

**DIVERSITE DES CHAMPIGNONS ECTOMYCORHIZIENS ET DES ECTOMYCORHIZES
DES ARBRES FORESTIERS NATIFS D'AFRIQUE DE L'OUEST**

par Bâ A. M.^{1,2}, Duponnois R.², Diabaté M.³, Diédhiou A. G.¹, Sanon K.⁴, Nérée, Dreyfus B.²

¹ Laboratoire commun de microbiologie IRD/Ucad/Isra, (LCM), Centre de recherche de Bel
Air. B. P. 1386. C.P. 18524. Dakar. Sénégal

² IRD. UMR 113 CIRAD/INRA/IRD/AGRO-M/UM2, Laboratoire des symbioses tropicales
et méditerranéennes (LSTM), Campus international de Baillarguet. Montpellier, France.

³ Institut agronomique de Guinée. Conakry. Guinée

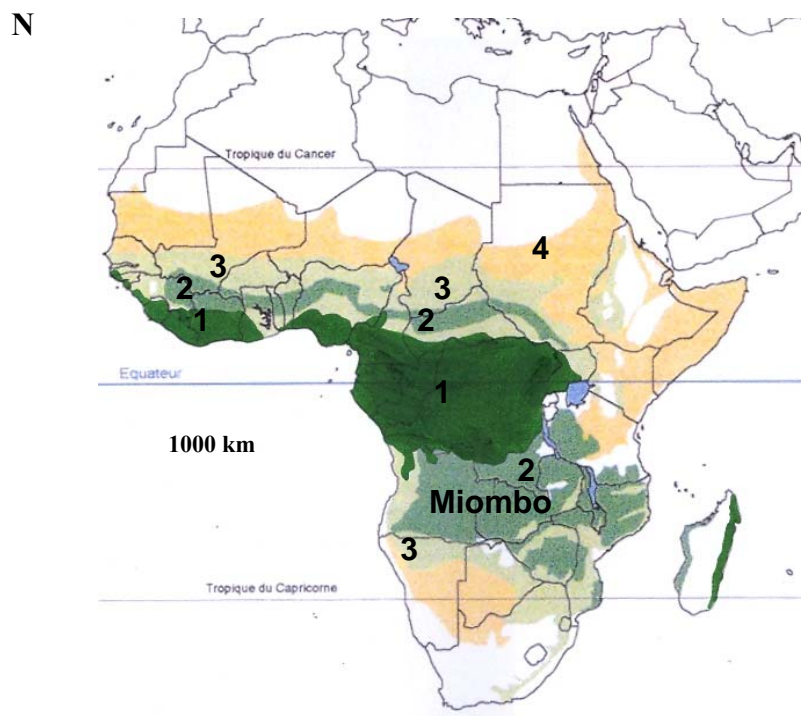
⁴ Institut de l'environnement et de recherches agricoles. Département productions forestières
(Inera/DPF). Ouagadougou 03. Burkina Faso

1. INTRODUCTION

La superficie totale des forêts en Afrique est estimée à 650 millions d'hectares, soit 21,8 % de la surface totale des terres et 16,8 % du couvert forestier mondial (FAO, 2009). La distribution des massifs forestiers est variable en Afrique. L'Afrique du Nord et l'Afrique de l'Ouest sont les moins boisées du continent, principalement à cause de l'aridité de ces régions alors que l'Afrique centrale (ex. : bassin du Congo), très humide avec pour végétation dominante la forêt ombrophile, couvre 40 % des forêts du continent (fig. 1). L'Afrique de l'Ouest ne représente que 14,3 % du couvert forestier du continent, en partie localisé dans la partie côtière humide.

La zone ouest-africaine regroupe 16 pays : Bénin, Burkina Faso, Cap-Vert, Côte d'Ivoire, Gambie, Ghana, Guinée, Guinée-Bissau, Liberia, Mali, Mauritanie, Niger, Nigeria, Sénégal, Sierra Leone et Togo. Elle est située en partie dans la région guinéenne et soudano-zambézienne au sens de White (1983). On y trouve plusieurs types forestiers dont des forêts denses ombrophiles sempervirentes, des forêts semi-décidues, des galeries forestières, des forêts claires, des savanes arborées, des steppes à épineux et de la végétation désertique (Schnell, 1986). La différenciation du couvert végétal résulte des différents climats et des pratiques anthropiques (ex. : coupes abusives, pâturage extensif, agriculture sur brûlis, passages des feux courants). La pression anthropique sur le couvert végétal est très marquée, car les populations sont tributaires des produits forestiers pour leur survie. De plus, les prélèvements forestiers ne sont pas compensés par la régénération naturelle et les plantations forestières. La forte pression démographique entraîne donc une réduction du couvert forestier, une dégradation des ressources en bois d'œuvre et produits non ligneux, ainsi qu'une perte importante de la diversité floristique et faunique. Les sols de forêt étant caractérisés par la grande diversité de leurs micro-organismes, la disparition des forêts entraîne une baisse importante de l'activité biologique et de la fertilité des sols. La disparition irréversible de multiples micro-organismes du sol comprend de nombreuses espèces utiles de champignons et de bactéries. Or la plupart des grands arbres des forêts ouest-africaines sont associés au niveau de leurs racines à des micro-organismes du sol indispensables à leur croissance et à la régénération de la forêt. Parmi ceux-ci, des champignons du sol développent avec les racines des arbres des associations symbiotiques appelées mycorhizes, universellement répandues en particulier dans les forêts tropicales naturelles.

Fig. 1. Subdivisions phytogéographiques du continent africain ; (1) forêts tropicales humides de la région guinéo-congolaise (vert foncé), (2) forêts claires de la région soudano-guinéenne (vert clair), (3) savanes boisées de la région soudano-zambézienne (vert pâle), (4) steppe boisée de la région soudano-sahélienne (orange).



2. STATUT MYCORHIZIEN DES FORETS TROPICALES NATURELLES

La majorité des essences forestières des régions tempérées et boréales vivent en symbiose avec des champignons ectomycorhiziens (Smith et Read, 2008). En revanche, dans les régions tropicales et subtropicales d'Afrique, d'Asie du Sud-Est, d'Australie et d'Amérique où la diversité botanique est très grande, ce sont les champignons mycorhiziens à arbuscules qui prédominent (Redhead, 1977 ; Warcup, 1980 ; Högborg, 1986 ; Malloch *et al.*, 1980 ; Chalermpongse, 1987 ; Béreau *et al.*, 1997 ; Onguene et Kuyper, 2002 ; Wang et Qiu, 2006). Les inventaires sur le statut symbiotique des arbres forestiers des régions tropicales indiquent une nette prédominance des MA (endotrophie) dans 85 % des taxons végétaux par rapport aux ECM qui représentent approximativement moins de 5 % des arbres (Smith et Read, 2008). En Thaïlande, sur 52 arbres examinés 14 sont à ECM et 38 présentent des MA (Chalermpongse, 1987). Au Nigeria, Redhead (1968 a) signale que sur 51 espèces végétales, 3 seulement sont à

ECM. Rambelli (1973) observe également une faible fréquence des espèces à ECM en Côte d'Ivoire. En Tanzanie, Högberg et Nylund (1981) notent que sur 47 espèces indigènes recensées, 40 présentent des MA, 6 des ECM et 1 des ectoendomycorhizes. Au Cameroun, Newbery *et al.* (1988) indiquent que sur 55 espèces végétales examinées, 32 possèdent des MA et 23 sont à ECM. Onguene et Kuyper (2002) confirment également cette tendance au Cameroun. Au Sénégal, Thoen et Bâ (1989) ont inventorié seulement 2 essences forestières indigènes à ECM. Cette rareté des arbres à ECM est également observée dans des forêts sèches du Burkina Faso et dans des forêts humides de Guinée (Thoen et Ducouso, 1989 a ; Sanon *et al.*, 1997 ; Rivière *et al.*, 2007). Dans des forêts néotropicales (ex. : Guyane française, Guyana, Seychelles), les arbres présentent aussi très peu d'espèces à ECM (Béreau *et al.*, 1997 ; Henkel *et al.*, 2002 ; Haug *et al.*, 2004 ; Tedersoo *et al.*, 2007). Cependant, il existe des forêts tropicales où prédominent les ECM : les forêts claires à *Brachystegia*, *Isobertinia* et *Julbernardia* dans le miombo en Afrique de l'Est, les forêts à Dipterocarpaceae du Sud-Est asiatique et les forêts à *Decymbe corymbosa* en Amérique du Sud (de Alwis et Abeynayake, 1980 ; Högberg et Nylund, 1981 ; Henkel *et al.*, 2002 ; McGuire, 2007).

Dans les régions tropicales et subtropicales d'Afrique, d'Asie du Sud-Est, d'Australie et d'Amérique, l'ectotrophie est présente dans des espèces d'arbres, d'arbustes, d'herbacées et de lianes dans les familles et sous-familles suivantes : Fabaceae/Caesalpinioideae (ex. : *A. africana*), Fabaceae/Mimosoideae (ex. : *Acacia holosericea*), Fabaceae/Papilionoideae (ex. : *Pericopsis angolensis*), Myrtaceae (ex. : *Eucalyptus camaldulensis*), Proteaceae (ex. : *Faurea saligna*), Casuarinaceae (ex. : *Casuarina equisetifolia*), Dipterocarpaceae (ex. : *Monotes kerstingii*), Polygonaceae (ex. : *Coccoloba uvifera*), Nyctaginaceae (ex. : *Pisonia grandis*), Lauraceae (ex. : *Cinnamomum zeylanicum*), Rhamnaceae (ex. : *Pomaderris aspera*), Rubiaceae (ex. : *Opercularia varia*), Fagaceae (ex. : *Lithocarpus sundaicus*), Sapotaceae (ex. : *Manilkara* sp.), Sapindaceae (ex. : *Acer campestre*), Sterculiaceae (ex. : *Lasiopetalum behrii*), Thymelaeaceae (ex. : *Pimelia spathulata*), Apiaceae (ex. : *Platysace heterophylla*), Euphorbiaceae (ex. : *Poranthera microphylla*), Phyllanthaceae (ex. : *Uapaca guineensis*), Gnetaceae (ex. : *Gnetum africanum*), Sarcolaenaceae (ex. : *Sarcolaena multiflora*), Asteropeiaceae (ex. : *Asteropeia amblyocarpa*) et Pinaceae (ex. : *Pinus caribaea*) (Mikola, 1970 ; de Alwis et Abeynayake, 1980 ; Warcup, 1980 ; Högberg et Nylund, 1981 ; Alexander et Högberg, 1986 ; Bâ *et al.*, 1987 ; Newbery *et al.*, 1988 ; Le Tacon *et al.*, 1989 ; Thoen et Bâ, 1989 ; Thoen et Ducouso, 1989a ; Béreau *et al.*, 1997 ; Sanon *et al.*, 1997 ; Torti et Coley, 1999 ; Bâ *et al.*, 2000 ; Onguene et Kuyper, 2001 ; Henkel *et al.*, 2002 ; Ducouso *et*

al., 2004 ; Haug *et al.*, 2004 ; Rivière *et al.*, 2007 ; Tedersoo *et al.*, 2007 ; Ducouso *et al.*, 2008).

3. STATUT ECTOMYCORHIZIEN DES ARBRES NATIFS D'AFRIQUE TROPICALE

En Afrique tropicale, les ECM sont présentes dans 9 familles ou sous-familles d'arbres : Caesalpinioideae, Dipterocarpaceae, Phyllanthaceae, Gnetaceae, Papilionoideae, Proteaceae, Sapotaceae, Asteropeiaceae et Sarcolaenaceae (tabl. 1). Parmi les espèces d'arbres à ECM, les Caesalpinioideae sont les plus représentées en nombre d'espèces. Elles comportent des arbres à usages multiples qui jouent un rôle majeur en foresterie et agroforesterie (Thiès, 1995). Ce sont surtout des essences forestières (ex. : *Brachystegia*, *Isoberlinia*, *Afzelia*) à bois d'œuvre et de service à forte valeur ajoutée. Dans cette sous-famille, des ECM sont principalement observées dans la tribu des Amherstieae (14 genres) et des Detarieae (1 genre). C'est aussi le cas en Asie du Sud-Est et en Amérique tropicale où les arbres à ECM sont trouvés dans la tribu des Amherstieae (Chalermpongse, 1987 ; Henkel *et al.*, 2002). Par contre, dans la tribu des Caesalpinieae, des Cassieae et des Cercidieae, seules trois espèces d'arbres, *Erythrophleum succirubrum* (Caesalpinieae), *Cassia garrettiana* (Cassieae) et *Bauhinia malabarica* (Cercidieae) endémiques de Thaïlande, possèdent des ECM (Chalermpongse, 1987).

Des espèces d'arbres à ECM possèdent aussi des MA et (ou) des nodules. Quelques Amherstieae (ex. : *Gilbertiodendron dewevrei*, *Anthonotha fragans* et *Tetraberlinia bifoliolata*) et Detarieae (ex. : *Afzelia bipendensis* et *A. pachyloba*) présentent les deux types de mycorhizes. Toutefois, la majorité des Detarieae est colonisée par des champignons mycorhiziens à arbuscules (Newbery *et al.*, 1988 ; Onguene et Kuyper, 2001). La nodulation des Caesalpinioideae concerne environ 23 % des espèces examinées (Allen et Allen, 1981 ; de Faria *et al.*, 1989). Elle est quasiment absente chez les espèces à ECM appartenant aux Amherstieae, Detarieae et Cercidieae. Elle semble cependant plus fréquente chez les Caesalpinieae et les Cassieae où prédominent les MA. Autrement dit, chez les Caesalpinioideae, la nodulation coexiste exclusivement avec des MA sauf chez l'espèce ectotrophe, *Afzelia quanzensis* (Högberg et Nylund, 1981) dont la nodulation n'a pas été cependant confirmée par des études plus récentes (Munyanziza et Kuyper, 1995 ; Bâ *et al.*, 2002). Le statut symbiotique de la Papilionoideae *Pericopsis angolensis* diffère selon le lieu d'échantillonnage des racines. L'arbre possède des ECM en Zambie (Alexander et Högberg, 1986 ; Högberg et Pearce, 1986), des nodules au Zimbabwe (Corby, 1974), des MA et des

nodules en Tanzanie (Högberg, 1982). Les trois types de symbiose (nodules, MA et ECM) ne semblent pas coexister sur *P. angolensis* comme sur les Mimosoideae (ex. : *Acacia holosericea*) et Casuarinaceae (ex. : *Casuarina equisetifolia*) introduites en Afrique tropicale (Warcup, 1980 ; Reddell *et al.*, 1986 ; Bâ *et al.*, 1987 ; Le Tacon *et al.*, 1989 ; Bâ *et al.*, 1994). Pour ce qui est des autres familles d'arbres à ECM (Dipterocarpaceae, Phyllanthaceae et Sapotaceae), c'est bien la coexistence des deux types de mycorhize qui semblent prévaloir dans la plupart des cas. Il en est de même pour l'arbuste *F. saligna* (Proteaceae) et la liane *G. africanum* (Gnetaceae). La plupart des Sarcolaenaceae et des Asteropeiaceae, deux familles endémiques de Madagascar, possèdent les deux types de mycorhize.

Tableau 1. Statut symbiotique et distribution géographique de quelques espèces d'arbres, d'arbustes, d'herbacées et de lianes natives d'Afrique tropicale. Mycorhizes à arbuscules^(a), ectomycorhizes^(b).

| Groupe taxonomique | Nodule | MA ^(a) | ECM ^(b) | Pays |
|--|--------|-------------------|--------------------|-------------------------------|
| Asteropeiaceae | | | | |
| <i>Asteropeia amblyocarpa</i> Tul. * | - | nd | + | Madagascar ^{anonyme} |
| <i>A. densiflora</i> Baker * | - | + | + | Madagascar ^{anonyme} |
| <i>A. micraster</i> Hallier f. * | - | + | + | Madagascar ³² |
| <i>A. multifolia</i> Thou * | - | + | + | Madagascar ³² |
| <i>A. rhopaloïdes</i> (Baker) Baill. * | - | nd | + | Madagascar ^{anonyme} |
| Dipterocarpaceae | | | | |
| <i>Marquesia macroura</i> Gilg. * | - | - | + | Zambie ¹³ |
| <i>M. acuminata</i> (Gilg) R. E. Fr. * | - | + | + | Zambie ¹³ |
| <i>Monotes africana</i> (Welw.) Adc. * | - | - | + | Zambie ¹¹ |
| <i>M. elegans</i> Gilg. * | - | - | + | Zambie ¹¹ |
| <i>M. elegans</i> Gilg. * | - | - | + | Tanzanie ¹⁴ |
| <i>M. kerstingii</i> Gilg. * | - | - | + | Burkina Faso ^{5, 21} |
| Fabaceae | | | | |
| <i>Caesalpinioideae</i> | | | | |
| Detarieae | | | | |

| | | | | |
|---------------------------------|---|---|---|-------------------------------|
| <i>Afzelia africana</i> Sm. * | - | - | + | Ghana ¹ |
| <i>Afzelia africana</i> Sm. * | - | - | + | Nigeria ² |
| <i>Afzelia africana</i> Sm. * | - | - | + | Sénégal ³ |
| <i>Afzelia africana</i> Sm. * | - | + | + | Guinée ⁴ |
| <i>Afzelia africana</i> Sm. * | - | - | + | Burkina Faso ^{5, 21} |
| <i>A. bella</i> Harms * | - | - | + | RD Congo ⁶ |
| <i>A. bella</i> Harms * | - | - | + | Nigeria ² |
| <i>A. bella</i> Harms * | - | - | + | Guinée ¹⁶ |
| <i>A. bella</i> Harms * | - | + | + | Cameroun ²² |
| <i>A. bipendensis</i> Harms * | - | - | + | Cameroun ⁷ |
| <i>A. bipendensis</i> Harms * | - | + | + | Cameroun ⁸ |
| <i>A. bipendensis</i> Harms * | - | + | + | Cameroun ²⁰ |
| <i>A. bracteata</i> T. Vogel. * | - | - | + | Guinée ⁴ |
| <i>A. pachyloba</i> Harms * | - | + | + | Cameroun ^{7, 8} |
| <i>A. quanzensis</i> Welw. * | + | - | + | Tanzanie ⁹ |
| <i>A. quanzensis</i> Welw. * | - | - | + | Tanzanie ¹⁰ |
| <i>A. quanzensis</i> Welw. * | + | - | - | Zimbabwe ²⁶ |
| <i>A. quanzensis</i> Welw. * | - | - | + | Kenya ²⁰ |

