines plus importante (7,7 g par plant en moyenne) que celle observée pour les autres espèces. *A. raddiana* Sénégal présentait un poids racinaire moindre (3,6 g) que *A. raddiana* Tunisie (4,3 g) et *P. juliflora* (4,5 g) (tabl. XIII).
- Mycorhization : l'expérience a montré que le sol de pépinière utilisé contenait des champignons endomycorhiziens capables d'infecter les racines des quatre légumineuses étudiées (tabl. XIV). L'intensité de mycorhization des racines a ainsi dépassé 50 %. Les plants les plus mycorhizés ont été en général ceux de *P. chilensis* (76 %) suivis de ceux d'*A. raddiana* Sénégal (62 %).

Les deux provenances d'*A. raddiana* peuvent être considérées comme équivalentes en ce qui concerne leur aptitude à s'associer aux micro-organismes du sol. En effet, elles ont montré une nodulation et une endomycorhization très proches à partir du sol de pépinière utilisé. Ce sol contient une ou plusieurs souches de *Rhizobium* capables de les noduler dès le premier mois de leur culture. Les courbes de nodulation de ces provenances obtenues lors des piégeages sont pratiquement identiques. De même, le sol de piégeage contient des CAM capables d'infecter les racines des deux provenances avec pratiquement le même pourcentage (26 à 69 %), même si le développement de l'infection mycorhizienne dépend du temps de séjour des plantes dans le sol (PUPPI et RIESS, 1987). Si le taux de mycorhization est relativement faible après un mois de séjour en pépinière, il dépasse rapidement celui rencontré habituellement chez les arbres adultes d'*A. raddiana* au champ. Par exemple, INGLEBY *et al.* (1996) ont trouvé un taux de mycorhization de 31 % chez *A. raddiana* âgé de 10 ans. Cependant, selon certains travaux, il n'est pas nécessaire que le niveau d'infection soit très élevé pour être bénéfique à la plante, au moins dans les régions semi-arides. MOORE (1988) a montré qu'au-delà de 12 % de colonisation, les avantages tirés par la plante hôte ne sont plus sensibles. Contrairement à la nodulation et à la mycorhization, la biomasse aérienne obtenue au cours du piégeage est légèrement différente selon les provenances d'*A. raddiana*. Elle était en moyenne de 541 mg par plant pour la provenance sénégalaise et de 445 mg pour la provenance tunisienne.

L'inoculation avec les différentes souches de *Rhizobium* a confirmé les réponses très proches des deux provenances d'*A. raddiana* à l'association avec les symbiotes du sol de pépinière. C'est ainsi que la masse des nodules, des parties aériennes

et des racines, l'activité réductrice d'acétylène et l'intensité de mycorhization des provenances ont été pratiquement les mêmes. Les masses des nodules et des parties aériennes et l'activité fixatrice d'azote des provenances d'*A. raddiana* ont été inférieures à celles des deux espèces de *Prosopis* étudiées. Elles ont été inférieures également à celles trouvées par CORNET et DIEM (1982) chez *A. raddiana* cultivé sur sol stérile. La masse des racines et l'intensité de mycorhization d'*A. raddiana* ont été toutes proches de celles de *P. juliflora* mais inférieures à celles de *P. chilensis*.

Il est à noter que dans la plupart des traitements, la nodulation et la fixation d'azote n'ont pas été différentes de celles des plants non inoculés. Cela peut être attribué soit à l'ineffectivité des souches de *Rhizobium*, soit à leur manque de compétitivité vis-à-vis des souches du sol de pépinière. De plus, les multiples interactions entre les micro-organismes du sol peuvent modifier la réponse des plantes hôtes à l'inoculation (INGHAM et MOLINA, 1991). Une meilleure réponse à l'inoculation par *Rhizobium* pourrait être obtenue avec une inoculation supplémentaire de CAM. En effet, des CAM effectifs peuvent augmenter la croissance des jeunes plants en améliorant significativement leur nodulation, leur ARA et leur concentration en éléments nutritifs tels que le phosphore et l'azote (DE LA CRUZ et al., 1988).

Le gain de croissance est encore plus intéressant dans le cas où l'inoculation a lieu dans des sols dégradés ou déficients en phosphore (JASPER et al., 1989 ; KOIDE, 1991) ou en conditions de stress hydrique (MICHELSEN et ROSENDAHL, 1990). Néanmoins, soulignons que les besoins en inoculation des plantes hôtes varient et qu'ils doivent être prouvés avant toute recommandation dans ce sens (HABTE et TURK, 1991).

