



Original Paper

<http://indexmedicus.afro.who.int>

## Effet de l'inoculation avec des spores de champignon ectomycorhizien du genre *Scleroderma* sur la croissance et la nutrition des plants de *Azelia africana* Sm. en pépinière

Kadidia B. SANON<sup>1\*</sup>, Mahamadi DIANDA<sup>1</sup>, Marcel BAZIE<sup>1</sup>, N'Gafien KONE<sup>1</sup> et Amadou BA<sup>2,3</sup>

<sup>1</sup> Institut de l'Environnement et de Recherches Agricoles, Département Productions Forestières (INERA/DPF), Laboratoire de Microbiologie Forestière, BP 7047 Ouagadougou 03 ; Burkina Faso. Tél : 226 50 33 40 98, Fax : 226 50 31 50 03. E-mail : [sbkady@gmail.com](mailto:sbkady@gmail.com)

<sup>2</sup> Laboratoire de Biologie et Physiologie Végétales, Université Antilles-Guyane, BP. 592, 97159 Pointe-à-Pitre, Guadeloupe, France. E-mail : [Amadou.Ba@ird.fr](mailto:Amadou.Ba@ird.fr).

<sup>3</sup> Laboratoire Commun de Microbiologie (UCAD-IRD-ISRA), BP 1386 Bel Air, Dakar, Sénégal.  
\*Auteur correspondant, E-mail : [sbkady@gmail.com](mailto:sbkady@gmail.com); Tél : 226 50 33 40 98, Fax : 226 50 31 50 03

### RESUME

Les champignons ectomycorhiziens du genre *Scleroderma* sont des gastéromycètes produisant une masse sporale importante pouvant être utilisée comme inoculum. Des plants de *Azelia africana* Sm. ont été inoculés en pépinière avec différentes doses de spores sur un substrat sableux. Les doses de spores apportées étaient : 0 (témoin), 20, 50 et 100 mg de spores pour chacune des deux espèces de *Scleroderma* testée ; *Scleroderma dictyosporum* Pat. et *S. verrucosum* (Bull.) Pers. récoltées sous différentes plantes hôtes. Les résultats obtenus montrent des taux de mycorhization faibles, 21,5 à 26,4% en fonction des doses de spores. Tous les traitements sont significativement différents du témoin, cependant aucune différence significative entre les différentes doses de spores n'a été observée. L'inoculation n'a pas amélioré la paramètre de croissance hormis le diamètre au collet qui est significativement plus important chez les plants inoculés avec les doses 50 et 100 mg de *S. dictyosporum* (Sd50 et Sd100). L'inoculation a amélioré la nutrition phosphatée des plants inoculés avec la dose Sv20. Ces données suggèrent que la réponse à l'inoculation est peu dépendante de la dose de spores apportée. La texture sableuse du substrat et sa pauvreté en éléments minéraux ne semblent pas favorables à l'optimisation de la mycorhization. Les spores peuvent constituer une source d'inoculum important, néanmoins, hormis le substrat pauvre, le faible taux de mycorhization observé peut être du en partie au taux de germination et au délai mis pour la germination des spores et donc l'établissement de la symbiose.

© 2011 International Formulae Group. All rights reserved.

**Mots clés :** Mycorhization contrôlée, Doses de spores, Croissance et nutrition des plants.

### INTRODUCTION

La plupart des arbres puisent l'eau et les éléments minéraux du sol par l'intermédiaire de champignons telluriques associés à leur système racinaire. Cette association de type symbiotique, appelée

mycorhize, contribue à la nutrition minérale et hydrique et à la protection phytosanitaire des racines. En retour, le champignon reçoit les photosynthétats nécessaires à sa croissance et à son développement. Les endomycorhizes (type d'association mycorhizienne la plus

© 2011 International Formulae Group. All rights reserved.