Amherstieae

| | | | | |
|---|---|----|---|----------------------------|
| <i>Anthonotha cladantha</i> (Harms) Léon. * | - | - | + | Cameroun ⁷ |
| <i>A. crassifolia</i> (Baill.) Léon. * | - | - | + | Guinée ⁴ |
| <i>A. fragans</i> (Bak. f.) Exell & Hillc. * | - | - | + | Cameroun ^{7, 8} |
| <i>A. fragans</i> (Bak. f.) Exell & Hillc. * | - | + | + | Cameroun ²⁰ |
| <i>A. lamprophylla</i> (Harms) Léon. * | - | - | + | Cameroun ⁷ |
| <i>A. macrophylla</i> P. Beauv. * | - | - | + | Cameroun ⁷ |
| <i>A. macrophylla</i> P. Beauv. * | - | - | + | Cameroun ²⁰ |
| <i>Aphanocalyx margininervatus</i> Léon. * | - | - | + | Cameroun ⁷ |
| <i>A. cynometroides</i> Oliver * | - | - | + | Cameroun ²⁰ |
| <i>Berlinia bracteosa</i> Benth. * | - | - | + | Cameroun ⁷ |
| <i>B. confusa</i> Hoyle * | - | - | + | Cameroun ²⁶ |
| <i>B. crabiana</i> Bak. f. * | - | - | + | Cameroun ⁷ |
| <i>B. grandiflora</i> (Vahl) Hutch. & Dalziel * | - | nd | + | Burkina Faso ³¹ |

| | | | | |
|---|---|----|---|----------------------------|
| <i>Berlinia</i> sp. * | - | - | + | Cameroun ⁷ |
| <i>Berlinia</i> sp. * | - | + | + | Cameroun ²⁰ |
| <i>Brachystegia allenii</i> Burt Davy & Hutch * | - | - | + | Zambie ¹³ |
| <i>Brachystegia bohemi</i> Taub. * | - | - | + | Tanzanie ¹¹ |
| <i>Brachystegia bohemi</i> Taub. * | - | - | + | Zambie ¹³ |
| <i>B. bussei</i> Harms. * | - | - | + | Tanzanie ¹¹ |
| <i>B. bussei</i> Harms. * | - | - | + | Zambie ¹³ |
| <i>B. cynometroides</i> Harms * | - | + | + | Cameroun ^{8, 25} |
| <i>B. eurycoma</i> Harms. * | - | - | + | Tanzanie ¹² |
| <i>B. eurycoma</i> Harms. * | - | - | + | Cameroun ⁸ |
| <i>B. eurycoma</i> Harms. * | - | - | + | Nigeria ² |
| <i>B. floribunda</i> Benth. * | - | - | + | Zambie ¹¹ |
| <i>B. floribunda</i> Benth. * | - | - | + | Zambie ¹³ |
| <i>B. glaberrima</i> R. E. Fr. * | - | - | + | Zambie ¹² |
| <i>B. glaberrima</i> R. E. Fr. * | - | - | + | Zambie ¹³ |
| <i>B. laurentii</i> (De Wild.) Louis & Hoyle * | - | - | + | RD Congo ⁶ |
| <i>B. longifolia</i> Benth. * | - | - | + | Zambie ¹¹ |
| <i>B. longifolia</i> Benth. * | - | - | + | Tanzanie ¹⁴ |
| <i>B. longifolia</i> Benth. * | - | - | + | Zambie ¹³ |
| <i>B. manga</i> De Wild. * | - | - | + | Zambie ¹³ |
| <i>B. microphylla</i> Harms * | - | - | + | Tanzanie ^{11, 14} |
| <i>B. microphylla</i> Harms * | - | - | + | Zambie ¹³ |
| <i>B. nigerica</i> Hoyle & A. Jones * | - | - | + | Nigeria ²⁷ |
| <i>B. spiciformis</i> Benth. * | - | - | + | Zambie ¹¹ |
| <i>B. spiciformis</i> Benth. * | - | - | + | Tanzanie ⁹ |
| <i>B. spiciformis</i> Benth. * | - | - | + | Zambie ¹³ |
| <i>B. taxifolia</i> Harms * | - | - | + | Zambie ¹³ |
| <i>B. utilis</i> Burt Davy & Hatch * | - | - | + | Zambie ¹³ |
| <i>B. wangermeeana</i> De Wild. * | - | - | + | Zambie ¹³ |
| <i>B. zenzeri</i> Harms * | - | - | + | Cameroun ⁸ |
| <i>Cryptosepalum tetraphyllum</i> (Hook. f.) Benth. * | - | nd | + | Guinée ¹⁶ |
| <i>Didelotia africana</i> Baill. * | - | - | + | Cameroun ^{7, 8} |

| | | | | |
|--|---|---|---|----------------------------|
| <i>Didelotia africana</i> Baill. * | - | + | + | Cameroun ²⁰ |
| <i>D. letouzeyi</i> Pellegr. * | - | - | + | Cameroun ⁸ |
| <i>D. letouzeyi</i> Pellegr. * | - | - | + | Cameroun ²⁰ |
| <i>Gilbertiodendron brachystegioides</i> (Harms) J. Leonard * | - | - | + | Cameroun ^{7, 8} |
| <i>G. demonstrans</i> (Baill.) Léon. * | - | - | + | Cameroun ⁷ |
| <i>G. dewevrei</i> (De Wild.) * | - | - | + | RD Congo ¹⁵ |
| <i>G. dewevrei</i> (De Wild.) * | - | - | + | Cameroun ^{7, 8} |
| <i>G. dewevrei</i> (De Wild.) * | - | + | + | RD Congo ¹⁹ |
| <i>G. limba</i> (Scott Elliot) J. Leonard * | - | - | + | Guinée ¹⁶ |
| <i>G. ogoonense</i> (Pell.) * | - | - | + | Cameroun ⁷ |
| <i>Gilbertiodendron</i> sp. * | - | - | + | Cameroun ⁷ |
| <i>Gilbertiodendron</i> sp. 1 * | - | - | + | Cameroun ²⁰ |
| <i>Gilbertiodendron</i> sp. 2 * | - | + | + | Cameroun ²⁰ |
| <i>Isoberlinia angolensis</i> (Benth. Hogle et Brenan) * | - | - | + | Zambie ⁷ |
| <i>Isoberlinia angolensis</i> (Benth. Hogle et Brenan) * | - | - | + | Zambie ¹³ |
| <i>I. dalziellii</i> Craib. & Stapf. * | - | - | + | Burkina Faso ⁵ |
| <i>I. doka</i> Craib. & Stapf. | - | - | + | Burkina Faso ⁵ |
| <i>Julbernardia globiflora</i> (Benth.) Troupin * | - | - | + | Tanzanie ¹⁴ |
| <i>Julbernardia globiflora</i> (Benth.) Troupin * | - | - | + | Zambie ¹³ |
| <i>J. paniculata</i> (Benth.) Troupin * | - | - | + | Zambie ¹¹ |
| <i>J. paniculata</i> (Benth.) Troupin * | - | - | + | Zambie ¹¹ |
| <i>J. seretii</i> (De Wild.) Troupin * | - | - | + | RD Congo ^{17, 18} |
| <i>J. seretii</i> (De Wild.) Troupin * | - | - | + | Cameroun ^{7, 8} |
| <i>J. seretii</i> (De Wild.) Troupin * | - | + | + | RD Congo ¹⁹ |
| <i>M. bisulcata</i> A. Chev. * | - | - | + | Cameroun ⁷ |
| <i>M. bisulcata</i> A. Chev. * | - | - | + | Cameroun ²⁰ |
| <i>Monopetalanthus microphyllus</i> Harms * | - | - | + | Cameroun ^{7, 8} |
| <i>M. letestui</i> Pellegr. * | - | - | + | Cameroun ⁸ |

| | | | | |
|--|---|---|---|-------------------------|
| <i>Monopetalanthus</i> sp. * | - | - | + | RD Congo ⁶ |
| <i>Monopetalanthus</i> sp. nov. * | - | - | + | RD Congo ⁶ |
| <i>Monopetalanthus</i> sp. * | - | + | + | Cameroun ²⁰ |
| <i>Paraberlinia bifoliolata</i> Pellegr. * | - | - | + | Cameroun ⁸ |
| <i>Paramacrolobium coeruleum</i> (Taub.) Léon * | - | - | + | RD Congo ¹⁸ |
| <i>Paramacrolobium coeruleum</i> (Taub.) Léon * | - | - | + | Guinée ¹⁶ |
| <i>P. flagrans</i> (Bak.) Out. * | - | - | + | RD Congo ⁶ |
| <i>Pelligriniodendron diphyllum</i> (Harms) J. Léonard * | - | - | + | Guinée ¹⁶ |
| <i>Tetraberlinia bifoliolata</i> (Harms.) Hauman * | - | - | + | Cameroun ^{7,8} |
| <i>Tetraberlinia bifoliolata</i> (Harms.) Hauman * | - | + | + | Cameroun ²⁰ |
| <i>T. moreliana</i> Aubr. * | - | - | + | Cameroun ⁷ |
| <i>T. moreliana</i> Aubr. * | - | - | + | Cameroun ²⁰ |
| <i>Toubaouate brevipaniculata</i> (J. Léonard) Aubr. & Pellegr. * | - | - | + | Cameroun ⁸ |

Papilionoideae

Sophoraceae

| | | | | |
|---|---|---|---|------------------------|
| <i>Pericopsis angolensis</i> (Bak.) van Meeuween * | - | - | + | Zambie ¹³ |
| <i>Pericopsis angolensis</i> (Bak.) van Meeuween * | - | - | + | Zambie ¹¹ |
| <i>Pericopsis angolensis</i> (Bak.) van Meeuween * | + | - | - | Zimbabwe ²⁶ |
| <i>Pericopsis angolensis</i> (Bak.) van Meeuween * | + | - | - | Tanzanie ¹⁴ |

Phyllanthaceae

| | | | | |
|---|---|---|---|------------------------|
| <i>Uapaca acuminata</i> (Hutch.) Pax & K. | - | - | + | Cameroun ²⁵ |
|---|---|---|---|------------------------|

Hoffn *

| | | | | |
|--------------------------------------|---|---|---|------------------------------|
| <i>U. benguelensis</i> Müll. Arg. * | - | - | + | Zambie ¹³ |
| <i>U. bojeri</i> Baillon * | - | + | + | Madagascar ^{29, 30} |
| <i>U. chevalieri</i> Beille * | - | - | + | Guinée ⁴ |
| <i>U. ferruginea</i> Baill. * | - | + | + | Madagascar ³² |
| <i>U. guineensis</i> Müll. Arg. * | - | + | + | Sénégal ³ |
| <i>U. guineensis</i> Müll. Arg. * | - | + | + | Guinée ⁴ |
| <i>U. guineensis</i> Müll. Arg. * | - | + | + | Burkina Faso ⁵ |
| <i>U. guineensis</i> Müll. Arg. * | - | - | + | Cameroun ⁸ |
| <i>U. kirkinia</i> Müll. Arg. * | - | - | + | Tanzanie ¹¹ |
| <i>U. kirkinia</i> Müll. Arg. * | - | + | + | Zambie ¹⁴ |
| <i>U. kirkinia</i> Müll. Arg. * | - | - | + | Zambie ¹³ |
| <i>U. littoralis</i> Denis * | - | + | + | Madagascar ³² |
| <i>U. nitida</i> Müll. Arg. * | - | - | + | Zambie ¹¹ |
| <i>U. nitida</i> Müll. Arg. * | - | - | + | Zambie ¹³ |
| <i>U. pilosa</i> Hutch. * | - | - | + | Zambie ¹³ |
| <i>U. robynsii</i> De Wild. * | - | - | + | Zambie ¹³ |
| <i>U. sansibarica</i> Pax. * | - | - | + | Zambie ¹³ |
| <i>U. somon</i> Aub. Linn. * | - | + | + | Burkina Faso ⁵ |
| <i>U. staudtii</i> Pax. * | - | + | + | Cameroun ⁷ |
| <i>U. staudtii</i> Pax. * | - | + | + | Cameroun ⁰ |
| <i>U. thouarsii</i> Baill. & Denis * | - | + | + | Madagascar ³² |
| <i>U. togoensis</i> Pax. * | - | - | + | Nigeria ²⁸ |
| <i>U. vanhouttei</i> De Wild. * | - | - | + | Cameroun ²⁵ |

Gnetaceae

| | | | | |
|----------------------------------|---|---|---|------------------------|
| <i>Gnetum africanum</i> Welw. ** | - | - | + | RD Congo ²³ |
| <i>Gnetum africanum</i> Welw. ** | - | - | + | Cameroun ²⁴ |
| <i>G. buchholzianum</i> Engl. ** | - | - | + | Cameroun ²⁵ |
| <i>Gnetum</i> sp. ** | - | + | + | Cameroun ²⁵ |

Proteaceae

| | | | | |
|--|---|----|---|-------------------------------|
| <i>Faurea saligna</i> Harv.*** | - | - | + | Zambie ¹³ |
| Sapotaceae | | | | |
| <i>Manilkara</i> sp. * | - | + | + | RD Congo ¹⁹ |
| Sarcolaenaceae | | | | |
| <i>Leptolaena paucifolia</i> Thouars * | - | + | + | Madagascar ³² |
| <i>L. multiflora</i> Thouars | - | + | + | Madagascar ³² |
| <i>Leptolaena</i> sp. 1 * | - | + | + | Madagascar ³² |
| <i>Leptolaena</i> sp. 2 * | - | + | + | Madagascar ³² |
| <i>Sarcolaena eriophora</i> Thou. * | - | + | + | Madagascar ³² |
| <i>S. grandifolia</i> Thou. * | - | + | + | Madagascar ³² |
| <i>S. multiflora</i> Thouars * | - | + | + | Madagascar ³² |
| <i>S. oblongifolia</i> F. Gérard * | - | nd | + | Madagascar ^{anonyme} |
| <i>Schizolaena elongata</i> Lowry * | - | + | + | Madagascar ³² |
| <i>S. exinvolucrata</i> Lowry * | - | + | + | Madagascar ³² |
| <i>Schizolaena</i> sp. * | - | + | + | Madagascar ³² |
| <i>S. microphylla</i> H. Perrier * | - | nd | + | Madagascar ^{anonyme} |
| <i>Xyloolaena humbertii</i> Cavaco * | - | nd | + | Madagascar ^{anonyme} |

+ Présence ; - absence ; nd, non déterminé ; Arbre * ; Liane ** ; Arbuste ***. (Source : ¹ Jenik et Mensah, 1967 ; ² Redhead, 1968a ; ³ Thoen et Bâ, 1989 ; ⁴ Thoen et Ducouso, 1989 a ; ⁵ Sanon *et al.*, 1997 ; ⁶ Fassi et Fontana, 1962 ; ⁷ Newbery *et al.*, 1988 ; ⁸ Onguene et Kuyper, 2001 ; ⁹ Högberg et Nylund, 1981 ; ¹⁰ Munyanziza et Kuyper, 1995 ; ¹¹ Alexander et Högberg, 1986 ; ¹² Redhead, 1979 ; ¹³ Högberg et Pearce, 1986 ; ¹⁴ Högberg, 1982 ; ¹⁵ Peyronnel et Fassi, 1957 ; ¹⁶ Rivière *et al.*, 2007 ; ¹⁷ Fassi et Fontana, 1961 ; ¹⁸ Peyronel et Fassi, 1960 ; ¹⁹ Torti et Coley, 1999 ; ²⁰ Moyersoer et Fitter, 1999 ; ²¹ Ducouso *et al.*, 2004 ; ²² Alexander, 1987 ; ²³ Fassi, 1957 ; ²⁴ Tambe Bechem et Alexander, 2009 ; ²⁵ Onguene, 2000 ; ²⁶ Corby, 1974 ; ²⁷ Redhead, 1968b ; ²⁸ Redhead, 1974 ; ²⁹ Ramanankierana *et al.*, 2007 ; ³⁰ Martin *et al.*, 1998 ; ³¹ Sanon *et al.*, 2009 ; ³² Ducouso *et al.*, 2008).

On estime qu'il y a 90 espèces d'arbres dont le statut ectomycorhizien est avéré parmi les 353 espèces potentiellement ectotrophes, ce qui est très peu par rapport au nombre d'arbres des régions tropicales, mais élevé si on le compare au nombre d'espèces ectotrophes des

régions tempérées (tabl. 1 et 2). Le statut ectomycorhizien n'ayant été examiné que sur 25 % d'espèces d'arbres, beaucoup reste encore à faire en matière de simples observations. Au vu des données récentes de la littérature, les inventaires ne seraient pas exhaustifs et les arbres à ECM ne se limiteraient pas aux seules familles déjà connues. En effet, la découverte récente de deux nouvelles familles d'arbres (Sarcolaenaceae et Asteropeiaceae) et de deux nouveaux genres à ECM dans la sous-famille des Caesalpinioideae (*Cryptosepalum* et *Pelligriniodendron*), respectivement à Madagascar et en Guinée forestière, doit nous amener à reconsidérer une opinion largement répandue selon laquelle l'ectotrophie des arbres tropicaux est rare et spécifique (Bâ *et al.*, 2000 ; Rivière *et al.*, 2007 ; Ducouso *et al.*, 2008). En effet, non seulement le statut ectomycorhizien des arbres reste peu connu dans les forêts tropicales où la diversité en espèces végétales est beaucoup plus riche que dans les forêts tempérées, mais aussi les champignons ectomycorhiziens associés aux arbres tropicaux présentent une grande diversité tout à fait comparable à ce que l'on peut observer dans les forêts tempérées.

