

# Réponse d'*Allocasuarina verticillata* (Lam.) L. Johnson et de *Casuarina equisetifolia* (L.) à l'inoculation mycorhizienne arbusculaire

<sup>1</sup>Dione Y., <sup>1,2</sup>Sy M.O., <sup>1,3</sup>Diop T.A., <sup>1,3</sup>Diallo A., <sup>1</sup>Ba A.T.

---

<sup>1</sup>Laboratoire Campus de Biotechnologies Végétales, Département de Biologie Végétale, Faculté des Sciences et Techniques, Université Cheikh Anta Diop., BP. 5005 Dakar-Fann, Sénégal  
<sup>2</sup>Groupe Rhizogénèse Symbiotique, UMR 1098 - UR BIODÉV, Institut de Recherche pour le Développement (IRD), BP 64501, 34394 Montpellier Cedex 5, France  
<sup>3</sup>Laboratoire Commun de Microbiologie IRD/ISRA/UCAD, Centre de Recherche de Bel Air, BP. 1386 Dakar, Sénégal

---

## Résumé

L'inoculation mycorhizienne arbusculaire a sensiblement amélioré le développement végétatif et nutritionnel de plantes d'*Allocasuarina verticillata* et de *Casuarina equisetifolia* sur un sol sableux stérilisé et pauvre en phosphore assimilable. Au bout de 5 mois de culture, l'évaluation de la mycorhization et des paramètres de rendement ont permis de sélectionner les meilleurs couples plantes - mycosymbiotes qui sont respectivement *Glomus aggregatum* et *G. fasciculatum* pour *A. verticillata* et *G. mosseae* pour *C. equisetifolia*.

**Mots clés :** Mycorhizes arbusculaires, *A. verticillata*, *C. equisetifolia*, sol stérile.

## Summary

Seedlings of *Allocasuarina verticillata* and *Casuarina equisetifolia*, cultivated in a glasshouse on sterile sandy soil with low available phosphorus and inoculated with arbuscular mycorrhizal fungi, had better growth and mineral nutritional status. After 5 months, the assessment of output and mycorrhizal parameters allowed to select the best symbiotic couples which are respectively *Glomus aggregatum* and *G. fasciculatum* for *A. verticillata* and *G. mosseae* for *C. equisetifolia*.

**Key Words :** Arbuscular mycorrhizae, *Allocasuarina verticillata*, *Casuarina equisetifolia*, sterile soil

---

## 1. Introduction

Dans les pays tropicaux et subtropicaux, les sols sont marqués par une pauvreté croissante en azote et en phosphore biodisponibles pour les plantes (Sieverding [1]). La conséquence directe et majeure est la baisse continue de la production agricole. Dans cette perspective, des stratégies ont été élaborées pour permettre d'assurer le succès de l'aménagement durable des écosystèmes agricoles, forestiers et pastoraux. Parmi ces stratégies, l'introduction d'essences pérennes à la fois

fixatrices d'azote et mycorhiziennes comme les Casuarinacées constitue une approche très prometteuse en agroforesterie (Dommergues et al. [2]).

Les Casuarinacées sont des espèces pionnières largement utilisées pour réhabiliter les sols dégradés (Walker et al. [3]) mais aussi les sols salins fortement érodés et épuisés (Reddell et al. [4]). Elles peuvent aussi servir de brise-vent pour la fixation des dunes (Andéké-Lengui et Dommergues [5] ; Mailly et Margolis [6] ; El-Lakany [7]) et comme filtre biologique contre les poussières industrielles (Salt et al. [8]). Ces aptitudes diverses des Casuarinacées, en plus de leur grande amplitude écologique, résultent de leur capacité à contracter des symbioses

---

 Dr Tahir A. DIOP  
Laboratoire Commun de microbiologie IRD/ISRA/UCAD,  
BP. 1386 Dakar Sénégal

multiples, d'une part avec des bactéries fixatrices d'azote du genre *Frankia* et, d'autre part, avec des champignons mycorhiziens arbusculaires et/ou ectomycorhiziens (Gardner [9] ; Bâ et al. [10] ; Sempavalan et al. [11] ; Diem [12] ; Moiroud [13]).