DOI : <http://dx.doi.org/10.4314/ijbcs.v5i5.4>

répandue) se rencontrent essentiellement chez les plantes cultivées et chez la plupart des arbres tropicaux. Quant aux ectomycorhizes, elles sont fréquentes et très répandues dans les forêts et régions boisées des zones tempérées froides et des régions boréales (Alexander, 2006). Néanmoins, une minorité d'arbres tropicaux de grande importance écologique et économique tel que les Dipterocarpaceae, les Fagaceae, les Caesalpinioïdeae et les Myrtaceae forme des ectomycorhizes. Cette dernière association, grâce à la technique de mycorhization contrôlée est beaucoup utilisée en zone tempérée pour améliorer la croissance et la survie des jeunes plants après plantation (Trappe, 1977) et y fait l'objet d'exploitation commerciale (Marx et al., 1982 ; Le Tacon et al, 1997 ; Généré et al, 1997).

Certains travaux sur la mycorhization contrôlée des plantes hôtes ont utilisé le mycélium végétatif comme inoculum (Yazid et al., 1994 ; Thomson et al., 1994 ; Parladé et al., 1997 ; Duponnois et al, 2005). Cependant, l'utilisation de ce type d'inoculum nécessite l'obtention de culture pure des champignons et présente un coût pour une production en grande quantité (Lu et al., 1998), surtout pour les pays en voie de développement. Une alternative à cela est l'utilisation des spores comme inoculum. En effet, les spores constituent une source d'inoculum bon marché et facile à manipuler par rapport à l'inoculum de mycélium végétatif (Marx et Kenney, 1982).

Des spores de différents champignons ectomycorhiziens ont ainsi été utilisées pour inoculer le Pin et l'Eucalyptus (Burgess et al., 1993 ; Rincón et al, 2001 ; Brundrett et al., 2005, Chen et al., 2006a & b) en Europe, Amérique, Asie et Océanie. L'inoculum de spores de *Rhizopogon* a depuis longtemps été utilisé aux Etats-Unis dans des pépinières commerciales de *Pseudotsuga menziesii* (Castellano et Trappe, 1985).

En Afrique tropicale les données sont peu abondantes sur la mycorhization contrôlée des espèces locales, voire inexistantes sur la production d'inoculum commercial de champignons ectomycorhiziens. En Afrique de l'ouest, certains travaux de cette dernière décennie (Bâ et al., 1999, 2002 ; Diédhiou et

al., 2005) ont permis d'identifier et de mettre en évidence l'effet bénéfique de souches fongiques en culture pure, des genres *Scleroderma* et *Telephora*, sur la croissance et la nutrition des essences locales telles que *A. africana*, *A. quanzensis*, *A. bella* Harms, *Uapaca somon* Aubrev & Leandri, *Anthonotha macrophylla* P. Beauv., *Cryptosepalum tetraphyllum* (Hook. F.) Benth., *Paramacrolobium coeruleum* (Taub.) J. Leonard. Ces travaux ont montré que des champignons du genre *Scleroderma* sont aptes à la mycorhization contrôlée et par conséquent à la production et plantation de plants inoculés. Parmi ces espèces, *Afzelia africana* est une espèce très importante utilisée dans certains programmes de reboisement. Elle constitue un excellent bois d'œuvre en zone moins humide et le feuillage constitue une source appréciable de fourrage en saison sèche. Elle vit en symbiose avec différentes espèces de champignons ectomycorhiziens (Thoen et Bâ, 1989 ; Thoen et Ducouso, 1990 ; Sanon et al., 1997) et a fait l'objet de quelques travaux sur sa réponse à l'inoculation mycorhizienne en pépinière dont les données sont susceptibles d'être utilisées par les programmes de reboisement. Tous ces travaux ont utilisé le mycélium végétatif des différents champignons testés, essentiellement du genre *Scleroderma* comme inoculum. En l'absence d'inoculum commercial adapté aux essences locales et compte tenu du coût élevé de production des inocula de mycélium végétatif, il est intéressant d'évaluer la possibilité d'utilisation de spores, en particulier du genre *Scleroderma*, comme inoculum.