Tableau 2. Fréquence des espèces d'arbres, d'arbustes, d'herbacées et de lianes à ECM natives d'Afrique tropicale.

| Groupes taxonomiques | Genres | Nbre d'espèces | total | Nbre d'espèces examinées | total | Espèces examinées (%) |
|-----------------------------|--------------------|-----------------------|--------------|---------------------------------|--------------|------------------------------|
| Asteropeiaceae | <i>Asteropeia</i> | 8 | | 4 | | 50 |
| Dipterocarpaceae | <i>Marquesia</i> | 4 | | 2 | | 50 |
| Fabaceae | <i>Monotes</i> * | 36 | | 3 | | 8 |
| Caesalpinioideae | | | | | | |
| Detarieae | <i>Afzelia</i> * | 7 | | 6 | | 86 |
| Amherstieae | <i>Anthonota</i> * | 30 | | 5 | | 16 |
| | <i>Aphanocalyx</i> | 3 | | 1 | | 33 |
| | <i>Berlinia</i> * | 18 | | 3 | | 17 |

| | | | | |
|-----------------------|-----------------------------|----|----|------|
| | <i>Brachystegia</i> | 36 | 13 | 36 |
| | <i>Cryptosepalum</i> * | 11 | 1 | 9 |
| | <i>Didelotia</i> | 12 | 1 | 8 |
| | <i>Gilbertiodendron</i> * | 28 | 6 | 21 |
| | <i>Isoberlinia</i> * | 5 | 3 | 60 |
| | <i>Julbernardia</i> | 11 | 3 | 27 |
| | <i>Microberlinia</i> | 2 | 2 | 100 |
| | <i>Monopetalanthus</i> | 20 | 5 | 25 |
| | <i>Paramacrolobium</i> * | 2 | 2 | 100 |
| | <i>Pelligriniodendron</i> * | 1 | 1 | 100 |
| | <i>Tetraberlinia</i> | 3 | 3 | 66 |
| | <i>Toubaouate</i> | 1 | 1 | 100 |
| Papilionoideae | <i>Pericopsis</i> | 3 | 1 | 33 |
| | <i>Uapaca</i> * | 50 | 11 | 22 |
| Phyllanthaceae | <i>Gnetum</i> | 3 | 3 | 100 |
| Gnetaceae | <i>Faurea</i> | 18 | 1 | 5,5 |
| Proteaceae | <i>Manilkara</i> | 20 | 2 | 10 |
| Sapotaceae | <i>Leptolaena</i> | 6 | 2 | 33 |
| Sarcolaenaceae | <i>Sarcolaena</i> | 3 | 2 | 66 |
| | <i>Schizolaena</i> | 7 | 3 | 42,8 |
| | <i>Xyloolaena</i> | 5 | 1 | 20 |

TOTAL

353

91

25,4

*Genres ayant au moins une espèce à ectomycorhize en Afrique de l'Ouest (Source : récapitulatif du tableau 1).

4. DISTRIBUTION PHYTOGEOGRAPHIQUE DES ARBRES ECTOTROPHES EN AFRIQUE TROPICALE

En Afrique tropicale, les arbres ectotrophes sont distribués principalement dans la région guinéo-congolaise et dans une moindre mesure dans les régions zambézienne et soudanienne au sens de White (1983). La région guinéo-congolaise comporte des forêts denses ombrophiles sempervirentes ou semi-sempervirentes et des galeries forestières (Schnell, 1986). Dans les forêts ombrophiles sempervirentes de basse altitude, les Caesalpinioideae à ECM peuvent constituer des groupements floristiques dominants (Schnell, 1986). C'est le cas des forêts à *Gilbertiodendron dewevrei*, *Julbernardia seretii* et *Brachystegia laurentii* qui constituent 96 % de la strate supérieure du massif forestier congolais. C'est dans cette région que se trouve d'ailleurs le plus grand nombre de Caesalpinioideae à ECM (Thoen, 1993).

La région zambézienne est dominée par des groupements herbeux xériques et des forêts claires (Schnell, 1986). Les forêts claires sont dominées par des Caesalpinioideae arborescentes ectotrophes dont le comportement est souvent grégaire. Au sud de l'équateur (domaine zambézien), les forêts claires du miombo sont plus diversifiées et constituent de vastes massifs forestiers dominés par plusieurs espèces du genre *Brachystegia*, *Isoberlinia*, *Julbernardia*, *Azelia*, *Uapaca*, *Monotes* et *Marquesia* (Schnell, 1986). Au nord de l'équateur (domaine soudanien), les forêts claires sont moins diversifiées et forment des îlots restreints et parfois épars dans les savanes. Elles sont dominées par des essences comme *Isoberlinia*, *Monotes* et *Uapaca*, et couvrent environ 12 % de la surface du continent. Dans d'autres régions du monde, les forêts claires existent notamment en Asie du Sud-Est et sont dominées par des Dipterocarpaceae ectotrophes qui manifestent un grégarisme comparable à celui des Caesalpinioideae ectotrophes des forêts claires d'Afrique tropicale (de Alwis et Abeynayake, 1980 ; Högberg et Nylund, 1981).

Des arbres à ECM sont observés sporadiquement dans les zones de transition des régions phytogéographiques. Par exemple, en Afrique de l'Ouest, *A. africana* et *U. guineensis* sont des espèces de transition entre la zone guinéo-congolaise et la zone soudanienne (Thoen et Bâ, 1989). Les ECM sont absentes de la zone sahélienne où dominent les arbres possédant des MA.

5. MONODOMINANCE DES ARBRES ECTOTROPHES EN AFRIQUE TROPICALE

Dans les écosystèmes forestiers, il semble que la diversité des champignons mycorhiziens ne reflète pas la diversité des types de mycorhizes chez les plantes (Malloch *et al.*, 1980 ; Allen *et al.*, 1995). En effet, l'endotrophie, avec environ 200 espèces de champignons, est répandue dans des forêts tropicales très diversifiées alors que l'ectotrophie, avec plus de 20 000 espèces de champignons, se rencontre plutôt dans des forêts tempérées et boréales relativement pauvres en espèces (Allen *et al.*, 1995). Cela suggère que le type de mycorhize pourrait réguler la diversité des espèces végétales. Dans une expérience en pot où l'on contrôle la composition de la microflore du sol, il a été démontré que la structure de la communauté des Glomales détermine celle d'une douzaine d'espèces végétales calcicoles (van der Heijden *et al.*, 1998). La distribution des deux types de mycorhizes pourrait également suivre le niveau de fertilité des sols (Malloch *et al.*, 1980 ; Janos, 1983 ; Högberg, 1986). L'ectotrophie prédominerait dans les sols riches en matière organique et l'endotrophie serait fréquente dans les sols pauvres (Allen *et al.*, 1995). Cette hypothèse repose sur l'aptitude des champignons ectomycorhiziens à utiliser des formes d'azote et de phosphore organiques inaccessibles aux champignons mycorhiziens à arbuscules (Abuzinadah et Read, 1986 ; Read et Perez-Moreno, 2003 ; Courty *et al.*, 2005). Elle n'est, cependant, pas toujours vérifiée car des champignons ectomycorhiziens sont parfois présents indifféremment dans des sols riches en azote minéral ou organique (Brearley *et al.*, 2005). En effet, les ECM ne diffèrent pas des MA par leur capacité à utiliser différentes sources d'azote organique ou minéral marqué au ^{15}N (Högberg et Alexander, 1995). Dans des forêts néotropicales de Guyana, les ECM ne participent pas directement à la décomposition de la matière organique, mais contribuent significativement à la régénération des semis de l'espèce dominante, *D. corymbosa*, probablement par le biais des réseaux ectomycorhiziens (Mayor et Henkel, 2005 ; McGuire, 2007). Dans des forêts du Sud-Est asiatique, les Dipterocarpaceae à ECM poussent sur des sols pourtant pauvres en matière organique. C'est aussi le cas des Caesalpinioideae africaines (ex. : *Brachystegia* spp.,

Julbernardia spp.) qui dominent en nombre d'individus, mais aussi en surface boisée dans les forêts claires du miombo en Afrique de l'Est (Backéus *et al.*, 2006). En Afrique de l'Ouest, *A. africana* se développe sur des sols pauvres en matière organique, alors que *U. guineensis* qui possède les deux types de symbiose mycorhizienne croît dans des sols hydromorphes riches en litière peu décomposée (Thoen et Bâ, 1989). De plus, la proportion des MA et des ECM sur des Caesalpinioideae est similaire dans différents horizons (organique, minéral, litière) d'un même sol (Moyersoen *et al.*, 1998). La dominance des ECM ne serait donc pas liée à la matière organique du sol des forêts tropicales (Moyersoen *et al.*, 2001). Une autre hypothèse suggère que les Caesalpinioideae auraient un avantage comparatif grâce à une production massive de grosses graines riches en réserves qui faciliteraient l'établissement des plantules en sous-bois (Alexander et Lee, 2005). En plus des réseaux ectomycorhiziens que les plantules établissent avec les adultes, les réserves cotylédonnaires leur confèreraient une aptitude à régénérer en sous-bois où la lumière et les ressources nutritives seraient limitantes pour des espèces à petites graines (Torti *et al.*, 2001 ; Green et Newbery, 2001 ; Mayor et Henkel, 2005 ; McGuire, 2007). C'est le cas notamment de la Caesalpinioideae, *Gilbertiodendron dewevrei*, endémique dans le bassin du Congo. En Afrique centrale, cet arbre à ECM constitue des groupements floristiques homogènes souvent dominants dans les forêts ombrophiles sempervirentes (Schnell, 1986). Il constitue des peuplements monospécifiques qui peuvent occuper localement jusqu'à 90 % de la strate arborescente sur des centaines d'hectares du massif forestier congolais (Hart *et al.*, 1989 ; Hart, 1995). Les forêts à *G. dewevrei* sont entourées de plusieurs types de forêts mixtes comportant des espèces d'arbres et de grands arbustes à MA. *G. dewevrei*, communément appelé « ekobem » au Cameroun, est un arbre qui peut atteindre 30 à 40 m de hauteur. Il a un tempérament d'essence d'ombre, produisant des graines lourdes, ne pouvant régénérer que dans la pénombre des forêts denses et humides. *G. dewevrei* constitue à lui seul des forêts de très grande surface dans la région congolaise centrale et qui s'étend dans l'est du Gabon et dans le sud-est du Cameroun sur de grandes distances en suivant les vallées (Aubréville, 1957). Les déterminants de la monospécificité des peuplements à *G. dewevrei* sont encore peu connus (Hart, 1995 ; Gross *et al.*, 2000 ; Haug *et al.*, 2004). Plusieurs hypothèses ont été proposées pour expliquer la monospécificité des peuplements purs à *G. dewevrei*. Les cimes de cet arbre sont densément feuillues et le sous-bois est sombre. La régénération à partir des graines, en dépit de la faible luminosité, est plus abondante que les rejets de souches. L'environnement de sous-bois (ex. : faible luminosité, litière foliaire épaisse, carence des sols en azote et phosphore minéral) limiterait la concurrence des espèces végétales héliophiles et exigeantes

en nutriments (Torti *et al.*, 2001). *G. dewevrei* possède aussi des graines lourdes (4 à 5 cm de diamètre, 18 à 26 g en poids sec) qui, du fait de ses réserves, s'enracinerait plus facilement à travers la litière épaisse (5 à 13 cm) que les arbres à petites graines. De plus, en période de fructification intense, la production massive des graines lourdes couvrirait les besoins des prédateurs tout en maintenant une abondante régénération (Blacke et Fay, 1997 ; Hart, 1995). On peut concevoir, en effet, que *G. dewevrei*, à graines lourdes, à régénération abondante, peu exigeantes en nutriments, se développant dans des sous-bois sombres, puisse s'établir et limiter la concurrence des essences héliophiles. Dans la pénombre du sous-bois, les plantules de *G. dewevrei* sont colonisées par des champignons ectomycorhiziens (Torti et Coley, 1999). Elles se nourriraient d'abord de leurs cotylédons qui persistent jusqu'à 4 semaines. Une fois ces derniers épuisés de leurs réserves, les plantules deviendraient alors tributaires des nutriments du sol, donc des ECM pour leur croissance. Pour s'alimenter en nutriments, les plantules, grâce aux ECM, pourraient avoir accès aussi bien aux formes d'azote, de carbone et de phosphore organiques que minérales (Courty *et al.*, 2005). Toutefois, Mayor et Henkel (2005) ont montré que les ECM de *Dicymbe Corymbosa*, une autre Caesalpinioideae monospécifique dans les Guyanes, ne mobiliseraient pas les formes organiques des éléments issus de la litière. On peut donc émettre l'hypothèse que les plantules de *G. dewevrei*, pour avoir accès au carbone dans la pénombre des forêts, se connecteraient aux réseaux ectomycorhiziens des arbres mères. Cette hypothèse reste à vérifier.

6. DIVERSITE DES CHAMPIGNONS ECTOMYCORHIZIENS ET DES ECTOMYCORHIZES

D'après des données de la littérature (Buyck *et al.*, 1996), la découverte des premiers champignons potentiellement ectomycorhiziens en Afrique tropicale date des travaux de Hennings (1895). Il existe deux flores de référence sur les champignons d'Afrique tropicale : la *Flore illustrée des champignons d'Afrique centrale* (17 fascicules) qui fait suite à la *Flore iconographique des champignons du Congo* (17 fascicules). Les travaux de Beeli (1935) sur les amanites, de Heinemann (1954, 1959, 1966) sur les bolets, les chanterelles et les tricholomes, de Corner et Heinemann (1967) sur les *Thelephora* et les clavaires, de Heim (1955) sur les lactaires, de Dissing et Lange (1963, 1964) sur les sclérodermes et de Buyck (1993) sur les russules, sont à la base des deux flores fongiques. La plupart des champignons ectomycorhiziens ont été récoltés au voisinage de *Gilbertiodendron* spp., *Brachystegia* spp. et *Julbernardia* spp. (Buyck, 1993). Les ECM ont été décrites un peu plus

tard sur *Gilbertiodendron dewevrei* et *Gnetum africanum* (Fassi, 1957 ; Peyronel et Fassi, 1957). C'est d'ailleurs sur *G. africanum*, espèce lianescente d'un grand intérêt alimentaire, qu'un lien formel a été établi pour la première fois en Afrique tropicale entre des ECM jaune vif et un champignon ectomycorhizien, *Scleroderma* sp. (Fassi, 1957).

Les champignons d'Afrique de l'Ouest ont fait l'objet de beaucoup moins d'attention que ceux d'Afrique centrale même si quelques relevés mycologiques étaient disponibles (Heim, 1955). Il n'existe pas de flore ouest-africaine équivalente à celle des champignons d'Afrique centrale. Depuis 1985, des inventaires mycologiques ont été effectués au voisinage des arbres à ECM dans des forêts du Sénégal, de Guinée et du Burkina Faso (Bâ, 1986 ; Thoen et Bâ, 1987, 1989 ; Thoen et Ducouso, 1989a, b ; Sanon *et al.*, 1997 ; Bâ *et al.*, 2000 ; Rivière *et al.*, 2007 ; Sanon *et al.*, 2009 ; Diédhiou *et al.*, 2010).

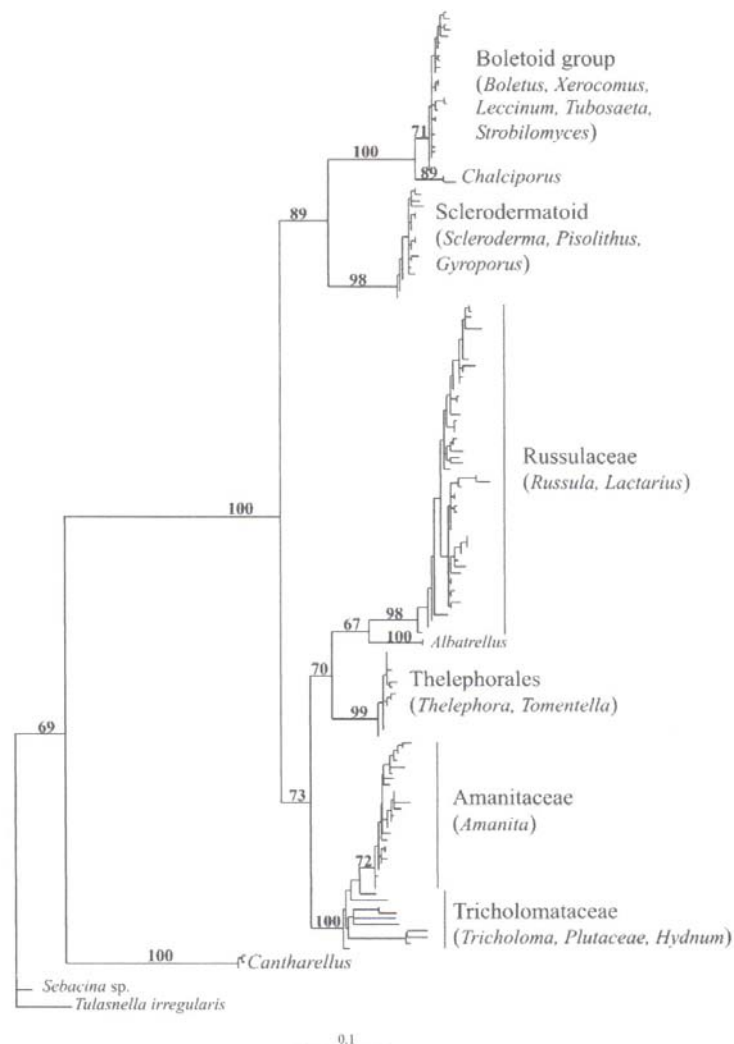
6.1. DIVERSITE DES CHAMPIGNONS ECTOMYCORHIZIENS

Les champignons ectomycorhiziens sont relativement bien connus dans les forêts tempérées et boréales (Smith et Read, 2008). Par contre, on dispose de beaucoup moins d'informations sur les champignons ectomycorhiziens en Afrique tropicale.

En Afrique de l'Ouest, des genres ont été recherchés (ex. : *Russula*, *Lactarius*, *Amanita*, *Boletus*, *Cantharellus*, *Scleroderma*), en particulier ceux qui sont connus pour être ectomycorhiziens en région tempérée et dans d'autres régions tropicales (Trappe, 1962 ; Watling et Lee, 1995 ; Yokota *et al.*, 1996). Il est apparu que le nombre de champignons récoltés était tout à fait remarquable en Afrique de l'Ouest. Nous avons identifié 158 sporophores appartenant à des champignons différents et fructifiant au voisinage des 17 plantes hôtes inventoriées (tabl. 3 et 4). Les sporophores appartiennent à 8 ordres et à 24 genres. La majorité des sporophores a été récoltée en Guinée forestière. La description morphologique des champignons de Guinée forestière est en accord avec les résultats de l'analyse phylogénétique de la région ML5/ML6 de la grande sous-unité de l'ADN mitochondrial (fig. 2). L'arbre phylogénétique comporte six clades (Cortinariales et Hymenochaetales ne sont pas représentés) dans lesquels se trouvent les sporophores décrits macroscopiquement. Les genres les plus représentés sont les *Russula* (33 espèces), *Amanita* (29 espèces) et *Lactarius* (19 espèces). Ces trois genres représentent à eux seuls plus de la moitié des espèces récoltées sous les arbres ectotrophes. Le genre *Russula* comporte le plus

grand nombre d'espèces décrites en Afrique de l'Ouest et certaines d'entre elles ont été également décrites en Afrique de l'Est et du Centre (Buyck *et al.*, 1996). De plus, les russules africaines sont différentes des russules européennes. En considérant le nombre d'espèces décrites en Afrique et les caractères primitifs d'un grand nombre d'entre elles, Buyck (1993) suggère que les russules seraient d'origine africaine.