Dans la nature, l'état de mycorhization est la règle et celui de non mycorhization l'exception (Gerdemann [14] ; Trappe [15]). Les champignons mycorhiziens conditionnent en grande partie la biodiversité des plantes (Redecker et al. [16]). Les mycorhizes arbusculaires constituent le système symbiotique le plus fréquent dans les sols tropicaux (Sieverding [1] ; Ducouso [17]) et se rencontrent depuis les horizons superficiels jusqu'au niveau des nappes phréatiques, atteignant parfois, plus de 35 m de profondeur (Diop et al. [18] ; Dalpé et al. [19]). D'une manière générale, les champignons mycorhiziens arbusculaires augmentent la surface d'exploration racinaire des plantes ce qui leur permet de prélever efficacement des minéraux du sol grâce à un réseau mycélien très développé. Ceci a pour effet direct l'amélioration et l'optimisation de la nutrition hydrominérale de la plante. L'un des effets favorables des mycorhizes sur la croissance des végétaux en milieu pauvre consiste en une production de phytohormones stimulant en particulier la rhizogénèse (Smith et Read [20] ; Dommergues et al. [2]). La mycorhization permet aussi aux plantes de mieux résister aux différents stress biotiques et abiotiques du milieu (Dehne [21]). De plus, Les mycorhizes améliorent la productivité et la nodulation des plantes actinorhiziennes dans des conditions de sol à faible fertilité en optimisant leur nutrition minérale (Diem et Gauthier [22] ; Michelsen et Rosendahl [23] ; Sanginga et al. [24] ; Bolan [25]), en particulier, en améliorant l'absorption du phosphore, de l'azote et d'autres oligo-éléments (Tisdall [26]).

L'objectif de cette étude est d'évaluer la réponse de deux espèces actinorhiziennes à l'inoculation mycorhizienne arbusculaire en vue de proposer l'inoculation endomycorhizienne comme technique d'appoint dans les programmes de reboisement.

## 2.- Matériels et Méthodes

### 2.1. Matériel végétal

Les graines d'*Allocasuarina verticillata* (référence 23729 B8) ont été fournies par le laboratoire de rhizogénèse symbiotique de l'Institut de Recherche pour le Développement (IRD) de Montpellier. Les graines de *Casuarina equisetifolia* (référence 97/51991) ont été sélectionnées par le laboratoire des semences forestières de l'Institut Sénégalais de Recherche Agronomique (ISRA-DRPF). Toutes ces semences ont été conservées à 4°C.

Les graines d'*Allocasuarina verticillata* et de *Casuarina equisetifolia* ont été scarifiées au préalable par immersion dans de l'acide sulfurique à 95% pendant 2 minutes. Ensuite, elles ont été abondamment rincées à l'eau courante pendant 30 minutes et brièvement rincées à l'alcool 75%. Elles ont été désinfectées avec une solution d'hypochlorite de sodium dilué au quart pendant 8 min. A l'issue de ce traitement, chaque lot de graines a subi 3 rinçages successifs à l'eau distillée stérile pendant 15 min, 5 min et 5 min. Par la suite, les graines ont été mises à germer dans des boîtes de Pétri (55 mm de diamètre) remplies avec la solution de Hoagland et Arnon [27] diluée au quart et ajustée à pH 5,6 avant d'être gélifiée avec de l'agar à 7 g. L<sup>-1</sup>. Les boîtes de Pétri ont été entreposées dans une chambre de culture à 28 ± 1 °C, sous une photopériode de 16 h de jour et de 8 h de nuit avec une lumière incidente de 101,4 µmoles.m<sup>-2</sup>.s<sup>-1</sup> et une humidité relative de 50%.

Les graines prégermées en conditions stériles ont été par la suite plantées dans des gaines noires de polyéthylène contenant 1 kg

de sol de Sangalkam dont les caractéristiques sont consignées dans le tableau I (Bâ et al. [28]). Ce sol a été préalablement tamisé et stérilisé à l'autoclave à 120°C pendant 2 heures afin d'éliminer la microflore indigène.