## Conclusion

L'étude sur l'écologie des champignons endomycorhiziens a montré que leur distribution spatiale varie selon le type de propagules considéré. Aucune relation n'a été observée entre l'intensité d'infection des racines d'*A. raddiana* et *A. nilotica* par les CAM et la profondeur de prélèvement des sols. Par contre, cette intensité d'infection a diminué chez *A. senegal* et *P. juliflora* avec la profondeur. Aucune relation n'a été observée cependant entre la distance de prélèvement par rapport au tronc et l'intensité d'infection des racines quelle que soit l'espèce concernée. Le nombre de spores de CAM extrait du sol de Thiénaba régresse fortement avec la profondeur. De 248 spores par 100 g de sol sec prélevé entre 0 et 25 cm, ce nombre est tombé à 8 spores entre 2 et 3 m. Le plus grand nombre de spores a été extrait sous *P. juliflora* et le plus faible sous *A. senegal*. Il y a une augmentation du nombre de spores à mesure que l'on s'éloigne de l'arbre.

L'effet des perturbations du milieu sur l'infection endomycorhizienne a été montré à partir des sols prélevés aussi bien au nord qu'au sud du Sahara. Cette infection

ne dépend ni des caractéristiques géoclimatiques des zones prospectées, ni du couvert végétal sous lequel ont été prélevés les sols. Par contre, la dégradation du milieu réduit l'infection des plantes hôtes par les CAM.

Les tests d'inoculation par *Rhizobium* et l'étude de l'infection endomycorhizienne effectués en pépinière sur *P. juliflora*, *P. chilensis* et les provenances de Tunisie et du Sénégal d'*A. raddiana*, ont donné des résultats très variables selon les facteurs étudiés. Les deux provenances d'*A. raddiana* peuvent être cependant considérées comme équivalentes en ce qui concerne leur aptitude à s'associer aux micro-organismes du sol. En effet, elles ont montré une nodulation et une endomycorhization très proches du début à la fin de leur croissance en pépinière.

Dans les programmes de réhabilitation des terres dégradées, il est important de réintroduire des plantes capables de s'associer rapidement à des CAM pour rétablir l'équilibre de l'écosystème végétal. La présence de plantes herbacées peut favoriser le développement d'un grand nombre de racines mycorrhizées et de spores de CAM dans le sol, constituant ainsi une réserve de propagules.

## Auteurs

### O. Diagne

Institut sénégalais de recherches agricoles,  
DRPF,  
BP 2312, Dakar, Sénégal

### K. Ingleby

Centre for Ecology and Hydrology,  
Bush Estate, Penicuik, Midlothian,  
EH26 0QB, UK

## Références bibliographiques

### ABBOTT L. K., ROBSON A. D.,

1991 – « Field management of VA mycorrhizal fungi ». In Keister D. L., Cregan P. B., eds : *The rhizosphere and plant growth* : 335-362.

### ALLEN M. F., BOOSALIS M. G.,

1983 – Effects of two species of VA mycorrhizal fungi on drought tolerance of winter wheat. *New Phytol.*, 93 : 67-76.

### ALLEN O. N., ALLEN E. K.,

1981 – *The leguminosae: a source Book of Characteristics, Uses, and Nodulation*. Madison, University of Wisconsin Press, 812 p.

### BÂ A. M., DALPE Y.,

GUSSOU T.,  
1996 – Les glomales d'*Acacia holosericea* et d'*Acacia mangium*. *Bois et Forêts des Tropiques*, 250 : 5-18.

### BAREA J. M.,

1991 – Vesicular-arbuscular mycorrhizae as modifiers of soil fertility. *Advances in Soil Science*, 15 : 1-40.

### BRUNDRETT M.,

1991 – « Mycorrhizas in natural ecosystems ». In Begon M., Fitter A. H., eds : *Advances in Ecological Research*, London, A. Macfadyen, Academic Press, 21 : 171-313.

**CORNET F., DIEM H. G.,**

1982 – Étude 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 raddiana*.

*Bois et Forêts des Tropiques*, 198 : 3-15.

**CUENCA G., LOVERA M.,**

1992 – Vesicular-arbuscular mycorrhizae in disturbed and revegetated sites from La Gran Sabana, Venezuela.

*Can. J. Bot.*, 70 : 73-79.

**DANIELS B. A., SKIPPER H. D.,**

1982 – « Methods for the recovery and quantitative estimation of propagules from soil ». In Schenk N. C., ed. : *Methods and principles of mycorrhizal research*, St Paul, Minnesota, American Phytopathological Soc. : 37-45.