En effet, les espèces du genre *Scleroderma* sont des gastéromycètes produisant une masse sporale très importante, facile à collecter et pouvant servir comme inoculum utilisable à grande échelle dans les pépinières.

L'objectif de cette étude est de tester la capacité des spores de *Scleroderma* spp à former des mycorhizes en pépinière avec *A. africana* et, à évaluer l'effet de l'inoculation avec différentes doses de spores sur la croissance et la nutrition minérale (N et P) des plants de *A. africana*.

## MATERIEL ET METHODES

### Préparation de l'inoculum

Les carpophores fraîchement récoltés sont soigneusement nettoyés, séchés à l'air libre puis pendant 24 h à l'étuve à 50 °C afin d'éliminer les traces d'humidité. Ils sont ensuite broyés dans un mortier en porcelaine et tamisés avec un tamis de 200 µm pour recueillir les spores. Les spores sont maintenues à 4 °C pendant 2 à 3 mois avant leur utilisation.

Les deux espèces de *Scleroderma* les plus répandues (*Scleroderma dictyosporum* et *S. verrucosum*) ont été retenues. Elles ont été récoltées (au Sud-ouest du Burkina Faso sur respectivement les sites III et IV (Sanon et al. 1997) sous *Uapaca guineensis*, *Berlinia grandiflora*, et *A. africana*. Les doses retenues pour les deux espèces sont : 0 (témoin), 20 mg, 50 mg et 100 mg/plant. Les spores sont pesées et conservées dans des tubes eppendorfs.

Avant utilisation, les spores sont suspendues dans 1 ml d'eau distillée additionné d'une goutte de glycérol et agité vigoureusement.

### Germination des graines

La provenance de *A. africana* utilisée est celle de Nazinga (Sud du Burkina) poussant sous une pluviométrie de 800 à 900 mm par an. Les semences ont été acquises auprès du CNSF (Centre National de Semences forestières, Burkina Faso). Les graines ont été scarifiées et désinfectées à l'acide sulfurique 95% pendant 2 h. Après 3 à 4 rinçages abondants à l'eau distillée stérile, elles ont été transférées dans des boîtes de Petri en verre contenant du coton imbibé d'eau distillée stérile et mises à germer à l'étuve à 30 °C pendant 3 à 4 jours avant d'être transplantées.

### Substrat de culture

Le substrat de culture est un sol sableux dont les caractéristiques sont les suivantes : argile (3,9%), limon (4,8%), sable (91,3%), pH eau (5,7), N total (74 mgkg<sup>-1</sup>), matière organique totale (0,12%), P total (61 mgkg<sup>-1</sup>) et P Bray (2,6 mgkg<sup>-1</sup>). Le substrat a été tamisé à travers un tamis de 2 mm et stérilisé

à 120 °C pendant 1h afin d'éliminer d'éventuels propagules de champignons ou autres contaminants. Il a ensuite servi au remplissage des gaines d'un volume de 1,2 l.

### Inoculation, dispositif et conditions de culture

Avant le repiquage des graines pré-germées dans les gaines, le substrat est inoculé avec les suspensions de spores à environ 3 cm de profondeur sauf pour les gaines témoins qui ne reçoivent rien. Deux graines pré-germées sont ensuite repiquées par gaine. Au bout de deux semaines, elles sont ramenées à une plantule par pot.

Le dispositif est une randomisation totale avec 6 doses de spores plus un témoin, soit 7 traitements répété chacun 10 fois. Les plants sont disposés sur des châssis métalliques et l'expérimentation a été conduite pendant 5 mois (septembre à janvier) sous un abri en conditions climatiques de Ouagadougou (photopériode, environ 12 h, température moyenne journalière, 30 à 38 °C). Au cours de l'expérimentation, les plants ont été arrosés au besoin avec l'eau de robinet.