**Tableau I :** Caractéristiques physico-chimiques du sol de Sangalkam (Bâ et al., [28])

Constituants	Teneur
Matière organique	0,6%
Carbone total	0,3%
Azote total	0,02%
Potassium total	333,5 ppm
Phosphore total	41,4 ppm
Phosphore assimilable	2,1 ppm
Calcium total	1,03 ppm
Magnésium total	0,30 ppm
Sable	88,8%
argile	5,4%
limon	5,8%
pH (H <sub>2</sub> O)	6,0
PH (KCl)	4,6

## 2.2. Matériel fongique

Les trois souches de champignons mycorhiziens arbusculaires qui ont servi à inoculer les plantes sont *Glomus aggregatum* (Schenck et Smith emend. Koske ; DAOM 227128), *G. fasciculatum* (Thaxter sensu Gerdemann ; DAOM 227127) Gerd. et *Glomus mosseae* (Nicolson et Gerd. ; Gerd. et Trappe ; DAOM 227131). Elles appartiennent à la collection du laboratoire de Microbiologie des sols IRD/ISRA/UCAD de Bel-Air (Dakar, Sénégal).

Ces trois souches, utilisées comme source d'inoculum, sont multipliées séparément en serre dans des pots en plastique (capacité : 1,5 L) en utilisant comme plante hôte mycotrophe le maïs (*Zea mays* L.) et comme substrat de culture du sable grossier de plage préalablement lavé et stérilisé à 120°C pendant 2 heures. Chaque inoculum est constitué par le substrat de

culture et des fragments de racines de maïs infectés par la souche fongique appropriée. Les plants sont arrosés tous les 15 jours avec une solution nutritive de Long Ashton (Hewitt [29]) pendant 3 mois.

## 2.3. Dispositif expérimental

L'inoculation a été effectuée 15 jours après transplantation. Les plantes d'*Allocasuarina verticillata* et de *Casuarina equisetifolia* ont été inoculées avec *Glomus aggregatum*, *G. fasciculatum* et *G. mosseae* en mettant 15g d'inoculum, (avec une fréquence de mycorhization de 85% et une densité sporale d'environ 40 pour chaque isolat fongique) dans un trou (1x5 cm) creusé dans les gaines au contact du système racinaire puis recouvert avec le même sol stérilisé. Les plantes ont été disposées en bloc aléatoire dans un système totalement randomisé avec 5 répétitions par traitement. Elles ont été maintenues en culture sous abri pendant 5 mois. L'abri était éclairé par la lumière du jour avec une photopériode approximative de 12 h et une température moyenne de 30 ± 2°C. Les plantes sont régulièrement arrosées à l'eau et maintenues à la capacité au champ. Toutefois, une fertilisation azotée hebdomadaire, consistant en un apport de 20 ml par gaine d'une solution nutritive de NH<sub>4</sub>NO<sub>3</sub> (50 µg de N. m<sup>-1</sup> i. e : 3,57 10<sup>-3</sup> mmoles. m<sup>-1</sup>), est apportée aux plantes pour compenser l'absence d'inoculation avec l'actinomycète fixateur d'azote (*Frankia*).

## 2.4. Evaluation de la mycorhization et de la nutrition minérale

Pour estimer l'infection mycorhizienne arbusculaire, on a effectué des prélèvements randomisés de racines. Les racines sont rincées à l'eau pour éliminer les particules adhérentes de sable, éclaircies au KOH à 10% dans un bain marie de 90°C pendant 60 min, rincées à l'eau et colorées au bleu Trypan à 0,05% selon la technique de Philips

et Hayman [30]. L'intensité de mycorhization a ensuite été évaluée par la méthode de Trouvelot et al. [31] et la dépendance mycorhizienne par celle préconisée par Plenchette et al.[32]

Pour apprécier le poids sec des parties aériennes et racinaires, les plantes ont été récoltées et séchées pendant 7 jours à 60°C.

Les parties aériennes et racinaires des plantes ont été broyées en poudre pour l'analyse minérale. L'azote total a été dosé selon la méthode Kjeldahl, le phosphore selon la méthode au métavanadate et molybdate d'ammonium (Jakson [33]) et le potassium par photométrie au niveau du laboratoire d'analyse des sols de la Compagnie Sucrière Sénégalaise (CSS, Richard Toll, Sénégal).

### 2.5. Analyse statistique

L'analyse statistique des résultats a été réalisée en utilisant le logiciel STATIT Le test de Newman-Keuls a permis de comparer les moyennes des variables mesurées au seuil de probabilité de 5%.