**DE LA CRUZ R. E., MANALO M. Q.,  
AGGANGAN N. S., TAMBALO J. D.,**

1988 – Growth of three legume trees inoculated with VA mycorrhizal fungi and *Rhizobium*. *Plant and Soil*, 108 : 111-115.

**DUCHESNE L. C.,**

1993 – « Ectomycorrhizal fungi and the control of root diseases ». In : *Mycorrhiza News. Quarterly newsletter of Mycorrhiza Network, Asia*, New Delhi, India, Tata Energy Research Institute, 5 (2) : 1-5.

**FAIRCHILD G. S., MILLER M. H.,**

1988 – Vesicular-arbuscular mycorrhizas and the soil-disturbance induced reduction of nutrient absorption in maize. II. Development of the effect *New Phytol.*, 110 : 75-84.

**GIOVANNETTI M., MOSSE B.,**

1980 – An evaluation of techniques for measuring vesicular-arbuscular mycorrhizal infection in roots. *New Phytol.*, 84 : 489-500.

**GRAHAM J. H., EISENSTAT D. M.,  
DROUILLARD D. L.,**

1991 – On the relationship between a plant's mycorrhizal dependency and rate of vesicular-arbuscular mycorrhizal colonization. *Functional Ecology*, 5 : 773-779.

**HABTE M.,**

1989 – Impact of simulated erosion on the abundance and activity of indigenous vesicular-arbuscular mycorrhizal endophytes in an oxisoi. *Biol. Fertil. Soils*, 7 : 164-167.

**HABTE M., EL-SWAIFY S. A.,**

1991 – Abundance and Activity of Indigenous Rhizobial Populations in an Oxisoi Subjected to Simulated Erosion. *Arid Soil Research and Rehabilitation*, 5 : 155-165.

**HABTE M., TURK D.,**

1991 – Response of two species of *Cassia* and *Gliricidia sepium* to vesicular-arbuscular mycorrhizal infection. *Commun. Soil Sci. Plant Anal.*, 22 (17-18) : 1861-1872.

**HABTE M., AZIZ T.,**

**YUEN J. E.,**

1992 – Residual toxicity of soil-applied chlorothalonil on mycorrhizal symbiosis in *Leucaena leucocephala*. *Plant and Soil*, 140 : 263-268.

**HARRIS D., PAUL E. A.,**

1987 – « Carbon requirements of vesicular-arbuscular mycorrhizae ». In Safir G. R., ed. : *Ecophysiology of VA Mycorrhizal Plants*, CRC Press, Boca Raton, FL, USA : 93-106.

**HAYMAN D. S.,**

1983 – The physiology of vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Can. J. Bot.*, 61 : 944-963.

**INGHAM E. R., MOLINA R.,**

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

**INGLEBY K., DIAGNE O.,**

**DEANS J. D., LINDLEY D. K.,**

**NEYRA M., DUCOUSSO M.,**

1996 – Distribution of roots, arbuscular mycorrhizal colonization and spores around fast-growing tree species in Senegal. *Forest Ecology and Management*, 90 : 19-27.

**JANOS D. P.,**

1987 – « Mycorrhiza applications in tropical forestry: are temperate zone approaches appropriate ? »  
*In : Trees and Mycorrhiza*, Proceedings of the Asian Seminar, Kuala Lumpur, 13-17 April 1987, Ed. F. S. P. Ng : 133-188.

**JASPER D. A., ABBOTT L. K.,**

**ROBSON A. D.,**  
1987 – The effect of surface minning on the infectivity of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *Aust. J. Bot.*, 35 : 641-652.

**JASPER D. A., ABBOTT L. K.,**

**ROBSON A. D.,**  
1989 a – Soil disturbance reduces the infectivity of external hyphae of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytol.*, 112 : 93-99.

**JASPER D. A., ABBOTT L. K.,**

**ROBSON A. D.,**  
1989 b – Hyphae of a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus maintain infectivity in dry soil, except the soil is disturbed. *New Phytol.*, 112 : 101-107.

**JASPER D. A., ABBOTT L. K.,**

**ROBSON A. D.,**  
1991 – The effects of soil disturbance on vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in soils from different vegetation types. *New Phytol.*, 118 : 471-476.

**JAYACHANDRAN K., SCHWAB A. P.,**

**HETRICK B. A. D.,**  
1992 – Mineralization of organic phosphorus by vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *Soil. Biol. Biochem.*, 24 (9) : 897-903.

**JENSEN A., JAKOBSEN I.,**

1980 – The occurrence of vesicular-arbuscular mycorrhiza in barley and wheat grown in some Danish soils with different fertilizer treatments. *Plant and Soil*, 55 : 403-414.