### Récolte et mesure de différents paramètres

Les plants ont été récoltés 20 semaines après semis. A la récolte, la hauteur des plants et le diamètre au collet ont été mesurés. Les parties aérienne et souterraine ont été séparées. Des échantillons de racines fines ont été conservés dans des flacons contenant de l'eau à 4 °C pour la lecture du taux de mycorhization sous la loupe binoculaire. A partir de ces échantillons de racines fines, au moins cents (100) racines ont été observées pour chaque répétition et le nombre d'apex mycorhizés par rapport au nombre total d'apex observés a été noté.

La partie aérienne (feuilles et tiges) et le reste des racines ont été séchés pendant 4 jours à 70 °C puis pesés pour évaluer les biomasses des racines et de la partie aérienne. La biomasse racinaire inclut le poids des racines fines après évaluation du taux de mycorhization.

Les feuilles et les tiges ont été broyées après séchage et leurs teneurs en N et P ont été mesurées au laboratoire du Bureau

National des Sols (BUNASOLS, Burkina Faso).

### Analyse de données

Toutes les données ont fait l'objet d'une analyse de variance (XLSTAT 7.5.2) au seuil de 5% et les moyennes ont été comparées à l'aide du test de Newman-Keuls. Les données sur le taux de mycorhization ont été transformées par la formule  $\text{Arasin}\sqrt{x}$  avant d'être analysées.

## RESULTATS

### Taux de mycorhization

A la fin de l'expérimentation, tous les traitements ont formés des mycorhizes à l'exception des témoins. Les mycorhizes formées vont d'une couleur blanche à beige. Le taux de mycorhization est faible et varie entre 21,5% et 26,4% en fonction de l'espèce et de la dose de spores (Tableau 1). Le taux de mycorhization le plus élevé, 26,4%, a été obtenu avec la dose 50 mg de *S. verrucosum* (Sv50). La mycorhization est très peu variable d'une espèce et d'une dose à une autre, ce qui se traduit par une différence non significative entre les traitements ( $P < 0,05$ ). Néanmoins, pour chaque espèce, la plus faible dose (20 mg) présente un taux relativement faible, et la dose 50 mg présente le taux le plus élevé suggérant que la mycorhization observée ne dépend pas de la quantité de spores apportée.

### Croissance des plants

Au niveau des biomasses aérienne, racinaire et totale, l'inoculation n'a pas eu d'effet significatif sur ces paramètres par rapport au témoin. Par contre, pour la hauteur des plants, on observe une légère variation. Les plants inoculés avec les doses Sv50 et Sd50 qui présentent les taux de mycorhization les plus élevés, sont statistiquement plus grands (21,47 cm et 20,48 cm) que les plants témoins (16,87 cm) et ceux inoculés avec la dose Sd100 (16,26 cm) (Tableau 1). Le diamètre au collet est quant à lui statistiquement plus grand pour les plants inoculés avec Sd50 et Sd100 par rapport au témoin.

### La nutrition des plants

Quelque soit le traitement, l'inoculation n'a pas affecté la teneur en N des feuilles de *A. africana*. Cependant, on observe une légère variabilité pour la teneur en P. Le taux élevé de la mycorhization chez les plants inoculés avec la dose 50 mg de *S. verrucosum* (Sv50) ne se traduit pas par une meilleure nutrition phosphatée. En effet, la teneur en P des plants est plus importante pour seulement la dose Sv20 mais n'est significativement différente que de la dose Sd100 (Tableau 2).

**Tableau 1** : Paramètres de croissance des plants de *A. africana*.

Traitements	Paramètres					
	Hauteur (cm)	Biomasse Racinaire (g)	Biomasse Tige (g)	Biomasse Totale (g)	Diamètre Collet (mm)	Taux Mycorhization (%)
Sd20	19.40 ab	2.89 a	2.39 a	5.28 a	5.76 ab	21.50 a
Sd50	20.98 a	2.86 a	2.50 a	5.36 a	6.21 a	25.10 a
Sd100	16.26 b	2.72 a	1.96 a	4.68 a	6.18 a	23.40 a
Sv20	19.45 ab	2.16 a	2.18 a	4.36 a	5.52 ab	23.60 a
Sv50	21.47 a	3.13 a	2.33 a	5.47 a	5.77 ab	26.40 a
Sv100	19.16 ab	2.94 a	2.44 a	5.39 a	5.18 ab	24.22 a
Témoin	16.83 b	2.66 a	2.13 a	4.79 a	4.91 b	0.00 b

Les moyennes suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes au seuil de 5% (Test de Newman-Keuls, XLSTAT 7.5.2). Les taux de mycorhization ont été transformés par  $\text{arcsin}\sqrt{x}$ .