## 3.- Résultats

### 3.1. Etablissement de la mycorhization

Les racines colorées au bleu Trypan à 0.05% des plantes actinorhiziennes révèlent un bon établissement de la mycorhization avec la présence de structures mycorhiziennes arbusculaires typiques. Ces structures se caractérisent par des hyphes intercellulaires et la formation de vésicules allongées ou globulaires localisées entre les cellules. Ces structures sont inexistantes dans le système racinaire des plantes témoins non inoculées.

Les résultats font ressortir en plus que les plantes d'*Allocasuarina verticillata* et de *Casuarina equisetifolia* présentent des intensités de mycorhization différentes selon les souches de champignons mycorhiziens

arbusculaires utilisées (tableau II). En effet, chez *Allocasuarina verticillata*, l'intensité de la mycorhization augmente significativement quand les plantes ont été inoculées par *Glomus aggregatum* (36,33%) par rapport à l'inoculation avec *G. fasciculatum* (28,66%) et *G. mosseae* (20%). En revanche, chez *Casuarina equisetifolia*, on n'observe aucune différence significative entre les intensités de mycorhization (tableau II). Chez *A. verticillata*, il ressort également que l'inoculation avec *G. aggregatum* montre une colonisation racinaire plus importante par rapport aux deux autres souches (tableau II).

### 3.2. Développement végétatif

Les deux espèces actinorhiziennes mycorhizées avec les différentes souches de *Glomus* révèlent un développement végétatif supérieur aux témoins. Les effets de l'inoculation mycorhizienne sur la biomasse sèche des parties aériennes et racinaires des deux plantes varient différemment en fonction de l'espèce de *Glomus* utilisée (tableau II). Chez *Allocasuarina verticillata*, l'inoculation avec *Glomus mosseae* ne montre pas d'effets significatifs sur le poids sec aérien et racinaire comparativement aux plantes non inoculées. A l'opposé, *G. aggregatum* et *G. fasciculatum* ont significativement augmenté la biomasse aérienne d'*Allocasuarina verticillata*. En outre, seul *G. fasciculatum* a un effet positif sur la biomasse du système racinaire des plantes d'*A. verticillata*. Chez *Casuarina equisetifolia*, les trois souches de *Glomus* permettent un bon développement du système racinaire comparativement aux témoins. Toutefois, seul *G. mosseae* induit un effet positif sur la biomasse sèche des parties aériennes (tableau II).

**Tableau II** : Effet de la mycorhization sur la biomasse racinaire et aérienne et sur la teneur en éléments minéraux des deux espèces actinorhiziennes (*A. verticillata* et *C. equisetifolia*) au bout de 5 mois de culture sous abri sur un sol de Sangalkam pauvre en phosphore.

**C. V** : Coefficient de Variation                      **Bio. T** : Biomasse Totale  
**DM** : Dépendance Mycorhizienne                **IM** : Intensité de Mycorhization  
**PSA** : Poids Sec des parties aériennes        **PSR** : Poids Sec Racinaire

	<b>IM</b> %	<b>PSR</b> g	<b>PSA</b> g	<b>Bio. T</b> g	<b>N</b> mg/pl	<b>P</b> mg/pl.	<b>K</b> mg/pl.	<b>DM</b> %
<i>Allocasuarina verticillata</i>								
<b>Témoin</b>	0,00a	0,30b	1,74b	2,04b	22,10b	0,92b	12,66b	
<i>Glomus aggregatum</i>	36,33b	0,32b	2,26a	2,58a	25,55b	1,47a	18,08a	20,93a
<i>Glomus fasciculatum</i>	25,66c	0,36a	2,18a	2,54a	30,52a	1,15b	18,75a	19,68a
<i>Glomus mosseae</i>	20,00c	0,30b	1,46b	1,76b	21,46b	0,94b	11,68b	-15,90b
<b>C.V. (%)</b>	9	7,6	14,4	9	14,7	14,9	14,3	14,4
<i>Casuarina equisetifolia</i>								
<b>Témoin</b>	0.00a	0,80c	2,72a	3,52a	27,94b	2,56a	13,28a	
<i>Glomus aggregatum</i>	40,33b	1,05b	2,06b	3,11b	30,06b	0,23c	13,84b	-13,18c
<i>Glomus fasciculatum</i>	31,33b	1,10b	2,24b	3,34b	29,32b	2,28b	13,73b	-5,38b
<i>Glomus mosseae</i>	36,66b	1,37a	2,88a	4,25a	39,44a	2,42ab	13,60b	17,17a
<b>C.V. (%)</b>	8,6	8,6	8,9	8,6	6,6	7,7	10,1	9

Pour une même espèce et sur une même colonne, les valeurs portant les mêmes lettres ne sont pas significativement différentes au seuil de probabilité de 0.05 (Test de Newman-Keuls).