Fig. 2. Arbre phylogénétique de maximum de vraisemblance des séquences mitochondriales ML5/ML6 des champignons récoltés en Guinée forestière. Les bootstraps supérieurs à 50 % sont représentés (Source : Rivière *et al.*, 2007).



Les champignons récoltés sont généralement épigés, mais il en existe aussi qui sont hypogés comme ceux qui ont été signalés pour la première fois en Afrique tropicale (Thoen et Bâ,

1987, 1989 ; Sanon *et al.*, 1997). Il s'agit des genres *Austrogautiera* et *Elasmomyces* fructifiant uniquement sous *U. guineensis*, alors que le genre *Sclerogaster* est commun aux Caesalpinioideae, Dipterocarpaceae et Phyllanthaceae. Cinq espèces de champignons hypogés ont été récoltées au total, ce qui laisse penser qu'ils sont sans doute mieux représentés en Afrique tropicale qu'on ne l'admettait auparavant (Thoen et Ducouso, 1989a). Cependant, de nombreux champignons restent encore indéterminés en raison du peu d'ouvrages en mycologie sur les champignons ouest-africains. La plupart des champignons constituent sans doute de nouvelles espèces et nécessitent de nouvelles récoltes afin de compléter les descriptions. Trois nouvelles espèces ont été formellement identifiées en Guinée forestière (Bâ *et al.*, 2000 ; Rivière *et al.*, 2007). Il s'agit de *Russula* sect. nov. *Archaeina* sp. (C53), *Russula* sp. nov. aff. *Sesenagula* (C366) et *Lactarius* sect. *Plinthogali* sp. nov. (C13).

Tableau 3. Liste des sporophores et des ectomycorhizes récoltés au Burkina Faso, en Guinée et au Sénégal.

| Ordre, Espèce | N° Herb. | N° acc. des séq. ML5/ML6 | BF | GF | GFD | SE |
|--|-----------------|-----------------------------|----|----|-----|----|
| Amanitales | | | | | | |
| <i>Amanita annulatovaginata</i> Beeli | C72 | AM117709 | - | + | - | - |
| <i>A. cf. annulatovaginata</i> Beeli | C7659 | - | - | - | + | - |
| <i>A. baccata</i> (Fr.) Gillet | C7956 | - | - | - | + | - |
| <i>A. crassiconus</i> Bas | C7976 | - | - | - | + | + |
| <i>A. cf. crassiconus</i> Bas | C7664 | - | + | - | - | - |
| <i>A. cf. fulvopulverulenta</i> Beeli | C7957 | - | - | - | + | - |
| <i>A. aff. griseofloccosa</i> | C19 | - | - | + | - | - |
| <i>A. hemibapha</i> (Berk. & Br.) Sacc. | CIR25, C7658 | - | + | - | - | + |
| <i>A. cf. lanosa</i> Bas | C49 | AM117686 | - | + | - | - |
| <i>A. cf. lanosula</i> Bas | C7905 | - | - | - | + | - |
| <i>A. aff. rubescens</i> (Pers : Fr.) S. Gray | C7487, C112 | - | - | + | - | + |
| <i>Amanita</i> sp. 1 | CIR67 | - | + | - | - | - |
| <i>Amanita</i> sp. 2 | CIR26 | - | + | - | - | - |
| <i>Amanita</i> sp. 3 | C601 = | AM117697 | - | + | - | - |

| | | E19 | | | | | |
|--|--------|----------|---|---|---|---|--|
| <i>Amanita</i> sp. 4 | C342 | AM117668 | - | + | - | - | |
| <i>Amanita</i> sp. 5 | C294 | AM117651 | - | + | - | - | |
| <i>Amanita</i> sp. 6 | C314 | AM117657 | - | + | - | - | |
| <i>Amanita</i> sp. 7 | C322 | AM117659 | - | + | - | - | |
| <i>Amanita</i> sp. 8 | C352 | AM117669 | - | + | - | - | |
| <i>Amanita</i> sp. 9 | C378 | AM117682 | - | + | - | - | |
| <i>Amanita</i> sp. 10 | C288 | AM117647 | - | + | - | - | |
| <i>Amanita</i> sp. 11 | C315 | AM117658 | - | + | - | - | |
| <i>Amanita</i> sp. 12 | C291 | AM117648 | - | + | - | - | |
| <i>Amanita</i> sp. 13 | C173 | AM117636 | - | + | - | - | |
| <i>Amanita</i> sp. 14 | C7907 | - | - | - | + | - | |
| <i>Amanita</i> sp. 15 | C7897 | - | - | - | + | - | |
| <i>Amanita</i> sp. 16 | C7644 | - | - | - | - | + | |
| <i>Amanita</i> sp. 17 | C7648 | - | - | - | - | + | |
| <i>Amanita</i> sp. 18 | C7672 | - | - | - | - | + | |
| <i>Amanita</i> sp. 19 | C7674 | - | - | - | - | + | |
| Boletales | | | | | | | |
| <i>Austrogautiera</i> sp.* | CIR29, | - | + | - | - | + | |
| | C7700 | | | | | | |
| <i>Boletellus</i> cf. <i>lepidospora</i> Gilb. | C7989 | - | - | - | + | - | |
| <i>Boletellus</i> sp. 1 | CIR19 | - | + | - | - | - | |
| <i>Boletellus</i> sp. 2 | CIR48 | - | + | - | - | - | |
| <i>Boletellus</i> sp. 3 | CIR52 | - | + | - | - | - | |
| <i>Boletellus</i> sp. 4 | CIR53 | - | + | - | - | - | |
| <i>Boletellus</i> sp. 5 | CIR65 | - | + | - | - | - | |
| <i>Boletellus</i> sp. 6 | C7518 | - | - | - | - | + | |
| <i>Boletus</i> sp. 1 | C39 | AM117683 | - | + | - | - | |
| <i>Boletus</i> sp. 2 | C364 | AM117675 | - | + | - | - | |
| <i>Boletus</i> sp. | C661 | AM117701 | - | + | - | - | |
| <i>Boletus</i> sp. 3 | C510 | AM117689 | - | + | - | - | |
| <i>Boletus</i> sp. 4 | C332 | AM117635 | - | + | - | - | |
| <i>Boletus</i> sp. 5 | C170 | AM117625 | - | + | - | - | |
| Champignon bolétoïde | E160 | AM117622 | - | + | - | - | |
| Champignon bolétoïde | E2 | AM117627 | - | + | - | - | |

| | | | | | | |
|--|----------------------------|----------|---|---|---|---|
| Champignon bolétoïde | E319 | AM117628 | - | + | - | - |
| <i>Chalciporus</i> sp. | C365 | AM117676 | - | + | - | - |
| <i>Gyrodon cupreus</i> Heinem | C7460 | - | - | - | - | + |
| <i>G. intermedius</i> (Pat.) Sing. | C7579 | - | - | - | - | + |
| <i>Gyroporus microsporus</i> (Sing.) & Grinl.) Heinem. & Rammeloo var. <i>congolensis</i> (Heinem.) Heinem. & Rammeloo | C7613 | - | - | - | - | + |
| <i>Leccinum</i> sp. 1 | C573 = E223 | AM117726 | - | + | - | - |
| <i>Leccinum</i> sp. 2 | C32 = E32 | AM117665 | - | + | - | - |
| <i>Leccinum</i> sp. 3 | C570 | AM117693 | - | + | - | - |
| <i>Leccinum</i> sp. 4 | C59 | AM117696 | - | + | - | - |
| <i>Leccinum</i> sp. 5 | C7990 | - | - | - | + | - |
| <i>Mucilopilus</i> sp. | C7964 | - | - | - | + | - |
| <i>Porphyrellus niger</i> Heinem. & Gooss | C7875 | - | - | - | - | + |
| <i>Porphyrellus</i> sp. | C7969 | - | - | - | + | - |
| <i>Pulveroboletus</i> aff. <i>Tritinensis</i> Heinem. | C7461 | - | - | - | - | + |
| <i>P. ravenelii</i> (Berk. & Curt.) Murr. | C7977 | - | - | - | + | - |
| <i>Scleroderma dictyosporum</i> Pat. | CIR215, C7906, C7510 | AJ509787 | + | - | + | + |
| <i>S. verrucosum</i> Pers. | CIR501, C7921, C7508 | AJ509788 | + | - | + | + |
| <i>Scleroderma</i> sp. 1 | CIR406 | - | + | - | - | - |
| <i>Scleroderma</i> sp. 2 | CIR100 | - | + | - | - | - |
| <i>Scleroderma</i> sp. 3 | C156 = E119 | AM117611 | - | + | - | - |
| <i>Scleroderma</i> sp. 4 | C157 = E17 | AM117612 | - | + | - | - |
| <i>Scleroderma</i> sp. 5 | C302 | AM117653 | - | + | - | - |
| <i>Scleroderma</i> sp. 6 | C22 | AM117643 | - | + | - | - |

| | | | | | | | |
|--|---------------------------|----------|---|---|---|---|--|
| | = E22 | | | | | | |
| <i>Scleroderma</i> sp. 7 | C109 | AM117605 | - | + | - | - | |
| <i>Scleroderma</i> sp. 8 | C296 | AM117634 | - | + | - | - | |
| Sclerodermataceae | E9 | AM117633 | - | + | - | - | |
| Sclerodermataceae | E124 | AM117723 | - | + | - | - | |
| Sclerodermataceae | E137 | AM117618 | - | + | - | - | |
| Sclerodermataceae | Eb1 | AJ509791 | - | - | - | + | |
| Sclerodermataceae | Ea3 | AJ509803 | - | - | - | + | |
| Sclerodermataceae | Ea1 | AJ509799 | - | - | - | + | |
| Sclerodermataceae | Eb2 | AJ509793 | - | - | - | + | |
| <i>Sclerogaster</i> sp. 1 * | CIR34 | - | + | - | - | - | |
| <i>Sclerogaster</i> sp. 2 * | C7958 | - | - | - | + | - | |
| <i>Sclerogaster</i> sp. 3 * | C7660 | - | - | - | - | + | |
| <i>Strobilomyces costatispora</i> (Beeli) Gilb. | C7506 | - | - | - | - | + | |
| <i>S.</i> aff. <i>echinatus</i> | C61 | - | - | + | - | - | |
| <i>S. luteolus</i> Heinem. | C7892 | - | - | - | + | - | |
| <i>Strobilomyces</i> sp. 1 | CIR40 | - | + | - | - | - | |
| <i>Strobilomyces</i> sp. 2 | C363 | AM117674 | - | + | - | - | |
| | = E53 | | | | | | |
| <i>Strobilomyces</i> sp. 3 | C7896 | - | - | - | + | - | |
| <i>Tubosaeta brunneosetosa</i> (Sing.) † Horak | CIR17a, | AM117614 | + | + | + | + | |
| <i>Tylophilus</i> cf. <i>tenuis</i> Heinem. | C7893, C7462, C7891 | - | - | - | + | - | |
| <i>Tylophilus</i> sp. | C7908 | - | - | - | + | - | |
| <i>Xerocomus</i> aff. <i>hypoxanthus</i> Singer | C24, C7491 | - | - | + | - | - | |
| <i>X. spinulosus</i> Heinem. & Goos. | C7514 | - | - | - | - | + | |
| <i>X. subspinulosus</i> Heinem. | CIR66, C7489, C7965 | - | + | - | + | + | |
| <i>X.</i> aff. <i>subspinulosus</i> Heinem. | C40 | - | - | + | - | + | |
| <i>Xerocomus</i> sp. 1 | C358 | AM117672 | - | + | - | - | |
| <i>Xerocomus</i> sp. 2 | C7895 | - | - | - | + | - | |

| | | | | | | | |
|--|------------------------------------|----------|---|---|---|---|---|
| <i>Xerocomus</i> sp. 3 | C7974 | | - | - | - | + | - |
| Cantharellales | | | | | | | |
| <i>Cantharellus congolensis</i> Beeli | C7879 | | - | - | - | - | + |
| <i>C. pseudofriesii</i> Heinem. | CIR28, C7962, C7654 | | - | + | - | + | + |
| <i>C. rufopunctatus</i> (Beeli) Heinem. | C7971 | | - | - | - | + | - |
| Cortinariales | | | | | | | |
| <i>Inocybe</i> sp. 1 | CIR10 | | - | + | - | - | - |
| <i>Inocybe</i> sp. 2 | CIR11 | | - | + | - | - | - |
| <i>Inocybe</i> sp. 3 | C7961 | | - | - | - | + | - |
| <i>Inocybe</i> sp. 4 | C7978 | | - | - | - | + | - |
| <i>Inocybe</i> sp. 5 | C7657 | | - | - | - | - | + |
| <i>Inocybe</i> sp. 6 | C7561 | | - | - | - | - | + |
| Champignon cortinarioïde | Ea2 | AJ509800 | | - | - | - | + |
| Champignon cortinarioïde | Ec4 | AJ509797 | | - | - | - | + |
| Hymenochaetales | | | | | | | |
| <i>Coltricia cinnamomea</i> (Pers.) Murr. | C7859 | | - | + | + | + | + |
| Russulales | | | | | | | |
| <i>Elasmomyces</i> sp.* | C7652 | | - | - | - | - | + |
| <i>Lactarius annulatoangustifolius</i> | C360 | AM117673 | | - | + | - | - |
| <i>L. cf. brunnescens</i> | C63 | AM117699 | | - | + | - | - |
| <i>L. cf. caperatus</i> Heim & Goos. | C8065 | | - | - | - | + | - |
| <i>Lactarius gymnocarpus</i> Heinem. | CIR23, C842, C7966, C7605 | AM117717 | | + | + | + | + |
| <i>L. goossensiae</i> | C320 | | - | - | + | - | - |
| <i>L. hispidus</i> | C151 | | - | - | + | - | - |
| <i>L. melanogalus</i> | C350 | | - | - | + | - | - |
| <i>L. pelliculatus</i> | C62 | | - | - | + | - | - |
| <i>L. sect. Plinthogali</i> sp. nov. | C13 | AM117608 | | - | + | - | - |

| | | | | | | | |
|--|-------|----------|---|---|---|---|--|
| | = E13 | | | | | | |
| <i>L. aff. pulchrispermus</i> | C158 | AM117613 | - | + | - | - | |
| <i>L. ruvubuensis</i> | C305 | AM117654 | - | + | - | + | |
| <i>L. zenkeri</i> P. Henn. | C7618 | - | - | - | - | + | |
| <i>Lactarius</i> sp. 1 | CIR64 | - | + | - | - | - | |
| <i>Lactarius</i> sp. 2 | CIR68 | - | + | - | - | - | |
| <i>Lactarius</i> sp. 3 | C194 | AM117640 | - | + | - | - | |
| <i>Lactarius</i> sp. 4 | C703 | AM117706 | - | + | - | - | |
| | = E25 | | | | | | |
| <i>Lactarius</i> sp. 5 | C7968 | - | - | - | + | - | |
| <i>Lactarius</i> sp. 6 | C7662 | - | - | - | - | + | |
| <i>Lactarius</i> sp. 7 | C7606 | - | - | - | - | + | |
| <i>Russula annulata</i> Heinem. | CIR46 | - | + | - | - | - | |
| <i>R. aff. annulata</i> Heinem. | C189 | AM117639 | - | + | - | - | |
| <i>R. cellulata</i> | C373 | AM117681 | - | + | - | - | |
| <i>R. congoana</i> | C14 = | AM117609 | - | + | - | - | |
| | E20 | | | | | | |
| <i>R. discopus</i> | C293 | AM117650 | - | + | - | - | |
| <i>R. liberiensis</i> | C183 | AM117638 | - | + | - | - | |
| <i>R. meleagris</i> | C292 | AM117648 | - | + | - | - | |
| <i>R. parasitica</i> | C2 | AM117652 | - | + | - | - | |
| <i>R. aff. parasitica</i> | C728 | AM117708 | - | + | - | - | |
| <i>R. aff. pruinata</i> | C312 | AM117708 | - | + | - | - | |
| <i>R. cf. radicans</i> | C51 | AM117690 | - | + | - | - | |
| <i>Russula</i> sect. nov. <i>Archaeina</i> sp. | C53 | AM117691 | - | + | - | - | |
| <i>Russula</i> sp. nov. aff. <i>sesenagula</i> | C366 | AM117677 | - | + | - | - | |
| <i>Russula</i> sp. 1 | CIR14 | - | + | - | - | - | |
| <i>Russula</i> sp. 2 | CIR62 | - | + | - | - | - | |
| <i>Russula</i> sp. 3 | C597 | AM117695 | - | + | - | - | |
| <i>Russula</i> sp. 4 | C357 | AM117671 | - | + | - | - | |
| <i>Russula</i> sp. 5 | C11 | AM117606 | - | + | - | - | |
| <i>Russula</i> sp. 6 | C621 | AM117698 | - | + | - | - | |
| <i>Russula</i> sp. 7 | C372 | AM117680 | - | + | - | - | |
| <i>Russula</i> sp. 8 | C7 = | AM117713 | - | + | - | - | |
| | E121 | | | | | | |
| <i>Russula</i> sp. 9 | C353 | AM117670 | - | + | - | - | |

| | | | | | | |
|-----------------------|----------------|----------|---|---|---|---|
| <i>Russula</i> sp. 10 | C6 | AM117704 | - | + | - | - |
| <i>Russula</i> sp. 11 | C334 = E334 | AM117667 | - | + | - | - |
| <i>Russula</i> sp. 12 | C7988 | - | - | - | + | - |
| <i>Russula</i> sp. 13 | C7970 | - | - | - | + | - |
| <i>Russula</i> sp. 14 | C7519 | - | - | - | - | + |
| <i>Russula</i> sp. 15 | C7581 | - | - | - | - | + |
| <i>Russula</i> sp. 16 | C7633 | - | - | - | - | + |
| <i>Russula</i> sp. 17 | C7509 | - | - | - | - | + |
| <i>Russula</i> sp. 18 | C7507 | - | - | - | - | + |
| <i>Russula</i> sp. 19 | C7580 | - | - | - | - | + |
| <i>Russula</i> sp. 20 | C7670 | - | - | - | - | + |
| Champignon russuloïde | E18 | AM117623 | - | + | - | - |