**Tableau 2** : Teneurs en N et P de la partie aérienne.

Traitements	N (en %)	P (en %)
Sd20	1.34 a	0.189 ab
Sd50	1.37 a	0.203 ab
Sd100	1.26 a	0.171 b
Sv20	1.58 a	0.235 a
Sv50	1.37 a	0.182 ab
Sv100	1.48 a	0.184 ab
Témoin	1.40 a	0.186 ab

Les moyennes suivies d'une même lettre ne sont pas significativement différentes au seuil de 5% (Test de Newman-Keuls, XLSTAT 7.5.2).

## DISCUSSION

L'utilisation des spores comme inoculum doit répondre à deux principaux critères ; d'une part le champignon doit pouvoir coloniser l'hôte rapidement et intensivement, et d'autre part une quantité importante de spores doit être disponible (Lu et al., 1998). Les champignons du genre *Scleroderma* récoltés au Burkina Faso répondent à ces critères vis-à-vis de leurs plantes hôtes telle que *A. africana*. En effet, les *Scleroderma* fructifient abondamment sous *A. africana* dans les forêts du Sud du Burkina Faso et apparaissent comme des champignons précoces capables de former des mycorhizes sur les jeunes plants d'*A. africana* en pépinière et en minirhizotron (Bâ et al., 1999, Sanon et al., 2002).

Dans cette étude, nous avons testé des spores de *Scleroderma* pour leur habilité à mycorhizer *A. africana* et à améliorer sa croissance et sa nutrition en P et N. Des spores de deux espèces, *S. dictyosporum* et *S. verrucosum* dont les carpophores ont été récoltés respectivement sous *Uapaca guinéensis* - *Belinia grandiflora* et sous *A. africana*, ont été utilisées à des doses de 0, 20, 50 et 100 mg/plant.

Après 4 mois de culture en pépinière, tous les plants inoculés ont formé des mycorhizes de couleur blanche à beige qui caractérisent les mycorhizes de *Scleroderma* (Sanon et al., 2002) avec un réseau extramatriciel blanc et des rhizomorphes. Nous

avons obtenu des taux de mycorhization relativement faible (21 à 26%). De faibles taux de mycorhization (< 30%) ont également été obtenus avec des spores de *Scleroderma* inoculées à *Eucalyptus globulus* (Lu et al., 1998 ; Brundrett et al., 2005) sur d'autres substrats de culture. Par contre, une mycorhization plus importante a été obtenue avec des spores de *Scleroderma* inoculées à *E. globulus* et *E. urophylla* sur un substrat composé de sable (Chen et al., 2006b). Cette différence pourrait s'expliquer par la fertilisation du substrat ci-dessus comparativement à notre expérimentation.

Pour la plupart des études ayant utilisé les spores comme inoculum, les carpophores ont été séchés à 30 – 35 °C (Rincón et al., 2005 ; Brundrett et al., 2005 ; Chen et al., 2006a & b). Dans notre cas, les carpophores séchés à l'air ont été ensuite passés à l'étuve à 50 °C pendant 24 h puis les spores conservées à 4 °C pendant deux à trois mois. Néanmoins, les taux de mycorhization obtenus avec les différentes doses de spores indiquent que ce mode de traitement des spores ne semble pas altéré leur effectivité vis-à-vis de *A. africana*. Chen et al. (2006a) ont également montré que des spores de *Scleroderma* peuvent être conservées à basse température pendant 5 ans et gardées leur effectivité vis-à-vis de *Eucalyptus* spp.