### 3

#### 3.3. Nutrition minérale

L'inoculation mycorhizienne avec les trois souches de *Glomus* a un effet très variable sur la nutrition minérale d' *A. verticillata* et de *C. equisetifolia* (tableau II).

L'absorption de l'azote est significativement améliorée chez *A. verticillata* et *C. equisetifolia* respectivement avec *G. fasciculatum* et *G. mosseae*. La nutrition phosphatée d'*A. verticillata* est significativement améliorée par *G. aggregatum*, alors que celle de *C. equisetifolia*, ne l'est pas.

La teneur en potassium augmente significativement chez *A. verticillata* quand celle-ci est inoculée par *G. aggregatum* et *G. fasciculatum*. Au contraire, chez *C. equisetifolia*, l'inoculation mycorhizienne ne montre aucun effet significatif sur l'absorption du potassium en comparaison aux témoins.

#### 4. Discussion

Notre étude a montré une compatibilité fonctionnelle entre les racines des plantes actinorhiziennes et les filaments mycéliens des champignons mycorhiziens arbusculaires. Ces résultats sont en accord avec ceux de Reddell et al. [4] et de Diem [12] sur les Casuarinacées.

Le comportement des trois souches de champignons mycorhiziens arbusculaires sur le développement végétatif et l'absorption minérale varie suivant la plante hôte. Ainsi, *A. verticillata* est beaucoup plus dépendante de *G. aggregatum* et de *G. fasciculatum* pour sa croissance et sa nutrition minérale tandis que *C. equisetifolia* bénéficie plus de l'action de *G. mosseae* pour atteindre un développement optimal. Ces observations confirment les travaux de Diem et Gauthier [22] et de Berliner et Torrey [34]. Selon ces auteurs, *G. mosseae* produirait un effet bénéfique sur la croissance et la fixation d'azote de *C. equisetifolia*. La différence d'efficacité des souches fongiques résulterait de la plus grande aptitude de *G.*

*aggregatum* à coloniser les plantes actinorhiziennes.

La meilleure capacité de ce champignon à prélever le phosphore du sol favoriserait la croissance d'*A. verticillata*. En outre, il a aussi été démontré que la morphogenèse du système racinaire, intrinsèque à l'espèce végétale, dépend de la teneur en phosphore et conditionne la dépendance mycorhizienne (Baylis [35] ; Duponnois et al. [36]) ; ce qui permet au système racinaire de la plante l'exploration d'un volume de sol plus important grâce aux mycorhizes arbusculaires. La finesse des hyphes filamenteuses de ces dernières ( $\phi \leq 3\mu\text{m}$ ) leur permet de pénétrer dans presque toutes les interstices des particules du sol pour disposer des éléments minéraux peu mobiles ; ce qui expliquerait la bonne nutrition minérale (N, P, K) des plantes inoculées (Bolan [37]).

Il existe aussi une différence dans la réponse des plantes actinorhiziennes à l'inoculation mycorhizienne. Selon Molina [38], il existerait une relation de comptabilité évidente entre certains champignons ectomychoriziens et une espèce de plante hôte. Il semblerait que *A. verticillata* soit plus apte à former des ectomycorhizes que *C. equisetifolia* (Reddell et al. [4] ; Dell et al. [39] ; Thoen et al. [40]). De plus, au cours de l'établissement et de l'infection mycorhizienne, les champignons MA distinguerait les plantes hôtes des plantes non hôtes (Giovanetti et al. [41]). Ces dernières secréteraient des flavonoïdes (Gianinazzi-Pearson et al. [42]) ou des substances non encore identifiées (Bécard et al. [43]) contenues dans les racines et qui seraient insuffisamment excrétées chez *A. verticillata* ; d'où une inhibition ou un amoindrissement de la morphogenèse infective des hyphes mycéliens (Giovanetti et al. [41]).