**KOIDE T.,**

1991 – Nutrient supply, nutrient demand and plant response to mycorrhizal infection. *New Phytol.*, 117 : 365-386.

**KOSKE R. E., HALVORSON W. L.,**

1981 – Ecological studies of vesicular-arbuscular mycorrhizae in a barrier sand dune. *Can. J. Bot.*, 59 : 1413-1422.

**LAHEURTE F., BERTHELIN J.,**

1986 – « Influence of endomycorrhizal infection by *Glomus mosseae* on root exudation by maize ». *In Gianinazzi-Pearson V., Gianinazzi S., eds : Physiological and Genetical Aspects of Mycorrhizae*, Paris, France, Institut national de la recherche agronomique : 426-429.

**LE TACON F., GARBAYE J., CARR G.,**

1987 – « The use of mycorrhizas in tropical forests ». *In : Trees and mycorrhiza*, Proceedings of the Asian Seminar, 13-17 April 1987, Kuala Lumpur, Ed. F. S. NGP. : 15-32.

**MARX D.,**

1969 – The influence of ectotrophic mycorrhizal fungi on the resistance of pine roots to pathogenic infection. *Phytopathology*, 59 : 153-163.

**MICHELSSEN A., ROSENDAHL S.,**

1990 – The effect of VA mycorrhizal fungi phosphorus and drought stress on the growth of *Acacia nilotica* and *Leucaena leucocephala* seedlings. *Plant and Soil*, 124 : 7-13.

**MOORE J. C.,**

1988 – *Plant succession in semiarid grasslands and response to mycorrhizal colonization*. Abstracts Ecological Society of America Meeting, Davis, CA, USA, 312 p.

**MOORMAN T., REEVES B.,**

1979 – The rôle of endomycorrhizae in revegetation practices in the semi-arid west. II. A bioassay to determine the effect of land disturbance on endomycorrhizal populations. *Amer. J. Bot.*, 66 (1) : 14-18.

**MUKERJI K. G., KAPOOR A.,**

1986 – Occurrence and Importance of Vesicular- Arbuscular Mycorrhizal Fungi in Semi-arid Regions of India. *Forest Ecology and Management*, 16 : 117-126.

**NELSON C. E.,**

1987 – « The water relations of vesicular arbuscular mycorrhizal systems ».  
*In* Safir G. R., ed : *Ecophysiology of VA Mycorrhizal Plants*, Boca Raton, CRC Press : 71-92.

**PHILLIPS J. M., HAYMAN D. S.,**

1970 – Improved procedures for clearing and staining parasitic and vesicular arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection.  
*Trans. Br. Mycol. Soc.*, 55 : 158-161.

**PLENCHETTE C., PERRIN R., DUVERT P.,**

1989 – The concept of soil infectivity and a method for its determination as applied to Endomycorrhizas.  
*Can. J. Bot.*, 67 : 112-115.

**POWELL C.,**

1980 – Mycorrhizal infectivity of eroded soils. *Soil Biol. Biochem.*, 12 : 247-250.

**PUPPI G., RIESS S.,**

1987 – Role and Ecology of VA Mycorrhizae in Sand Dunes, *Angew. Botanik*, 61 : 115-126.

**RATHORE V. P., SINGH H. P.,**

1995 – Quantification and correlation of vesicular-arbuscular mycorrhizal propagules with soil properties of some mollisols of northern India. *Mycorrhiza*, 5 : 201-203.

**REEVES B. F.,**

1987 – « Mineral nutrition, mycorrhizal fungi and succession in semi-arid environments ».  
*In* : *Trees and Mycorrhiza*, proc. of the Asian Seminar, 13-17 April 1987, Kuala Lumpur, Ed. FSP Ngp : 33-50.

**SHARMA M., GAUR A.,**

**BHATIA N. P., ADHOLEYA A.,**  
1996 – Growth responses and dependence of *Acacia nilotica* var. *Cupriciformis* on the indigenous arbuscular mycorrhizal consortium of a marginal wasteland soil. *Mycorrhiza*, 6 : 441-446.

**SIEVERDING E.,**

1991 – *Vesicular-arbuscular mycorrhiza management in tropical agrosystems*. Federal Republic of Germany, Eschborn GTZ, 371 p.

**WALKER C.,**

**MIZE C. W.,**

1982 – Population of endogonaceous fungi at two locations in Central Iowa. *Can. J. Bot.*, 60 : 2518-2529.

**WARNER A.,**

**MOSSE B.,**

1983 – Spread of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi between separate root systems. *Trans. Br. Mycol. Soc.*, 80 : 353-354.