Il n'y a pas de corrélation entre les doses de spores apportées et les taux de mycorhization obtenus contrairement à Chen

et al. (2006a) qui ont obtenus des taux élevés avec des densités faible à moyenne de spores inoculées à *Eucalyptus* spp. Aussi, Torres et Honrubia (1994) ont montré que de fortes densités de spores de *Pisolithus arhizus*, inhibaient la formation de mycorhizes et la biomasse racinaire chez *Pinus halepensis* sur un substrat stérile. La plus forte dose de spores (100 mg/plant) n'a pas inhibé la croissance de *A. africana*.

Pour les différents paramètres de croissance, seules les doses 50 des deux espèces ont induit une amélioration de la croissance en hauteur des plants avec des taux de mycorhization légèrement plus élevés que ceux des autres traitements. La biomasse racinaire qui est souvent améliorée par l'inoculation, est légèrement stimulée mais sans différence significative par rapport aux plants témoins. A ce niveau également, nous ne pouvons pas établir une corrélation entre les doses de spores et ces paramètres. Brundrett et al. (2005) ont aussi montré qu'il n'y a pas de corrélation entre la densité de spores et l'effectivité de la mycorhization. En effet, ces auteurs ont montré que des champignons tel que *Laccaria* qui contient très peu de spores dans son carpophore est plus effectif sur *Eucalyptus* spp que *Pisolithus*. Pourtant la densité des spores au sein d'une espèce fongique peut influencer la croissance des plants (Chen et al., 2006a ; Torres et Honrubia, 1994).

Comparativement aux travaux antérieurs sur la mycorhization contrôlée de *Azelia* spp. avec l'inoculum de mycélium végétatif, les taux de mycorhization obtenus pour les différents traitements sont faibles (Bâ et al., 1999, 2002). Cette différence peut s'expliquer d'une part par le type d'inoculum (spores vs mycélium végétatif) et d'autre part par le substrat utilisé (substrat très pauvre et stérilisé vs substrat relativement riche et non stérile).

La faible variabilité du taux de mycorhization entre les différentes doses de spores pourrait s'expliquer par le délai mis dans l'installation de la symbiose. En effet, l'utilisation d'inoculum spores suppose dans

un premier temps les conditions favorables de germination des spores. Aussi l'utilisation du substrat sable très pauvre en éléments minéraux pourrait avoir eu une influence sur le taux de germination des spores. En absence de données sur le délai et le taux de germination des spores, il est possible que la mycorhization soit récente par rapport à l'âge des plants à la récolte.

La provenance utilisée au cours de cette étude (Provenance Nazinga) a présentée une croissance en hauteur de 26 cm au maximum. Cependant, cette même provenance dans les conditions définies par Bâ et al. (1999) présente une croissance presque double. Aussi, nous avons obtenu au cours d'un autre essai sur un sol relativement plus riche en matière organique, en N et P, des taux de mycorhization de 34 à 70% et une croissance en hauteur des plants de 27 à 33 cm avec la même provenance de *A. africana* (Sanon, comm. personnelle). Ceci suggère que le substrat utilisé a une influence sur le développement des plants. Cependant, il est indispensable que des essais comparatifs puissent être menés dans les mêmes conditions en utilisant les deux types d'inoculum. En effet, Chen et al. (2006a) ont montré, chez *E. urophylla*, que l'inoculation avec le mycélium végétatif de *Scleroderma* résulte d'une augmentation de la biomasse totale supérieure ou égale à celle induite par des spores de *Scleroderma*.

Cette étude ne nous a pas permis de définir une quantité optimale de spores de *Scleroderma* à utiliser pour inoculer *A. africana* en pépinière. Néanmoins, les spores des *Scleroderma* constituent une source d'inoculum moins coûteux et facile d'application pouvant intéresser et inciter les producteurs et les pépiniéristes à la technique de mycorhization contrôlée. Les densités de spores recommandées pour l'inoculum commercial se situent habituellement entre  $10^4$  et  $10^8$  spores/plant (Chen et al., 2006a). Il serait intéressant de conduire cette étude en utilisant des densités précises de spores dans des conditions aussi proches que possible des conditions de pépinière commerciale.