Thelephorales

| | | | | | | |
|------------------------------|------|----------|---|---|---|---|
| Champignon thélephoroïde | E21 | AM117624 | - | + | - | - |
| Champignon thélephoroïde | E42 | AM117629 | - | + | - | - |
| Champignon thélephoroïde | E01 | AM117722 | - | + | - | - |
| Champignon thélephoroïde | E128 | AM117615 | - | + | - | - |
| Champignon thélephoroïde | E51 | AM117630 | - | + | - | - |
| Champignon thélephoroïde | E138 | AM117618 | - | + | - | - |
| Champignon thélephoroïde | E130 | AM117616 | - | + | - | - |
| Champignon thélephoroïde | E139 | AM117620 | - | + | - | - |
| Champignon thélephoroïde | E134 | AM117617 | - | + | - | - |
| Champignon thélephoroïde | E148 | AM117621 | - | + | - | - |
| Champignon thélephoroïde | E55 | AM117631 | - | + | - | - |
| Champignon thélephoroïde | E82 | AM117632 | - | + | - | - |
| <i>Tomentella/Thelephora</i> | C30 | AM117655 | - | + | - | - |
| Champignon thélephoroïde | Ec3 | AJ509796 | - | - | - | + |
| Champignon thélephoroïde | Exm | AJ509789 | - | - | - | + |
| Champignon thélephoroïde | Eb5 | AJ509790 | - | - | - | + |
| Champignon thélephoroïde | Ec5 | AJ509798 | - | - | - | + |
| Champignon thélephoroïde | Eb4 | AJ509794 | - | - | - | + |
| Champignon thélephoroïde | Ea5 | AJ509802 | - | - | - | + |
| Champignon thélephoroïde | Eb3 | AJ509792 | - | - | - | + |
| Champignon thélephoroïde | Ec2 | AJ509795 | - | - | - | + |

| | | | | | | |
|----------------------------|-------|----------|-----------|------------|-----------|-----------|
| Champignon théléphoroïde | Ea4 | AJ509801 | - | - | - | + |
| Tricholomatales | | | | | | |
| <i>Tricholoma</i> sp. 1 | C331 | AM117666 | - | + | - | - |
| <i>Tricholoma</i> sp. 2 | C327 | AM117662 | - | + | - | - |
| <i>Tricholoma</i> sp. 3 | C572 | AM117694 | - | + | - | - |
| Champignon tricholomatoïde | C324a | AM117661 | - | + | - | - |
| Champignon tricholomatoïde | C369 | AM117678 | - | + | - | - |
| Champignon tricholomatoïde | C323 | AM117660 | - | + | - | - |
| Champignon tricholomatoïde | C328 | AM117663 | - | + | - | - |
| Total = 193 taxons | | | 27 | 100 | 33 | 58 |

(+) Présence ; (-) absence. BF = Burkina Faso ; GF = Guinée forestière ; GDF = Guinée Fouta-Djalon ; SE = Sénégal. C = sporophore ; E = ectomycorhize ; (*) Champignons hypogés. (Source : Thoen et Bâ, 1989 ; Thoen et Ducouso, 1989a ; Sanon *et al.*, 1997 ; Bâ *et al.*, 2000 ; Diédhiou *et al.*, 2004 ; Rivière *et al.*, 2007).

Tableau 4. Diversité des sporophores associés aux arbres natifs d'Afrique de l'Ouest (Burkina Faso, Guinée et Sénégal).

| Basidiomycète | | | |
|----------------------|----------------|-----------------------|---------------|
| Ordre | Famille | Genre | Espèce |
| Amanitales | Amanitaceae | <i>Amanita</i> | 29 |
| Boletales | Boletaceae | <i>Austrogautiera</i> | 1 |
| | | <i>Boletellus</i> | 7 |
| | | <i>Boletus</i> | 6 |
| | | <i>Chalciporus</i> | 1 |
| | | <i>Gyrodon</i> | 2 |
| | | <i>Gyroporus</i> | 1 |

| | | | |
|-----------------|------------------|------------------------------|-----|
| | | <i>Leccinum</i> | 5 |
| | | <i>Mucilopilus</i> | 1 |
| | | <i>Porphyrellus</i> | 2 |
| | | <i>Pulveroboletus</i> | 2 |
| | | <i>Scleroderma</i> | 11 |
| | | <i>Sclerogaster</i> | 3 |
| | | <i>Strobilomyces</i> | 6 |
| | | <i>Tubosaeta</i> | 1 |
| | | <i>Tylopilus</i> | 2 |
| | | <i>Xerocomus</i> | 7 |
| Cantharellales | Cantharellaceae | <i>Cantharellus</i> | 3 |
| Cortinariales | Inocybaceae | <i>Inocybe</i> | 6 |
| Hymenochaetales | Hymenochetaceae | <i>Coltricia</i> | 1 |
| Russulales | Russulaceae | <i>Russula</i> | 33 |
| | | <i>Lactarius</i> | 19 |
| | | <i>Elasmomyces</i> | 1 |
| Thelephorales | Thelephoraceae | <i>Thelephora/Tomentella</i> | 1 |
| Tricholomatales | Tricholomataceae | <i>Tricholoma</i> | 7 |
| | | Total | 158 |

(Source : Thoen et Bâ, 1989 ; Thoen et Ducouso, 1989a ; Sanon *et al.*, 1997 ; Bâ *et al.*, 2000 ; Rivière *et al.*, 2007 ; Sanon *et al.*, 2009)

Les communautés de champignons ectomycorhiziens ont d'abord été décrites et étudiées sur la base d'inventaires de sporophores dans les régions tempérées et tropicales (Molina *et al.*, 1992 ; Thoen et Bâ, 1989 ; Sanon *et al.*, 1997 ; Sanon *et al.*, 2009). L'avantage de cette approche réside dans la simplicité d'échantillonnage sans trop perturber le milieu et dans l'identification de l'espèce fongique à partir de la description des sporophores. Elle a, cependant, l'inconvénient de nécessiter plusieurs récoltes dans l'année et d'une année à une autre pour prendre en compte les champignons qui ne fructifient pas régulièrement. Par exemple, en Afrique de l'Ouest, des champignons comme les sclérodermes fructifient pendant toute la saison des pluies alors que *C. cinnamomea* fructifie uniquement en fin de saison des pluies (Thoen et Bâ, 1989 ; Sanon *et al.*, 1997). Il existe donc une phénologie dans la fructification de certains champignons sous un climat caractérisé par une saison des pluies très courte et une irrégularité des précipitations dans le temps et dans l'espace. Une bonne connaissance de la dynamique d'apparition des sporophores devrait permettre d'améliorer les conditions de récolte des sporophores dont l'intégrité est nécessaire pour l'identification et l'isolement. La production de sporophores est un processus encore mal compris qui dépend du cumul des précipitations et de l'âge des peuplements forestiers (Fleming, 1985 ; Lilleskov et Bruns, 2003). L'abondance en espèces fongiques récoltées dans les différents sites serait à relier avec le type forestier (ex. : forêt sempervirente), le nombre d'arbres à ectomycorhizes et le climat (ex. : cumul et répartition des précipitations, durée de la saison des pluies). La Guinée forestière est, en effet, plus riche en espèces fongiques que tous les autres sites forestiers. Il faut tout de même rester prudent dans l'interprétation des relevés mycologiques, car les surfaces prospectées et le nombre de jours passés sur le terrain sont différents selon les sites. À cet égard, il est à noter que le nombre d'espèces récoltées dans le Fouta-Djalon est probablement sous-estimé, car les récoltes ont été réalisées pendant une dizaine de jours (Thoen et Ducouso, 1989a).

Les champignons récoltés fructifient exclusivement sous les arbres à ECM (Thoen et Bâ 1987, 1989 ; Thoen et Ducouso, 1989a ; Sanon *et al.*, 1997 ; Bâ *et al.*, 2000 ; Rivière *et al.*, 2007). On peut donc considérer comme probable le caractère ectomycorhizien de ces champignons. On a également observé des variations dans le spectre d'hôtes des champignons ectomycorhiziens (tabl. 5). Par exemple, *R. annulata* présente un spectre d'hôtes très large alors que *X. hypoxanthus* a un spectre limité à *U. guineensis*. Entre ces deux situations extrêmes existent des niveaux intermédiaires de spécificité.

Tableau 5. Champignons communs aux arbres ectotrophes du Burkina Faso, de Guinée et du Sénégal.

| Espèces fongiques | Plantes hôtes | Pays |
|--|---|-----------------|
| <i>Amanita crassiconus</i> Bas | <i>Aa, Uc</i> | GFD, SE |
| <i>Amanita hemibapha</i> (Berk. & Br.) Sacc. | <i>Aa, Ida, Ido, Us</i> | BF, SE |
| <i>Cantharellus pseudofriesii</i> Heinem. | <i>Aa, Ac, Ida, Ido, Mk, Ug, Us</i> | BF, GFD, SE |
| <i>Coltricia cinnamomea</i> (Pers.) Murr. | <i>Aa, Am, Ct, Ida, Ido, Ug, U sp.</i> | BF, GF, SE |
| <i>Lactarius gymnocarpus</i> Heim | <i>Aa, Ac, Ida, Ido, Mk, Ug, Uh, Us</i> | BF, GF, GFD, SE |
| <i>Russula annulata</i> Heim | <i>Ab, Af, Am, Ct, Gl, Pc, Uc, Ue, Ug, Uh</i> | BF, GF, GFD, SE |
| <i>Russula discopus</i> Heim | <i>Ug, Uh</i> | GF, GFD, SE |
| <i>Scleroderma dictyosporum</i> Pat. | <i>Aa, Abr, Ac, Ida, Ido, Mk, Ug, Us</i> | BF, GFD, SE |
| <i>Scleroderma verrucosum</i> Pers. | <i>Aa, Abr, Ac, Ida, Ido, Mk, Ug, Us</i> | BF, GFD, SE |
| <i>Tubosaeta brunneosetosa</i> (Sing.) Horak | <i>Aa, Ida, Ido, Gl, Pc, Uh, Ug</i> | BF, GF, GFD, SE |
| <i>Xerocomus hypoxanthus</i> Singer | <i>Ug</i> | GF, SE |
| <i>Xerocomus subspinulosus</i> Heinem. | <i>Aa, Ac, Ida, Ido, Ug</i> | BF, GFD, SE |

BF = Burkina Faso ; GF = Guinée forestière ; GFD = Guinée, Fouta-Djalon ; SE = Sénégal ;
Aa = *Afzelia africana* ; *Ab* = *Afzelia bella* ; *Abr* = *Afzelia bracteata* ; *Ac* = *Anthonotha crassifolia* ; *Af* = *Anthonotha fragans* ; *Am* = *Anthonotha macrophylla* ; *Ct* = *Crysptosepalum tetraphyllum* ; *Gl* = *Gilbertiodendron limba* ; *Ida* = *Isoberlinia dalziellii* ; *Ido* = *Isoberlinia doka* ; *Mk* = *Monotes kerstingii* ; *Pc* = *Paramacrolobium coeruleum* ; *Uc* = *Uapaca chevalieri* ; *Ue* = *Uapaca esculenta* ; *Ug* = *Uapaca guineensis* ; *Uh* = *Uapaca heudelottii* ; *Us* = *Uapaca somon* ; *U sp.* = *Uapaca sp.*

(Source : Thoen et Bâ, 1989 ; Thoen et Ducouso, 1989a ; Sanon *et al.*, 1997 ; Bâ *et al.*, 2000 ; Rivière *et al.*, 2007)

Des observations de terrain ont permis d'établir dans certains cas un lien formel entre le pied des sporophores et les ECM sous-jacentes grâce en particulier à la couleur du mycélium (Thoen et Bâ, 1989). Citons, par exemple, les ECM jaune vif de *U. guineensis* et le champignon hypogé *Austrogautiera* sp. L'observation a été facilitée par la proximité des sporophores hypogés avec les ECM dans la motte de terre prélevée sous *U. guineensis* en forêt marécageuse. Par contre, il n'a pas été possible d'établir des connexions similaires entre des sporophores épigés et des ECM d'*A. africana* dont les racines sont situées plus en profondeur (Thoen et Bâ, 1989 ; Sanon *et al.*, 1997 ; Sanon *et al.*, 2009). Des tests macrochimiques sur le mycélium peuvent aussi constituer un outil pour relier les ECM et les

sporophores. Par exemple, des ECM et des sporophores de *S. dictyosporum* bleussent spécifiquement sous l'action de l'acide sulfurique à 95 % (Bâ, 1990). L'odeur caractéristique des sclérodermes est la même que celle des ECM mais, dans ce cas, on ne peut pas distinguer les différentes espèces de sclérodermes. Cette approche de terrain est certes importante, mais souvent subjective et empirique pour confirmer le statut symbiotique des champignons. Elle est à compléter soit par des synthèses mycorhiziennes, soit par l'utilisation d'outils moléculaires pour relier les sporophores aux ECM. Des synthèses mycorhiziennes ont, en effet, permis de confirmer le statut symbiotique de certains champignons. Cependant, la majorité des champignons (ex. : russules, lactaires, amanites), pour n'en citer que quelques-uns, n'est pas cultivable. De plus, certains champignons comme les Thelephoraceae fructifient peu ou pas. Par conséquent, une étude des communautés de champignons ectomycorhiziens est incomplète si elle est basée uniquement sur la description des sporophores.

La plupart des champignons récoltés en Afrique de l'Ouest présentent une grande distribution en Afrique tropicale (tabl. 6). Par exemple, *S. dictyosporum* et *S. verrucosum* sont répertoriés dans toutes les régions phytogéographiques et dans tous les types forestiers, quel que soit le niveau des précipitations. Ils ont aussi une distribution pantropicale dans des forêts tropicales d'Asie du Sud-Est (Watling, 1993 ; Watling et Lee, 1995 ; Yokota *et al.*, 1996 ; Sims *et al.*, 1999 ; Sanon *et al.*, 2009). Des familles de champignons ectomycorhiziens des régions tempérées sont, par contre, moins représentées en Afrique tropicale. C'est le cas des Tricholomatales représentés par le genre *Tricholoma* et des Cortinariales par les genres *Inocybe* et *Cortinarius* (Thoen et Bâ, 1989 ; Onguene, 2000 ; Rivière *et al.*, 2007). Les deux ordres seraient adaptés aux climats froids (Buyck *et al.*, 1996).

Tableau 6. Distribution africaine, habitats et plantes hôtes de quelques champignons ectomycorhiziens récoltés au Burkina Faso, en Guinée et au Sénégal.

| Espèces fongiques | Types forestiers, plantes hôtes | Pays |
|---|---|---------------|
| <i>Amanita annulatovaginata</i> Beeli | Forêt sempervirente ? | Cameroun |
| <i>Amanita crassiconus</i> Bas | Forêt sempervirente, forêt claire ? | Nigeria |
| <i>Amanita rubescens</i> (Pers. : Fr.) S. F. Gray | Forêt sempervirente ? | Cameroun |
| <i>Cantharellus congolensis</i> Beeli | Forêt sempervirente, <i>Macrolobium</i> sp. | RDC, Cameroun |
| <i>Cantharellus rufopunctatus</i> (Beeli) Heinem. | Forêt sempervirente, <i>Gilbertiodendron dewevrei</i> | RDC |
| <i>Cantharellus pseudofriesii</i> Heinem. | Forêt sempervirente, <i>Macrolobium</i> sp. | RDC |

| | | |
|--|--|---|
| <i>Coltricia cinnamomea</i> (Pers.) Murr. | Forêt décidue ? | Burundi, Kenya, Sierra Leone, Afrique du Sud, Zambie |
| <i>Gyrodon cupreus</i> Heinem. | Forêt claire ? | Éthiopie, Kenya, Malawi, Ouganda |
| <i>Gyroporus microsporus</i> (Sing. & Grinl.) Heinem & Rammeloo var. <i>congolensis</i> | Forêt sempervirente, <i>Macrolobium</i> sp., Forêt claire, <i>Brachystegia</i> sp. | Burundi, Zambie, RDC, Cameroun |
| <i>Lactarius annulatoangustifolius</i> Beeli | Forêt sempervirente ? | Cameroun |
| <i>Lactarius pulchrispermus</i> Beeli | Forêt sempervirente ? | Cameroun |
| <i>Lactarius gymnocarpus</i> Heim | Forêt sempervirente, forêt claire ? | Cameroun, RDC, Tanzanie, Côte d'Ivoire |
| <i>Lactarius zenkeri</i> P. Henn. | Forêt sempervirente ? | Cameroun |
| <i>Porphyrellus niger</i> Heinem. & Goos. | Forêt sempervirente, <i>Macrolobium</i> sp. | RDC |
| <i>Russula annulata</i> Heim | Forêt sempervirente, forêt claire ? | Guinée, RDC, Tanzanie |
| <i>Russula discopus</i> Heim | Forêt sempervirente ? | Cameroun |
| <i>Russula liberiensis</i> Sing. | Forêt sempervirente ? | Cameroun, Liberia |
| <i>Russula pseudopurpurea</i> Buyck | Forêt sempervirente ? | Cameroun |
| <i>Scleroderma dictyosporum</i> Pat. | Forêt semi-décidue, forêt claire ? | Ghana, RDC |
| <i>Scleroderma verrucosum</i> Pers. | Forêt semi-décidue, forêt claire ? | Ghana, Sierra Leone, RDC, Cameroun, RCA, Afrique du Sud, Zimbabwe |
| <i>Strobilomyces costatispora</i> (Beeli) Gilb. | Forêt sempervirente, <i>Macrolobium</i> sp. | RDC |
| <i>Strobilomyces echinatus</i> Beeli | Forêt sempervirente ? | Cameroun |
| <i>Strobilomyces luteolus</i> Heinem. | Forêt sempervirente ? | RDC |
| <i>Tubosaete brunneosetosa</i> (Singer) Horak | Forêt sempervirente, forêt claire, <i>Paramacrolobium</i> sp., <i>Brachystegia</i> spp., <i>Marquesia</i> <i>macroua</i> , <i>Uapaca guineensis</i> , <i>Gilbertiodendron dewevrei</i> | Cameroun, Liberia |
| <i>Xerocomus spinulosus</i> Heinem. & Goos. | Forêt sempervirente ? | RDC |
| <i>Xerocomus subspinulosus</i> Heinem. | Forêt sempervirente ? | RDC, Tanzanie |

(?) Plantes hôtes non signalées dans les pays de récolte ; RDC, République démocratique du Congo ; RCA, République centrafricaine.