Cette étude montre aussi la possibilité de sélectionner en pépinière des souches compétitives permettant une croissance

optimale pour les plantes de *C. equisetifolia* et d'*A. verticillata*.

Ces dernières étant des plantes pionnières qui colonisent des sols dégradés et érodés, doivent aussi développer des stratégies biologiques fonctionnelles (formation de mycorhizes, fixation biologique de l'azote et développement de racines protéoïdes) pour assurer leur survie (Sougoufara [44] ; Duhoux et al. [45]). Les champignons mycorhiziens font partie des microsymbiotes privilégiés qui peuvent compenser les carences nutritionnelles du sol pour les plantes. En effet, des études entreprises en pépinière et au champ ont confirmé que la double inoculation champignon mycorhizien arbusculaire-*Frankia* sur des plantes actinorhiziennes permet non seulement une stimulation significative du développement des Casuarinacées (Diédhiou [46]) mais contribue aussi à une bonne fixation et une stabilisation des dunes (Diem et Gauthier [22]). En effet, les nodules des plantes actinorhiziennes ne sont fonctionnels *i. e.* fixateurs d'azote que s'ils disposent de suffisamment d'eau et de phosphore, par conséquent, d'un bon équipement énergétique suppléé sous forme de molécules d'ATP issues du complexe mycorhizien fonctionnel (Sanginga et al. [24] ; Walker et al. [3]).

Des souches compétentes ont été identifiées dans cette étude pour une croissance optimale des plantes de *C. equisetifolia* et *A. verticillata*. Cependant, des recherches complémentaires sont nécessaires pour l'identification des couples symbiotiques les plus performants en testant plusieurs provenances ou clones en association avec plusieurs souches mycorhiziennes et actinorhiziennes. Ainsi, pour optimiser les bénéfices, on peut envisager une association tripartite champignon MA - Plante hôte - *Frankia* en expérimentation contrôlée.

### Remerciements

Nous remercions Dr. Claudine Franche (IRD, Montpellier, France) et Dr. Abibou

Gaye (ISRA-DRPF, Dakar, Sénégal) de nous avoir gracieusement offert les graines des deux espèces de Casuarinacées.

Nous tenons également à remercier chaleureusement Ousseynou Guèye, Mathieu Ndigue Faye ainsi que Maurice Sagna, pour leur assistance technique.

### 5.- Références

- [1] Sieverding E. Vesicular-arbuscular mycorrhiza management in tropical agrosystem. Schriftenreihe der GTZ. Engl. Rev. K. Mulhern. 1991, **224** : 371p
- [2] Dommergues Y.R., Duhoux E. et Diem H.G. Les arbres fixateurs d'azote : caractéristiques fondamentales et rôle dans l'aménagement des écosystèmes méditerranéens et tropicaux ; avec référence particulière aux zones sub-humides et arides. Ganry F. collection, Cirad/Editions Espaces 34/FAO/IRD (eds.), Impression Dumas, St. Etienne, France, 1999. pp : 499
- [3] Walker R.B., Chowdappa P. et Gessel S.P. Major element deficiencies in *Casuarina equisetifolia*. Fertilizer Research. 1993, **34** : 127-133
- [4] Reddell L.H., Baumer G.D. et Robsen A.D. Nodulation of *Casuarinaceae* in relation to host and soil properties. Aust. J. Bot., 1986, **34** : 435-444
- [5] Andéké-Lengui M.A. et Dommergues Y.R. Coastal sand dune stabilization in Senegal. In : *Casuarina* ecology management and utilization. Midgley S.J., Turnbull J.W. et Johnston R.D. (eds.), proceedings of an international workshop, 17-21 August 1981, Canberra, Melbourne, CSIRO, Australia, 1983. 158-166
- [6] Mailly D. et Margolis H.K. Forest floor and mineral soil development in *Casuarina equisetifolia* plantation on the coastal sand dunes of Senegal. Forest Ecol. Manage. 1992, **55** : 259-278
- [7] El Lakany M.H. Performance of *Casuarina* provenances under desert conditions. In : Nitrogen fixation with non-legumes. Hegazi N.A., Fayez M. et Monib M. (eds.), Cairo, American University, 1994. 577-583