Huit espèces phylogénétiques de *Scleroderma* ont été identifiées au Burkina Faso (Sanon et al, 2009), il serait également intéressant de tester ces différentes espèces afin d'identifier les plus effective sur *A. africana*.

#### REMERCIEMENTS

Nous remercions la Fondation Internationale pour la Science (FIS) qui a financé en partie ces travaux à travers la bourse n° D/2164-2.

#### REFERENCES

- Alexander IJ. 2006. Ectomycorrhizas – out of Africa? *New Phytol.*, **172**: 589-591.
- Bâ AM, Sanon BK and Duponnois R. 2002. Influence of ectomycorrhizal inoculation on *Afzelia quanzensis* Welw. seedlings in a nutrient-deficient soil. *For. Ecol. Manag.*, **161**, 215-219.
- Bâ AM, Sanon BK, Duponnois R and Dexheimer J. 1999. Growth response of *Afzelia africana* Sm. Seedlings to ectomycorrhizal inoculation in a nutrient-deficient soil. *Mycorrhiza*, **9**: 91-95.
- Brundrett M, Malajczuk N, Mingqin G, Daping X, Snelling S, Dell B. 2005. Nursery inoculation of Eucalyptus seedlings in Western Australia and Southern China using spores and mycelial inoculum of diverse ectomycorrhizal fungi from different climatic regions. *For. Ecol. Manag.*, **209**: 193-205.
- Burgess TI, Malajczuk N, Grove TS. 1993. The ability of 16 ectomycorrhizal fungi to increase growth and phosphorus uptake of *Eucalyptus globulus* Labill. and *E. diversicolor* F. Muell. *Plant and Soil*, **153**: 155-164.
- Castellano MA, Trappe JM. 1985. Ectomycorrhizal formation and plantation performance of Douglas-fir nursery stock inoculated with Rhizopogon spores. *Can. J. For. Res.*, **15**: 613-617.
- Chen YL, Dell B, Malajczuk N. 2006a. Effect of *Scleroderma* spore density and age on mycorrhiza formation and growth of containerized *Eucalyptus globulus* and *Eucalyptus urophylla* seedlings. *New Forests*, **31**: 453-467.
- Chen YL, Kang LH, Malajczuk N, Dell B. 2006b. Selecting ectomycorrhizal fungi for inoculating plantations in south China: effect of *Scleroderma* on colonization and growth of exotic *Eucalyptus globulus*, *E. urophylla*, *Pinus elliottii*, and *P. radiata*. *Mycorrhiza*, **16**: 251-259.
- Diédhiou AG, Guèye O, Diabaté M, Prin Y, Duponnois R, Dreyfus B, Bâ A.M. 2005. Contrasting responses to ectomycorrhizal inoculation in seedlings of six tropical African tree species. *Mycorrhiza*, **16**: 11-17.
- Duponnois R, Founoune H, Masse D, Pontanier R. 2005. Inoculation of *Acacia holocericea* with ectomycorrhizal fungi on a semiarid site in Senegal: growth response and influences on the mycorrhizal soil infectivity after two years plantation. *For. Ecol. Manag.*, **207**: 351-362.
- Génére B, Bouchard D, Amirault J-M. 1997. Itinéraire technique en pépinière pour le Douglas de type 1 + 1 mycorrhizé par *Laccaria bicolor* S238 N. *Revue Forestière Française*, n° spécial:155-162
- Le Tacon F, Mousain D, Garbaye J, Bouchard D, Churin J-L, Argillier C, Amirault J-M, Génére B. 1997. Mycorrhizes, pépinières et plantations forestières en France. *Revue Forestière Française*, n° spécial: 131-154.
- Lu X, Malajczuk N, Dell B. 1998. Mycorrhiza formation and growth of *Eucalyptus globulus* seedlings inoculated with spores of various ectomycorrhizal fungi. *Mycorrhiza*, **8**: 81-86.
- Marx DH, Kenney DS. 1982. Production of ectomycorrhizal fungus inoculum. In *Methods and Principles of Mycorrhizal Research*, Schenk NC (ed). The American Phytopathological Society: St Paul, Minnesota; 131-146.
- Marx DH, Ruehle JL, Kenney DS, Cordell CE, Riffle JW, Molina RJ, Pawuk WH, Navratil S, Tinus RW, Goodwin OC.