(Source : Thoen et Bâ, 1989 ; Thoen et Ducouso, 1989a ; Buyck *et al.*, 1996 ; Bâ *et al.*, 2000 ; Onguene, 2000)

6.2. DIVERSITE DES ECTOMYCORHIZES

L'inventaire des ECM est une approche qui permet aussi d'accéder à la composition des communautés fongiques (Agerer, 1991). En Afrique tropicale, les premiers morphotypes ectomycorhiziens ont été décrits sur *Gilbertiodendron dewevrei* et *Gnetum africanum* dans des forêts sempervirentes de la République démocratique du Congo (Fassi, 1957, 1960). Plusieurs morphotypes ectomycorhiziens ont ensuite été décrits sur *Brachystegia laurentii*, *Afzelia bella*, *Anthonotha macrophylla*, *Paramacrolobium* spp. et *Julbernardia seretii* (Fassi et Fontana 1961, 1962). Jenik et Mensah (1967) ont décrit pour la première fois sur *Afzelia africana* deux morphotypes différenciés par la couleur du manteau fongique. Högberg et Nylund (1981) puis Alexander et Högberg (1986) ont également décrit plusieurs morphotypes sur des Caesalpinioideae et Dipterocarpaceae africaines. Les morphotypes ont été caractérisés par un manteau fongique relativement épais qui les différencie des ECM de zones tempérées. Ces auteurs suggèrent que l'importance du manteau fongique confère aux champignons une plus grande aptitude à stocker des nutriments et à protéger les racines contre la dessiccation en saison sèche. Des observations effectuées au Sénégal et en Guinée révèlent également une grande diversité de morphotypes sur *A. africana* et *Uapaca guineensis* (Thoen et Bâ, 1989 ; Thoen et Ducouso, 1989a). Une description anatomique de 23 morphotypes ectomycorhiziens sur *U. guineensis* et *A. africana* montre que le diamètre moyen des ECM et l'épaisseur du manteau fongique sont sensiblement identiques chez les deux arbres (tabl. 7). C'est pourquoi le pourcentage de surface occupée par le manteau fongique par rapport à la surface des ECM est comparable en moyenne chez les deux espèces. La profondeur de pénétration du réseau de Hartig est à peu près la même chez les deux arbres. Les cellules épidermiques forment ainsi une assise palissadique dont le contenu est riche en composés phénoliques notamment chez *U. guineensis* (Thoen et Bâ, 1989). La plupart des ECM possèdent des cordons mycéliens dont le rôle serait important dans le transfert de l'eau et des minéraux (Horton *et al.*, 1999 ; He *et al.*, 2004). La morphologie et la structure des ECM d'*A. africana* et de *U. guineensis* sont très proches de celles des ECM des régions tempérées (Garbaye *et al.*, 1986 ; Thoen et Bâ, 1989).

Basée uniquement sur des caractères morphologiques, l'identification des ECM reste très aléatoire d'autant que la couleur du manteau peut changer en fonction de l'âge de la plante hôte ou de l'environnement (Thoen et Bâ, 1989 ; Bâ *et al.*, 1991 ; Wurzbürger *et al.*, 2001). Pour identifier la composante fongique des ECM, on peut relier les profils RFLP de l'ITS des ECM à ceux des sporophores (fig. 3).

Figure 3. Profils RFLP communs des ITS de sporophores et d'ectomycorhizes digérés par les enzymes de restriction *Taq I* et *Hinf I* ; puits 1 et 6, *Russula* sect. *Archaeinae* sp. nov. C53 ; puits 2 et 7, ectomycorhizes E53 ; puits 3 et 8, *Lactarius* sect. *Plinthogali* sp. nov. C13 ; puits 4 et 9, ectomycorhizes E13 ; M = marqueur de poids moléculaire (Source : Bâ *et al.*, 2000).

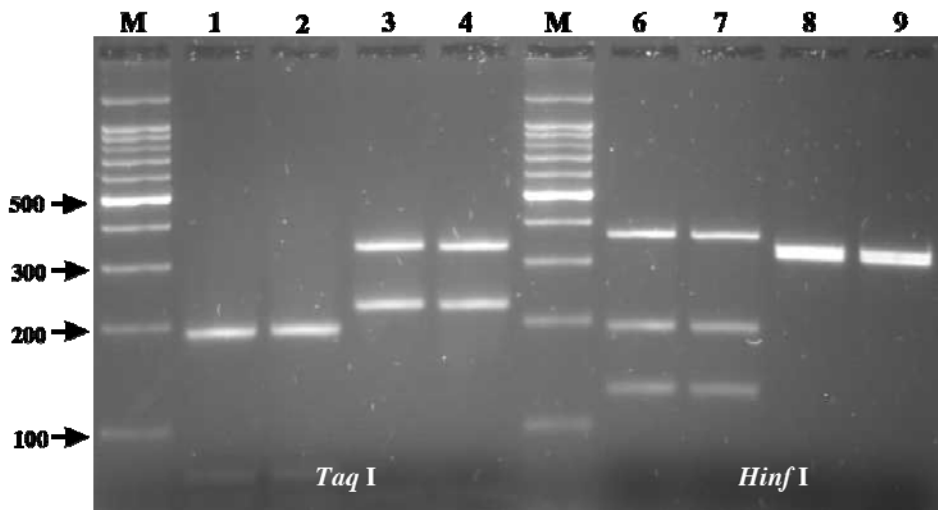


Tableau 7. Description des morphotypes ectomycorhiziens d'*Afzelia africana* et de *Uapaca guineensis*.

| Ectomycorhizes | <i>A. africana</i> (n = 10) | <i>U. guineensis</i> (n = 13) |
|-----------------------------------|-----------------------------|-------------------------------|
| Diamètre des ectomycorhizes (m) | 236-466 | 390-640 |
| Moyenne (m) | 328 | 488 |
| Écart-type (m) | 88 | 79 |
| Coefficient de variation (%) | 27 | 16 |
| Épaisseur du manteau fongique (m) | 14-85 | 18-80 |
| Moyenne (m) | 50 | 47 |
| Écart-type (m) | 24 | 16 |
| Coefficient de variation (%) | 48 | 34 |

| Surface du manteau fongique (en % de la surface de l'ectomycorhize) | 20-65 | 17-54 |
|---|---------|---------|
| Moyenne (%) | 50 | 35 |
| Écart-type (%) | 14 | 9 |
| Coefficient de variation (%) | 28 | 26 |
| Profondeur du réseau de Hartig (m) | 18-30 | 15-68 |
| Diamètre de racines (m) | 166-314 | 304-550 |
| Moyenne (m) | 226 | 393 |
| Écart-type (m) | 51 | 70 |
| Coefficient de variation (%) | 22 | 18 |
| Nombre de couches de cellules corticales | 2-3 | 4-5 |
| Nombre de pôles de xylème | 2 | 3-4 |

(Source : Thoen et Bâ, 1989)

Sur les 193 taxons identifiés en Afrique de l'Ouest, seulement 12 ont été communs aux ECM et sporophores (tabl. 3). La plupart des ECM ne formeraient pas de sporophores (cas des Thelephoraceae) et ces derniers (cas des Amanitaceae) en majorité ne seraient pas reliés aux ECM. Les Thelephoraceae sont les champignons les plus représentés parmi les ECM non reliées aux sporophores, ce qui signifie qu'ils fructifient peu ou pas. Nous avons d'ailleurs récolté jusqu'ici un seul sporophore de Thelephoraceae bien que des inventaires mycologiques réalisés au Bénin montrent qu'on peut trouver plusieurs espèces de sporophores de Thelephoraceae (*Tomentella furcata*, *T. capitata*, *T. africana* et *T. brunneocystidia*) au voisinage d'arbres potentiellement ectomycorhiziens (Yorou et Agerer, 2007 ; Yorou *et al.*, 2007 ; Yorou et Agerer, 2008). Les Thelephoraceae investiraient davantage dans la croissance végétative que dans la reproduction sexuée. Les Amanitaceae, les plus représentées parmi les sporophores, sont absentes sur les racines de la plante hôte à l'exception d'une espèce. Ces champignons investiraient plus dans la reproduction sexuée que dans la reproduction par voie végétative. Quoi qu'il en soit, la diversité des sporophores ne reflète pas la diversité des ECM dans des forêts tropicales humides et sèches d'Afrique. Ce résultat est en accord avec les études de diversité sur les communautés de champignons ectomycorhiziens dans les régions tempérées et dans des forêts du Sud-Est asiatiques (Gardes et Bruns, 1996 ; Peay *et al.*, 2009).

Outre les études de diversité, l'inventaire des ECM permet d'étudier la spécificité des taxons fongiques en vérifiant dans quelle mesure les arbres mères et plantules de différentes espèces peuvent partager un cortège ectomycorhizien commun et échanger des nutriments *via* des réseaux ectomycorhiziens dans un écosystème forestier. Dans cette optique, Diédhiou *et*

al. (2010) ont analysé la diversité des ECM de cinq arbres (*A. fragans*, *A. macrophylla*, *C. tetraphyllum*, *P. coeruleum* et *U. esculenta*) et de leurs plantules vivant en communauté dans une parcelle de 1 600 m² de la forêt humide de Ziama en Guinée forestière (fig. 4). L'objectif principal de cette étude visait à montrer que les arbres et leurs jeunes plantules partageaient le même cortège mycorhizien et échangeaient des nutriments (C et N). L'analyse de la région ITS de l'ADNr nucléaire de 293 ECM a permis de distinguer 39 taxons appartenant à sept groupes fongiques (tabl. 8 et 9). Sur ces 39 taxons, 19 sont des champignons à hôtes multiples (champignons dits généralistes), identifiés au moins sur deux espèces de plantes, 9 sont des champignons à hôte simple (champignons dits spécialistes au moins deux fois), et 11 sont des singletons (champignons dits spécialistes rencontrés une seule fois). Les champignons à hôtes multiples sont plus abondants (89 %) que les champignons à hôte simple (7 %) et les singletons (4 %) réunis (fig. 5). Parmi les champignons à hôtes multiples, le taxon Russulaceae #16 représente à lui seul 47 % des ECM analysées alors que les autres espèces fongiques ne dépassent guère 7 %. De plus, ce champignon et d'autres à hôtes multiples sont répertoriés au moins sur 3 espèces d'arbres et leurs jeunes plants vivant dans le même voisinage, ce qui suggère que ces derniers établiraient des réseaux ectomycorhiziens entre les différentes espèces d'arbres et leurs jeunes plants. Cependant, on ne peut pas exclure l'existence de plusieurs genets chez ces champignons. L'utilisation de marqueurs moléculaires intraspécifiques, comme les microsatellites plus discriminants que le séquençage de l'ITS, devrait le confirmer. Par ailleurs, l'abondance de certains champignons ne reflète pas leur statut d'hôte simple ou multiple. Basidiomycota #3, par exemple, est peu abondant (2 %), alors qu'il colonise toutes les espèces de plantes hôtes. En considérant les champignons de tous les groupes confondus et pour chaque espèce de plante hôte, les analyses de raréfaction révèlent que les jeunes plants ont une diversité plus grande que les arbres, sauf pour *Uapaca esculenta* (fig. 6 et 7). L'analyse factorielle des correspondances montre que les Boletaceae, Clavulinacea et Thelephoraceae tendent à s'associer de préférence avec *A. fragans*, alors que les Russulaceae ne montrent pas de préférence (fig. 8). En considérant uniquement les champignons à hôtes multiples et en combinant les 5 espèces de plantes, il apparaît que les jeunes plants ont une plus grande diversité de champignons comparés aux arbres. Par contre, si on considère uniquement les champignons à hôte simple, les arbres présentent une plus grande diversité de champignons que les jeunes plants. On pourrait donc considérer la forêt de Ziama comme une « nursery » où les jeunes plants auraient tendance à favoriser leurs associations avec des champignons à hôtes multiples de manière à profiter du plus grand nombre d'espèces d'arbres. Les arbres à

leur tour favoriseraient plus les champignons à hôte simple, afin de supporter un nombre raisonnable de jeunes plants. Cela suggère également une spécialisation des plantes avec l'âge : champignons généralistes au stade de jeune plant et champignons spécialistes au stade arbre. L'existence de réseaux ectomycorhiziens suggère également des transferts potentiels de C et de N des arbres vers des jeunes plants dans la pénombre des forêts. Or cette hypothèse n'a pas été vérifiée dans le cadre de cette étude. En effet, l'absence de différence entre delta ^{13}C et ^{15}N des arbres et jeunes plants suggère l'absence de transfert de C et N *via* les réseaux ectomycorhiziens. Néanmoins, ces résultats doivent être interprétés avec prudence, car la variabilité des signatures isotopiques est si forte que les éventuels faibles flux de nutriments n'auraient pas été détectés.

Tableau 8. Nombre de racines échantillonnées, d'ectomycorhizes (ECM) analysées, et de séquences ITS obtenues des arbres (a) et des jeunes plants (p) des cinq espèces d'arbres (*Anthonotha fragrans*, *A. macrophylla*, *Cryptosepalum tetraphyllum*, *Paramacrolobium coeruleum*, et *Uapaca esculenta*).

| | <i>A. fragrans</i> | | <i>A. macrophylla</i> | | <i>C. tetraphyllum</i> | | <i>P. coeruleum</i> | | <i>U. esculenta</i> | |
|-----------------------------------|--------------------|----|-----------------------|----|------------------------|----|---------------------|----|---------------------|----|
| | a | p | a | p | a | p | a | p | a | p |
| Nombre d'individus échantillonnés | 1 | 24 | 3 | 37 | 2 | 33 | 3 | 30 | 3 | 24 |
| Nombre de racines prélevées | 30 | 34 | 30 | 37 | 30 | 46 | 30 | 41 | 30 | 32 |
| Nombre d'ECM analysées | 34 | 36 | 31 | 39 | 33 | 49 | 32 | 43 | 30 | 35 |
| Nombre d'ECM séquencées | 32 | 30 | 21 | 27 | 22 | 40 | 26 | 38 | 25 | 32 |
| Nombre de séquences ITS obtenues | 32 | 31 | 22 | 28 | 22 | 41 | 26 | 41 | 28 | 32 |
| Nombre de taxons identifiés | 8 | 10 | 8 | 10 | 6 | 13 | 7 | 15 | 11 | 8 |

Nombre de taxons après raréfaction à 22 7,4 8,7 8,0 8,4 6,0 9,0 6,6 10,1 9,4 6,9

(Source : Diédhiou *et al.*, 2010)

Figure 4. Positions des cinq espèces d'arbres (carré) et de leurs jeunes plants (cercle) ; *A. macrophylla* (jaune), *U. esculenta* (vert), *A. fragans* (gris), *P. coeruleum* (bleu), *C. tetraphyllum* (rouge), et sur 16 parcelles de 100 m² (A à P) dans la forêt de Ziama en Guinée forestière. Les carrés barrés représentent les arbres sur lesquels les ectomycorhizes ont été échantillonnées. La distribution spatiale des ectomycorhizes a été analysée seulement dans 4 de ces parcelles (B, G, L et O) (Source : Diédhiou *et al.*, 2010).

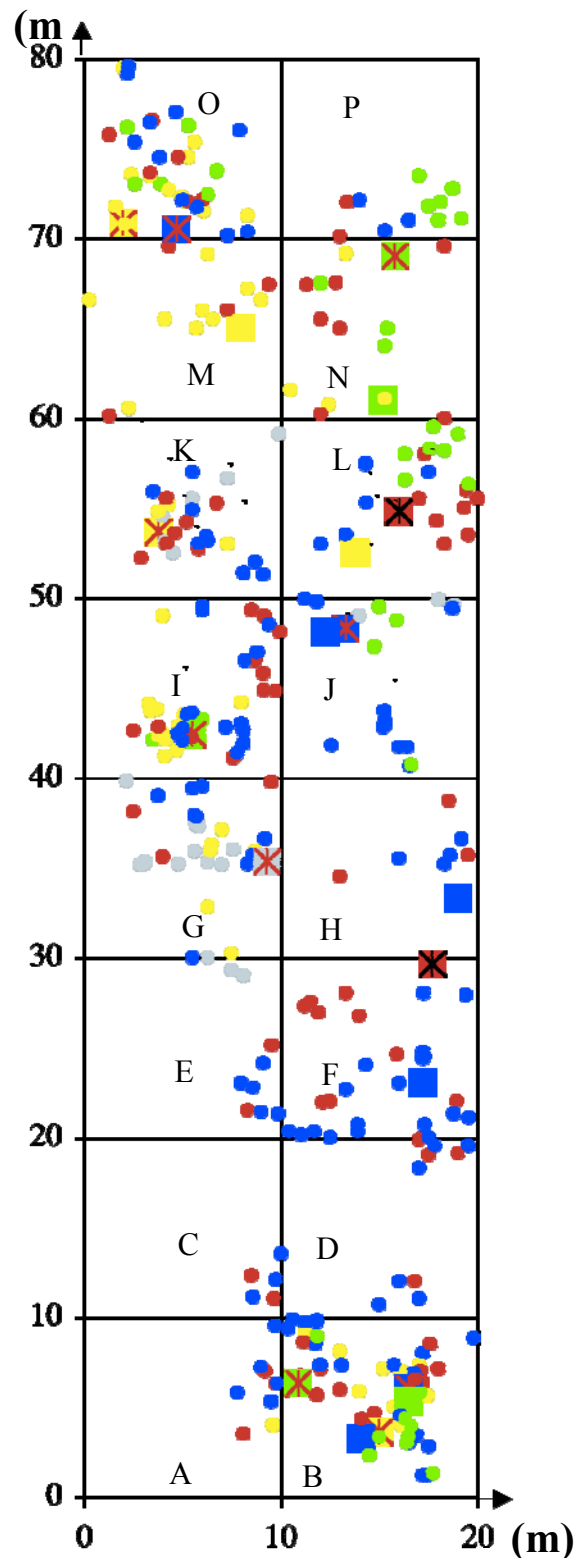


Tableau 9. Taxons fongiques identifiés des ectomycorhizes prélevées dans la forêt de Ziama en Guinée forestière. Le résultat du BLAST indique le taxon le plus proche du champignon dont la séquence d'ADN a été analysée.