- [8] Salt D.E., Blaylock M., Kumar N.P.B.A., Dushenkov V., Ensley B.D., Chet I. et Raskin I. Phytoremediation : A novel strategy for the removal of toxic metals from the environment using plants. *Biotech.* 1995, **13** : 468-473
- [9] Gardner I.C. Mycorrhizae of actinorhizal plants. *Mircen J.* 1986, **2** : 147-160
- [10] Bâ A.M., Sougoufara B. and Thoen D. The triple symbiosis of *Casuarina equisetifolia* in Senegal. In : Sylvia D.M. Hung L.L. et Graham J.H. (eds). Proceeding of the 7th North American conference on mycorrhizae, university of Gainesville USA. 1987, pp : 121
- [11] Sempavalan J., Wheeler C.T. et Hooker J.E. Lack of competition between Frankia and *Glomus* for infection and colonization of roots of *Casuarina equisetifolia* (L.). *New Phytol.* 1995, **130** : 429-436
- [12] Diem H.G. Les mycorrhizes des plantes actinorhiziennes. *Act. Bot. Gallica.* 1996, **143 (7)** : 581-592
- [13] Moiroud A. Diversité et écologie des plantes actinorhiziennes. *Act. Bot. Gallica.* 1996, **143 (7)** : 651-661
- [14] Gerdemann J.W. Vesicular-arbuscular mycorrhizae and plant growth. *Ann. Rev. Phytopathol.* 1968, **6** : 379-418
- [15] Trappe J.M. Phylogenetic and ecologic aspects of mycotrophy in the angiosperm from an evolutionary standpoint. In : GR. Safir, *Ecophysiology of VA mycorrhizal plants.* CRC Press, Boca Raton, Florida. 1987, 5-25.
- [16] Redecker D., Morton J.B. et Bruns T.D. aAncestral lineages of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomales). *Molecular Phylogenetics and Evolution.* 2000, **14** : 276-284
- [17] Ducouso M. Importance des symbioses racinaires pour l'utilisation des *Acacia* d'Afrique de l'Ouest. Thèse de l'Université Claude-Bernard de Lyon I. CIRAD-ISRA (eds) Nigent sur Marne, France et Dakar (Sénégal). 1991, 205 p
- [18] Diop T.A., Plenchette C., Strullu D.G., Guèye M. et Dreyfus B.L. *Acacia* du Sahel : un espoir pour l'agriculture. *La Recherche.* 1994, **269** : 1045-1047
- [19] Dalpé Y., Diop T.A., Plenchette C. et Guèye M. *Glomales* species associated with surface and deep rhizosphere of *Faidherbia albida* in Senegal. *Mycorrhiza.* 2000, **10 (3)** : 125-129
- [20] Smith S.E. et Read D.J. Mycorrhizal symbiosis. 2<sup>nd</sup> ed., London Academic Press, 1997, 605 p.
- [21] Dehne H.W. Interaction between VAM-fungi and plant pathogens. *Am. Phytopath. Soc.* 1982, **72** : 115-119
- [22] Diém H.G et Gauthier D. Effet de l'infection endomycorrhizienne (*Glomus mosseae*) sur la nodulation et la croissance de *Casuarina equisetifolia*. *C.R. Acad. Sci. Série C.* 1982, **294** : 215-218
- [23] Michelsen A. et Rosendahl S. The effect of VA mycorrhizal fungi, phosphorus and drought stress on the growth of *Acacia nilotica* and *Leucaena leucocephala* seedlings. *Plant Soil.* 1990, **124** : 7-13
- [24] Sanginga N., Danso S.K.A. et Bowen G.D. Nodulation and growth response of *Allocauarina* and *Casuarina* species to phosphorus fertilization. *Plant and Soil.* 1989, **118** : 125-132
- [25] Bolan N.S. A critical review on the role of mycorrhizal fungi in the uptake of phosphorus by plant. *Plant and Soil.* 1991, **134** : 189-207
- [26] Tisdall J.M. Possible role of soil micro-organisms in aggregation in soils. *Plant and Soil.* 1994, **159** : 115-121
- [27] Hoagland D.R. et Arnon D.I. The water culture method for growing plant without soil. *Calif. Agric. Exp. Stn. Circ.* University of California, college of Agriculture, Berkley, CA, USA, 1938. 347 p
- [28] Bâ A.M., Sanon K.B., Duponnois R. and Dexheimer J. Growth response of *Azelia africana* Sm. Seedlings to ectomycorrhiza inoculation in a nutrient-deficient soil. *Mycorrhiza.* 1999, **9** : 91-95
- [29] Hewitt E.J. Sand and water culture methods used in the study of plant

nutrition. Commonwealth Agric. Bureau, Tech. Comm **22**. Rev. 2<sup>nd</sup> edition, 1966