1982. Commercial vegetative inoculum of *Pisolithus tinctorius* and inoculation techniques for development of ectomycorrhizae on container-grown tree seedlings. *Forest Science*, **28**: 373-400.
- Parladé J, Pera J, Alvarez IF. 1997. La mycorrhization contrôlée du Douglas dans le Nord de l'Espagne. Premiers résultats en plantation. *Revue Forestière Française*, n° spécial: 163-173.
- Rincón A, Alvarez IF, Pera J. 2001. Inoculation of containerized *Pinus pinea* L. seedlings with seven ectomycorrhizal fungi. *Mycorrhiza*, **11**: 265-271.
- Rincón A, Parladé J, Pera J. 2005. Effects of ectomycorrhizal inoculation and the type of substrate on mycorrhization, growth and nutrition of containerized *Pinus pinea* L. seedlings produced in commercial nursery. *Ann. For. Sci.*, **62**: 1-6.
- Sanon BK, Bâ AM, Delaruelle C, Duponnois R, Martin F. 2009. Morphological and molecular analyses in *Scleroderma* species associated with some Caesalpinoid legumes, Dipterocarpaceae and Phyllanthaceae trees in southern Burkina Faso. *Mycorrhiza*, **19**: 571-584.
- Sanon BK, Dexheimer J, Bâ AM, Dianda M and Gerard J. 2002. Structure comparée des ectomycorhizes de *Afzelia africana* Sm. et *Scleroderma* sp. *Science et Technique, série Sciences Naturelles et Agronomie*, **1&2** (26) : 17-28.
- Sanon KB, Bâ AM, Dexheimer J. 1997. Mycorrhizal status of some fungi fruiting beneath indigenous trees in Burkina Faso. *For. Ecol. Manag.*, **98** : 61-69.
- Tohen D, Bâ AM. 1989. Ectomycorrhizas and putative ectomycorrhizal fungi of *Afzelia africana* Sm. and *Uapaca guineensis* Müll. Arg. in southern Senegal. *New Phytol.*, **113** : 549-559.
- Tohen D, Ducouso M. 1989. Champignons et ectomycorhizes du Fouta Djallon. *Bois et Forêts des Tropiques*, **221**: 45-63.
- Thomson BD, Grove TS, Malajczuk N, Hardy GE stJ. 1994. The effectiveness of ectomycorrhizal fungi in increasing the growth of *Eucalyptus globulus* Labill. In relation to root colonization and hyphal development in soil. *New Phytol.*, **126**: 517-524.
- Torres P, Honrubia M. 1994. Inoculation of containerized *Pinus halepensis* (Miller) seedlings with basidiospores of *Pisolithus arhizus* (Pers) Rauschert, *Rizopogon roseolus* (Corda) Th M Fr and *Suillus collinitus* (Fr) O. Kuntze. *Ann. Sci. For.* **51**: 521-528.
- Trappe JM. 1977. Selection of fungi for ectomycorrhizal inoculation in nurseries. *Annu. Rev. Phytopathol.*, **1** (15): 203-222.
- Yazid SM, Lee SS, Lapeyrie F. 1994. Growth stimulation of *Hopea* spp (Dipterocarpaceae) seedlings following ectomycorrhizal inoculation with an exotic strain of *Pisolithus tinctorius*. *For. Ecol. Manag.*, **67**: 339-343.