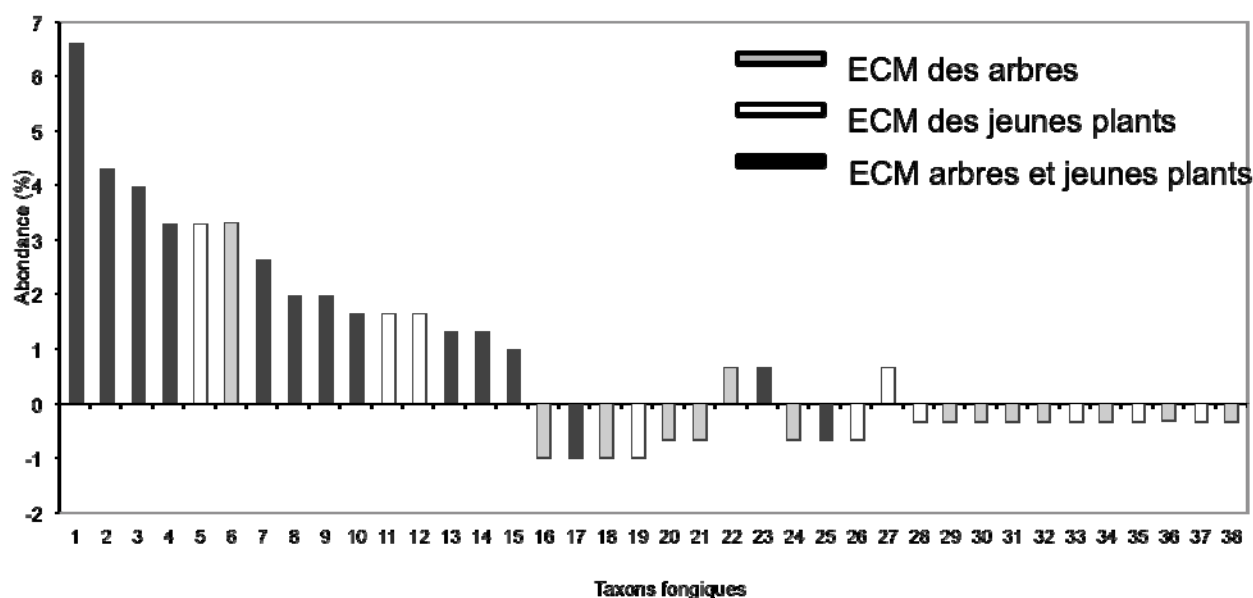
| Taxon | N° d'accession dans Genbank | Résultat du BLAST dans Genbank | Plantes hôtes | Arbres | Jeunes plants |
|------------------|-----------------------------|--------------------------------|---------------------------|--------|---------------|
| Basidiomycota #1 | AM113461 | Basidiomycota | <i>Am, Ct</i> | + | + |
| Basidiomycota #2 | AM113462 | Basidiomycota | <i>Ue</i> | + | - |
| Basidiomycota #3 | AM113463 | Basidiomycota | <i>Af, Am, Ct, Pc, Ue</i> | + | + |
| Boletaceae #1 | AM113453 | <i>Xerocomus</i> | <i>Af, Am, Pc, Ue</i> | + | + |
| Boletaceae #2 | AM113454 | Boletaceae | <i>Af, Pc</i> | + | + |
| Boletaceae #3 | AM113455 | <i>Leccinum</i> | <i>Af</i> | + | - |
| Clavulinaceae #1 | AM113459 | <i>Clavulina</i> | <i>Af, Ct</i> | - | + |
| Clavulinaceae #2 | AM113460 | Clavulinaceae | <i>Af</i> | - | + |
| Russulaceae #1 | AM113427 | <i>Russula</i> | <i>Am, Ct, Pc, Ue</i> | + | + |
| Russulaceae #2 | AM113428 | <i>Russulales</i> | <i>Af, Pc</i> | + | - |
| Russulaceae #3 | AM113429 | <i>Russula</i> | <i>Ct</i> | + | - |
| Russulaceae #4 | AM113430 | <i>Russula</i> | <i>Am, Pc</i> | - | + |
| Russulaceae #5 | AM113431 | Russulales | <i>Am, Ct, Pc</i> | + | + |
| Russulaceae #6 | AM113432 | Russulales | <i>Ue</i> | + | - |
| Russulaceae #7 | AM113433 | <i>Russula</i> | <i>Pc</i> | + | - |

| | | | | | |
|----------------------|----------|--------------------|-------------------------------------|---|---|
| Russulaceae #8 | AM113434 | Russulales | <i>Ct</i> | + | + |
| Russulaceae #9 | AM113435 | Russulales | <i>Ue</i> | + | - |
| Russulaceae #10 | AM113436 | <i>Lactarius</i> | <i>Ue</i> | + | - |
| Russulaceae #11 | AM113437 | Russulales | <i>Pc</i> | + | + |
| Russulaceae #12 | AM113438 | Russulales | <i>Ue</i> | + | - |
| Russulaceae #13 | AM113439 | Russulales | <i>Pc, Ue</i> | + | + |
| Russulaceae #14 | AM113440 | Russulales | <i>Ue</i> | - | + |
| Russulaceae #15 | AM113441 | <i>Lactarius</i> | <i>Af, Am, Ct,</i> <i>Pc, Ue</i> | - | + |
| Russulaceae #16 | AM113442 | Russulales | <i>Af, Am, Ct,</i> <i>Pc, Ue</i> | + | + |
| Sclerodermataceae #1 | AM113464 | <i>Scleroderma</i> | <i>Am, Ct,</i> <i>Ue</i> | - | + |
| Sclerodermataceae #2 | AM113465 | <i>Scleroderma</i> | <i>Af, Am, Ct,</i> <i>Pc, Ue</i> | + | + |
| Thelephoraceae #1 | AM113443 | <i>Tomentella</i> | <i>Af</i> | + | - |
| Thelephoraceae #2 | AM113444 | <i>Tomentella</i> | <i>Am, Pc</i> | - | + |
| Thelephoraceae #3 | AM113445 | Thelephoraceae | <i>Ct, Pc</i> | + | + |
| Thelephoraceae #4 | AM113446 | Thelephoraceae | <i>Ct</i> | - | + |
| Thelephoraceae #5 | AM113447 | <i>Tomentella</i> | <i>Ct</i> | + | - |
| Thelephoraceae #6 | AM113448 | Thelephoraceae | <i>Af, Am, Ct,</i> <i>Pc, Ue</i> | + | + |
| Thelephoraceae #7 | AM113449 | Thelephoraceae | <i>Af</i> | - | + |
| Thelephoraceae #8 | AM113450 | Thelephoraceae | <i>Af, Am</i> | + | - |

| | | | | | |
|---------------------|----------|-------------------|---------------------------|---|---|
| Thelephoraceae #9 | AM113451 | <i>Tomentella</i> | <i>Pc</i> | - | + |
| Thelephoraceae #10 | AM113452 | <i>Thelephora</i> | <i>Af, Am, Ct, Pc, Ue</i> | + | + |
| Tricholomataceae #1 | AM113456 | Tricholomataceae | <i>Ue</i> | + | - |
| Tricholomataceae #2 | AM113457 | <i>Tricholoma</i> | <i>Pc</i> | - | + |
| Tricholomataceae #3 | AM113458 | <i>Mycena</i> | <i>Am</i> | + | - |

(+) Présence ; (-) absence ; *Anthonotha fragrans* (*Af*), *Anthonotha macrophylla* (*Am*), *Cryptosepalum tetraphyllum* (*Ct*), *Paramacrolobium coeruleum* (*Pc*), et *Uapaca esculenta* (*Ue*). (Source : Diédhiou *et al.*, 2010)

Figure 5. Abondance des taxons fongiques à hôtes multiples (valeurs au-dessus de zéro), des taxons fongiques à hôte simple et des singletons (valeurs en dessous de zéro) sur les arbres et les jeunes plants seuls ou en commun. Pour des raisons de commodité, le taxon le plus abondant, Russulaceae #16 (47 %), n'est pas représenté. (Source : Diédhiou *et al.*, 2010)



1, Théléphoroïde #6 ; 2, Théléphoroïde #10 ; 3, Sclérodermatoïde #2 ; 4, Russuloïde #1 ; 5, Russuloïde #15 ; 6, Théléphoroïde #8 ; 7, Bolétoïde #1 ; 8, Bolétoïde #2 ; 9, Théléphoroïde #3 ; 10, Basidiomycota #3 ; 11, Cantharelloïde #1 ; 12, Sclérodermatoïde #1 ; 13, Russuloïde #5 ; 14, Russuloïde #13 ; 15, Basidiomycota #1 ; 16, Russuloïde #3 ; 17, Russuloïde #8 ; 18, Théléphoroïde #1 ; 19, Théléphoroïde #9 ; 20, Basidiomycota #2 ; 21, Bolétoïde #3 ; 22, Russuloïde #2 ; 23, Russuloïde #4 ; 24, Russuloïde #7 ; 25, Russuloïde #11 ; 26, Russuloïde #14 ; 27, Théléphoroïde #2 ; 28, Cantharelloïde #2 ; 29, Russuloïde #6 ;

30, Russuloïde #9 ; 31, Russuloïde #10 ; 32, Russuloïde #12 ; 33, Théléphoroïde #4 ; 34, Théléphoroïde #5 ; 35, Théléphoroïde #7 ; 36, Trichlolomatoïde #1 ; 37, Trichlolomatoïde #2 ; 38, Trichlolomatoïde #3.

Figure 6. Courbes d'accumulation des taxons fongiques et leurs intervalles de confiance à 95 % (pointillé) des ectomycorhizes prélevées des arbres. (Source : Diédhiou *et al.*, 2010)

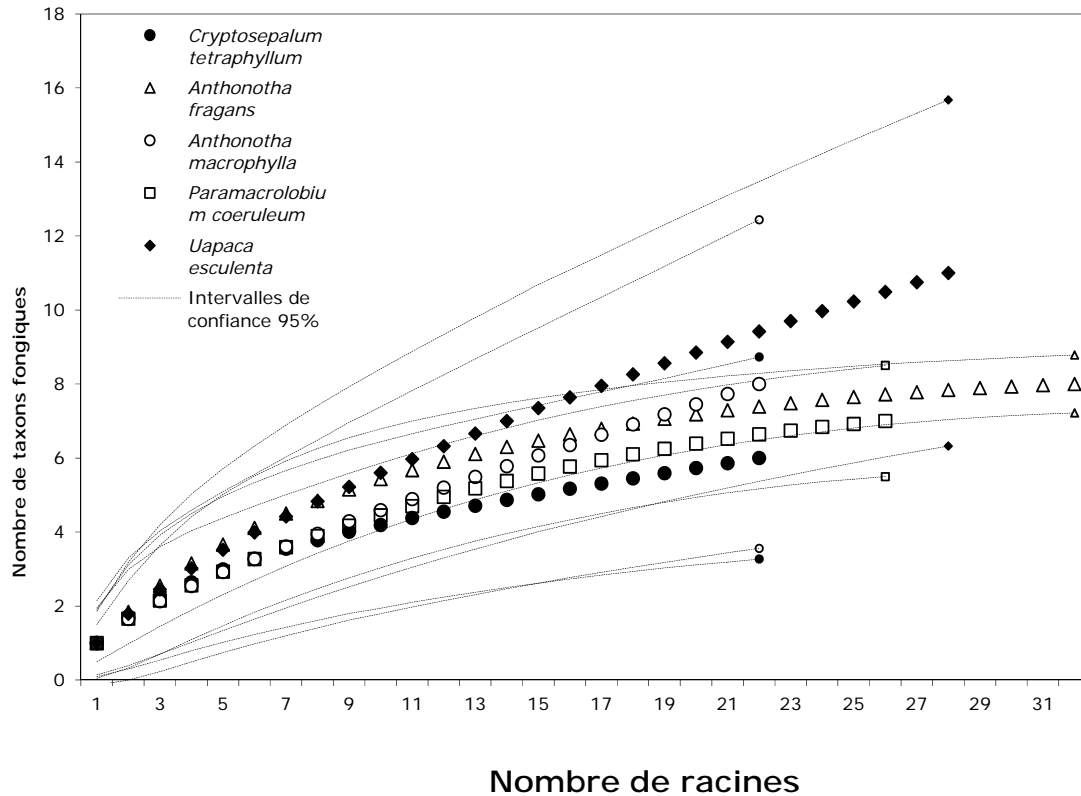


Figure 7. Courbes d'accumulation des taxons fongiques et leurs intervalles de confiance à 95 % (pointillé) des ectomycorhizes prélevées des jeunes plants. (Source : Diédhiou *et al.*, 2010)

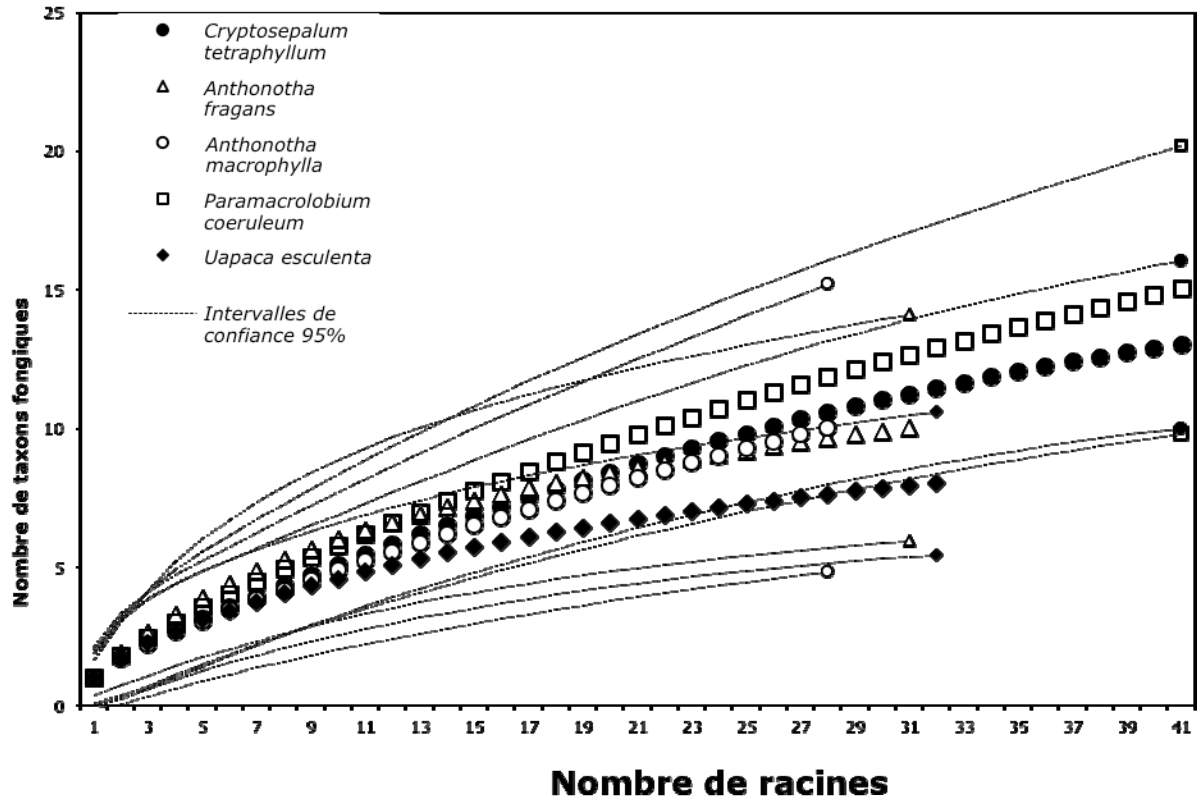
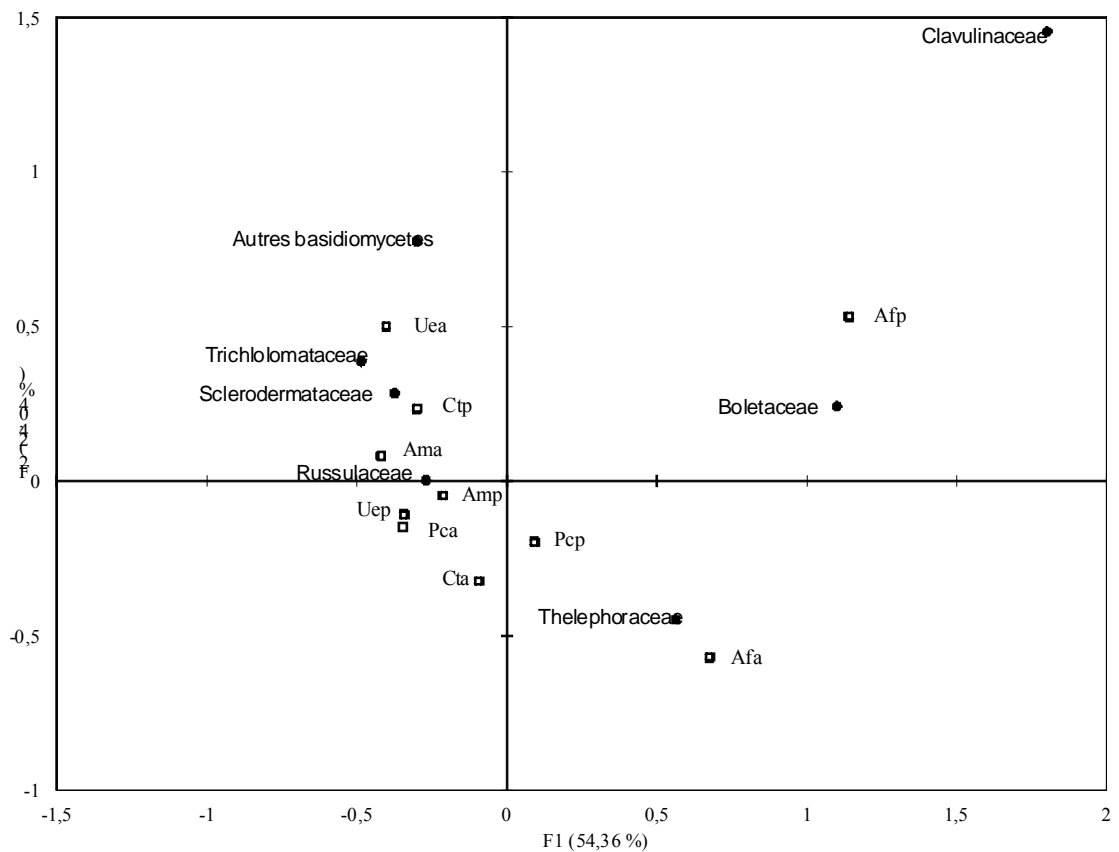


Figure 8. Analyse factorielle des correspondances entre les taxons fongiques (cercle plein), les adultes et jeunes plants (carré) des 5 plantes hôtes ; les axes F1 et F2 représentent respectivement 54,4 % et 24 % de la variabilité. Afa, *A. fragans* adulte ; Afp, *A. fragans* jeune plant ; Ama, *A. macrophylla* adulte ; Amp, *A. macrophylla* jeune plant ; Cta, *C. tetraphyllum* adulte ; Ctp, *C. tetraphyllum* jeune plant ; Pca, *P. coeruleum* adulte ; Pcp, *P. coeruleum* jeune plant ; Uea, *U. esculenta* adulte ; Uep, *U. esculenta* jeune plant. (Source : Diédhiou *et al.*, 2010)



7. CONCLUSION

Nous avons révélé une richesse et une diversité de champignons ectomycorhiziens et d'ECM tout à fait exceptionnelles et jusqu'ici insoupçonnées au voisinage de plus de six essences forestières à ECM en mélange dans des forêts d'Afrique de l'Ouest. Il est difficile de trouver plus de diversité végétale à ECM en zone tempérée. De nombreux champignons sont encore indéterminés et pourraient être de nouvelles espèces. Contrairement à une opinion très

répandue, la richesse spécifique et la diversité des communautés de champignons ectomycorhiziens en Afrique de l'Ouest sont comparables à celles des forêts tempérées. Comme dans les forêts tempérées, les sporophores sont de mauvais marqueurs de la diversité réelle des ECM. Encore, comme dans les forêts tempérées, les groupes dominants des champignons ectomycorhiziens sont les mêmes, avec par exemple une prépondérance des Russulaceae et Thelephoraceae dans les forêts tropicales sèches et humides d'Afrique de l'Ouest. Les fréquences d'occurrence des champignons à hôtes multiples sur les différents arbres et leurs jeunes plants suggèrent des connexions entre générations *via* des réseaux ectomycorhiziens. Ces derniers pourraient jouer un rôle important non seulement comme source d'inoculum pour les jeunes plants en régénération naturelle, mais aussi dans les transferts de nutriments des arbres vers les plantules dans la pénombre de la forêt.