[30] Philips J.M et Hayman D.S. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. Transactions British Mycological Society. 1970, **55** : 158-161

[31] Trouvelot A., Kough J.L. et Gianinazzi-Pearson V. Mesure du taux de mycorrhization VA d'un système racinaire. Recherche de méthodes d'estimation ayant une signification fonctionnelle. Mycorrhizae : Physiology and genetics. ESM Dijon, 1-5 July 1985, INRA, Paris. 1986

[32] Plenchette C., Fortin J.A. and Furlan V. Growth response of several plant species in a soil of a moderate P-fertility. I. Mycorrhizal dependency under field conditions. Plant and Soil. 1983, **70** : 199-209

[33] Jackson M.L. Soil chemical analysis. Prentice Hall Englewood Cliffs. 1958, pp : 153

[34] Berliner R. et Torrey J.G. On tripartite *Frankia*-mycorrhizal associations in the *Myricaceae*. Can. J. Bot. 1989, **67** : 1708-1712.

[35] Baylis G.T.S. Root hairs and phycomycetous mycorrhizas in phosphorus-deficient soil. Plant Soil. 1970, **33** : 713-716

[36] Duponnois R., Plenchette C. et Bâ A.M. Growth stimulation of seventeen fallow leguminous plants inoculated with *Glomus aggregatum* in Senegal. Eur. J. Soil Biol. 2001, **37** : 181-186

[37] Bolan N.S. A critical review on the role of mycorrhizal fungi in the uptake of phosphorus by plant. Plant and Soil. 1991, **134** : 189-207

[38] Molina R. Ectomycorrhizal specificity in the genus *Alnus*. Can. J. Bot. 1981, **59** : 325-334.

[39] Dell B., Malajczuk N., Bougher N.L. et Thomson G. Development and function of *Pisolithus* and *Scleroderma* ectomycorrhizas formed *in vivo* with *Allocasuarina*, *Casuarina* and

*Eucalyptus*. Mycorrhiza. 1994, **5** : 129-138.

[40] Thoen D., Sougoufara B. et Dommergues Y.R. *In vitro* mycorrhization of *Casuarina* and *Allocasuarina* species by *Pisolithus* isolates. Can. J. Bot. 1990, **68** : 2537-2542

[41] Giovanetti M., Sbrana C. et Logi C. Early processes involved in recognition by arbuscular mycorrhizal fungi. New Phytol. 1994, **127** : 703-709

[42] Gianinazzi-Pearson V., Gollotte A., Lherminier J., Tisserant B., Franken P., Dumas-Gaudot E., Lemoine M.C., van Tuinen D. et Gianinazzi S. Cellular and molecular approaches in the characterisation of symbiotic events in functional arbuscular mycorrhizal associations. Can. J. Bot. 1995, **73** : S 256-532.

[43] Bécard G., Taylor L.P., Doude D.D., Pfeffer P.E. et Doner L.W. Flavonoids are not necessary plant signal compounds in arbuscular mycorrhizal symbioses. MPMI, 1995, **8** : 252-258

[44] Sougoufara B. Fixation de l'azote dans l'aménagement des agrosystèmes. Senesylva. 2001, **26** : 17-21

[45] Duhoux E., Franche C. et Bogusz D. Diversité fonctionnelle de la racine : mise en évidence et fondements moléculaires. Cahiers Agricultures. 2000, **9** : 293-299.

[46] Diédhiou S. Interactions entre les symbioses actinorhizienne et mycorrhizienne chez deux espèces de Casuarinacées : *Allocasuarina verticillata* (L.) et *Casuarina glauca* (Sieb. Ex Spreng). Mémoire de DEA, Université Cheikh Anta Diop, FST-BV, Dakar, Sénégal, 2002, 71p