8. REFERENCES

- Abuzinadah, R.A. & Read, D.J. (1986). The role of proteins in the nitrogen nutrition of ectomycorrhizal plants. I. Utilization of peptides and proteins by ectomycorrhizal fungi. *New Phytologist*, 103 : 481-493.
- Agerer, R. (1991). « Characterization of ectomycorrhizae ». In Norris J. R., Read D. J., Varma A. K. (eds.) : *Methods in Microbiology Techniques for the Study of Mycorrhiza*, London, Academic Press : 25-73.
- Alexander, I.J. & Högborg, P. (1986). Ectomycorrhizas of tropical angiosperm trees. *New Phytologist*, 102 : 541-549.
- Alexander, I.J. (1987). Ectomycorrhizas in indigenous lowland tropical forest and woodland. In: Sylvia, D.M., Hung, I.L., Graham, J.H. (eds): *Mycorrhizae in the last Decade*, NACOM 7, IFAS, Univ. of Florida, Gainesville, May 3-8: 15.
- Alexander, I. J. & Lee, S.S. (2005). « Mycorrhizas and ecosystem processes in tropical rain forest: implications for diversity ». In Burslem D. F. R. P., Pinard M. A., Hartley S. E. (eds.) : *Biotic interactions in the Tropics: their role in the maintenance of species diversity*, UK, Cambridge University Press : 165-203.
- Allen, E.B. & Allen M.F. (1981). *The Leguminosae. A source of Book of Characteristics, Uses and Nodulation*. London, Basingstoke, Macmillan.

- Allen, E.B., Allen, M.F., Helm, D.J., Trappe, J.-M., Molina, R. & Rincon E. (1995).
Patterns and regulation of mycorrhizal plant and fungal diversity. *Plant and Soil*, 170: 47-62.
- Aubréville, A. (1957). Échos du Congo belge. *Bois et Forêts des Tropiques*, 51 : 28-39.
- Bâ, A.M. (1986). « Premiers résultats sur l'infection ectomycorhizienne chez deux essences forestières du sud du Sénégal : *Afzelia africana* Sm. et *Uapaca guineensis* Mull. Arg. ». In : Les arbres fixateurs d'azote et l'amélioration biologique de la fertilité du sol, CRDI/NFTA/IFS/Orstom, Dakar 17-25 mars : 243-255.
- Bâ, A.M. (1990). Contribution à l'étude de la symbiose ectomycorhizienne chez deux essences forestières d'Afrique intertropicale : *Afzelia africana* et *Uapaca guineensis*. Thèse doct., Univ. Montpellier-II, 193 p.
- Bâ, A.M., Sougoufara, B. & Thoen, D. (1987). « The triple symbiosis of *Casuarina equisetifolia* in Senegal ». In Sylvia D. M., Hung L. L., Graham J. H. (eds.): *Mycorrhizae in the next decade*, USA, Gainesville, Univ. of Florida : 121.
- Bâ, A.M., Garbaye, J. & Dexheimer, J. (1991). Influence of fungal propagules during the early stage of the time sequence of ectomycorrhizal colonization on *Afzelia africana* Sm. seedlings. *Canadian Journal of Botany*, 66: 2442-2447.
- Bâ, A.M., Balaji, B. & Piché, Y. (1994). Effect of time inoculation on in vitro ectomycorrhizal colonization and nodule initiation in *Acacia holosericea* seedlings. *Mycorrhiza*, 4: 109-119.
- Bâ, A.M., Buyck, B., Deschères, P., Eyssartier, G., Ifolno, F.G., Ducouso, M., Wey, J., Giraud, E., Fontana, A., Diallo, M.A.K. & Dreyfus, B. (2000). Diversity and use of ectomycorrhizal fungi in Guinea tropical rain forest. In Garbaye J., Lugtenberg B., Sørensen J. (eds.) : *Selection strategies for plant-beneficial microorganisms*, Nancy, 3-5 avril.
- Bâ, A.M., Sanon, K.B. & Duponnois, R. (2002). Influence of ectomycorrhizal inoculation on *Afzelia quanzensis* Welw. seedlings in a nutrient-deficient soil. *Forest Ecology and Management*, 161: 215-219.

- Backéus, I., Pettersson, B., Strömquist, L. & Ruffo, C. (2006). Tree communities and structural dynamics in Miombo (*Brachystegia-Julbermadia*) woodland, Tanzania. *Forest Ecology and Management*, 230: 179-185.
- Beeli, M. (1935). Genres *Aminata* et *Volvaria*. *Flore Iconographique des Champignons du Congo*, 1 (17) : 5-45.
- Béreau, M., Gazel, M. & Garbaye, J. (1997). Les symbioses mycorhiziennes des arbres de la forêt tropicale humide de Guyane française. *Canadian Journal of Botany*, 75: 711-716.
- Blacke, S. & Fay, J.M. (1997). Seed production by *Gilbertiodendron dewevrei* in the Nouabalé-Ndoki National Park, Congo and its implications for large mammals. *Journal of Tropical Ecology*, 14: 885-891.
- Brearley, F.Q., Scholes, J.D. & See, L.S. (2005). Nitrogen nutrition and isotopic discrimination in tropical ectomycorrhizal fungi. *Research in Microbiology*, 156: 184-190.
- Buyck, B. (1993). *Russula* I (Russulaceae). *Flore illustrée des Champignons d'Afrique Centrale*, 15 : 335-408.
- Buyck, B., Thoen, D. & Walting, R. (1996). Ectomycorrhizal fungi of the Guinea-Congo region. *Proceedings of the Royal Society of Edinburgh*, 104: 313-333.
- Chalermpongse, A. (1987). « Mycorrhizal survey of drydeciduous and semi-evergreen dipterocarp forest ecosystems in Thailand ». In Kostermans A. C. J. H. (ed.) : *Proceedings of the Third Round Table Conference on Dipterocarps, East Kalimantan, Mulawarman University*: 81-103.
- Corby, H.D.L. (1974). Systematic implications of nodulation among Rhodesian Legumes. *Kirkia*, 9: 301-329.
- Corner, E.J.H. & Heinemann, P. (1967). *Clavaires et Thelephora*. *Flore Iconographique des Champignons du Congo*: 309-322, pl. 50-51.
- Courty, P.E., Pritsch, K., Schloter, M., Hartmann, A. & Garbaye, J. (2005). Activity profiling of ectomycorrhiza communities in two forest soils using multiple enzymatic tests. *New Phytologist*, 174: 240-243.

- de Alwis, D.P. & Abeynayake, K. (1980). « A survey of mycorrhizae in some forest trees of Sri Lanka ». In Mikola P. (ed.) : Tropical Mycorrhiza Research, Oxford, Clarendon Press : 146-153.
- de Faria, S.M., Lewis, G.P., Sprent, J.I., Sutherland, J.M. (1989). Occurrence of nodulation in the Leguminosae. *New Phytologist*, 111: 607-619.
- Diédhiou, A.G., Verpillot, F., Guèye, O., Dreyfus, B., Duponnois, R. & Bâ, A.M. (2004). Do concentrations of glucose and fungal inoculum influence the competitiveness of two early-stage ectomycorrhizal fungi in *Azelia Africana* seedlings. *Forest Ecology and Management*, 203: 187-194.
- Diédhiou, A.G., Selosse, M.-A., Galiana, A., Diabaté, M., Dreyfus, B., Bâ, A.M., de Faria, S. M. & Béna, G. (2010). Multi-host ectomycorrhizal fungi are predominant in a Guinean tropical rainforest and shared between canopy trees and seedlings. *Environmental Microbiology* DOI : 10.1111/j.1462-2920.2010.02183.x.
- Dissing, H., Lange M. (1963). Gasteromycetales I. Flore Iconographique des Champignons du Congo : 215-232.
- Dissing H. & Lange, M. (1964). Gasteromycetales II. Flore Iconographique des Champignons du Congo : 233-252.
- Ducouso, M., Béna, G., Bourgeois, C., Buyck, B., Eyssartier, G., Vincelette, M., Rabevohitra, R., Randrihasipara, L., Dreyfus, B. & Prin, Y. (2004). The last common ancestor of Sarcolaenaceae and Asian dipterocarp trees was ectomycorrhizal before the India-Madagascar separation, about 88 million years. *Molecular Ecology*, 13: 231-236.
- Ducouso, M., Ramanankierana, H., Duponnois, R., Rabévohitra, R., Randrihasipara, Vincelette, M., Dreyfus, B. & Prin, Y. (2008). Mycorrhizal status of native trees and shrubs from eastern Madagascar littoral forests with special emphasis on one new ectomycorrhizal endemic family, the Asteropeiaceae. *New Phytologist*, 178: 233-238.
- FAO (2009). Situation des forêts du monde. Éditions FAO, 145 p.
- Fassi, B. (1957). Ectomycorhize chez le *Gnetum africanum* Welw. due à *Scleroderma* sp. *Bulletin de la Société Mycologique de France*, 73 : 280-285.

- Fassi, B. (1960). The distribution of ectotrophic mycorrhizae in the litter and upper soil layer of *Gilbertiodendron dewevrei* (Caesalpinaceae) forest in the Congo. In: Mycorrhizae, Internationales Mycorrhizas symposium, Ed. DEU : 297-302.
- Fassi, B. & Fontana, A. (1961). Micorrize ectotrofiche di *Julbernadia seretii*, Caesalpinaceae del Congo. *Allionia*, 7: 131-157.
- Fassi, B. & Fontana, A. (1962). Micorrize ectotrofiche di *Brachystegia laurentii* e di alcune altre di Caesalpinaceae minori del Congo. *Allionia*, 8: 121-131.
- Fleming, L.V. (1985). Experimental study of sequences of ectomycorrhizal fungi on birch (*Betula* sp.) seedling root systems. *Soil Biology and Biochemistry*, 17: 591-600.
- Garbaye, J., Menez, J. & Wilhelm, M.E. (1986). Les mycorrhizes des jeunes chênes dans les pépinières et les régénérations naturelles du Nord-Est de la France. *Acta Oecologia*, 7: 87-96.
- Gardes, M. & Bruns, T.D. (1996). « ITS-RFLP matching for identification of fungi ». In Clapp J. P. (ed.) : *Methods in Molecular Biology, Species Diagnostics Protocols: Pcr and Other Nucleic Acid Methods*, New Jersey, Totowa, Humana Press Inc., 50 : 177-186.
- Green, J.J. & Newbery, D.M. (2001). Light and seed size affect establishment of grove-forming ectomycorrhizal rain forest tree species. *New Phytologist*, 151: 271-289.
- Gross, N.D., Torti, S.D., Feener, D.H. & Coley, P.D. (2000). Monodominance in an African rain forest: is reduced herbivory important? *Biotropica*, 32: 430-439.
- Hart, T.B. (1995). Seed, seedling and sub-canopy survival in monodominant and mixed forests of the Ituru forest, Africa. *Journal of Tropical Ecology*, 11: 443-459.
- Hart, T.B., Hart, J.A. & Murphy, P.G. (1989). Monodominant and species-rich forests of the humid tropics: causes for their co-occurrence. *American Naturalist*, 133: 613-633.
- Haug, I., Weiss, M., Homeier J., Oberwinkler F. & Kottke I. (2004). Russulaceae and Thelephoraceae form ectomycorrhizas with members of the Nyctaginaceae (Caryophyllales) in the tropical mountain rain forest of southern Ecuador. *New Phytologist*, 165: 923-936.

- He, X.H., Critchley, C., Ng, H. & Bledsoe, C. (2004). Reciprocal N (NH_4^+)- N^{15} or (NO_3^-)- N^{15} transfer between non N_2 -fixing *Eucalyptus maculata* and N_2 -fixing *Casuarina cunninghamiana* linked by the ectomycorrhizal fungus *Pisolithus* sp. *New Phytologist*, 163: 629-640.
- Heim, R. (1955). Les Lactaires d'Afrique intertropicale (Congo belge et Afrique Noire française). *Bulletin du Jardin Botanique de l'État Bruxelles*, 25 : 1-91.
- Heinemann, P. (1954). Boletineae. *Flore iconographique des champignons du Congo*, 3 : 50-80, pl. 9-12.
- Heinemann, P. (1959). Cantharellineae. *Flore iconographique des champignons du Congo*, 8 : 153- 165, pl. 26-28.
- Heinemann P. (1966). Hygrophoraceae, Laccaria et Boletineae II (compléments). *Flore iconographique des champignons du Congo*, 15 : 279-308, pl. 47-49.
- Henkel, T.W., Terborgh, J. & Vilgalys, R. (2002). Ectomycorrhizal fungi and their leguminous hosts in the Pakaraima Mountains of Guyana. *Mycological Research*, 106: 515-531.
- Hennings, P. (1895). *Fungi austro-africani*. *Hedwigia*, 34: 325-327
- Högberg, P. (1982). Mycorrhizal associations in some woodland and forest trees and shrubs in Tanzania. *New Phytologist*, 92: 407-415.
- Högberg, P. (1986). Soil nutrient availability, root symbioses and tree species composition in tropical Africa: a review. *Journal of Tropical Ecology*, 2: 359-372.
- Högberg, P. & Alexander, I.J. (1995). Role of root symbioses in African woodland and forest: evidence from ^{15}N abundance and foliar analysis. *Journal of Ecology*, 83: 217-224.
- Högberg, P. & Nylund, J.E. (1981). Ectomycorrhizae in coastal Miombo woodland of Tanzania. *Plant and Soil*, 63: 283-289.
- Högberg, P. & Pearce, G.D. (1986). Mycorrhizas in Zambian trees in relation to host taxonomy, vegetation type and successional patterns. *Journal of Ecology*, 74: 775-785.
- Horton T. R., Bruns T. D., Parker V. T., 1999

- Ectomycorrhizal fungi associated with *Arctostaphylos* contribute to *Pseudotsuga menziesii* establishment. *Canadian Journal of Botany*, 77 : 93-102.
- Janos, D.P. (1983). « Tropical mycorrhizae, nutrients cycles and plant growth ». In Sutton S. L., Whitmore T. C., Chadwick A. C. (eds.) : *Tropical Rain Forest*, Oxford, Blackwell : 327-345.
- Jenik, J. & Mensah, K.O.A. (1967). Root system of tropical trees. I. Ectotrophic mycorrhizae of *Afzelia africana* Sm. *Preslia*, 39: 59-65.
- Le Tacon, F., Garbaye, J., Bâ, A.M., Beddiar, A.F., Diagne, O., Diem, H.G. (1989). « L'importance des symbioses racinaires pour les arbres forestiers en zone tropicale sèche et en zone tropicale humide ». In : *Trees for Development in Sub-Saharan Africa*, Kenya, Nairobi, Éd. ICRAF HQ : 302-318.
- Lilleskov, E.A. & Bruns, T.D. (2003). Root colonization dynamics of two ectomycorrhizal fungi of contrasting life history strategies are mediated by addition of organic nutrient patches. *New Phytologist*, 159: 141-151.
- Malloch, D.W., Pirozynski, A.K. & Raven, P.H. (1980). « Ecological and evolutionary significance of mycorrhizal symbioses in vascular plants (A Review) ». In : USA, *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 77 : 2113-2118.
- Martin, F., Delaruelle, C. & Ivory, M. (1998). Genetic variability in intergenic spacers of ribosomal DNA in *Pisolithus* isolates associated with pine, eucalyptus and *Afzelia* in lowland Kenyan forests. *New Phytologist*, 139: 341-352.
- Mayor, J.R. & Henkel, T.W. (2005). Ectomycorrhizal influence on leaf litter decomposition within a monodominant *Dicymbe corymbosa* forest in Guyana. *New Phytologist*, 169: 579-588.
- McGuire, K.L. (2007). Common ectomycorrhizal networks may maintain monodominance in a tropical rain forest. *Ecology*, 88: 567-574.
- Mikola, P. (1970). Mycorrhizal inoculation in afforestation. *International Review of Forestry Research* : 123-196.
- Molina, R., Massicotte, H. & Trappe, J.-M. (1992). Specificity phenomena in mycorrhizal symbioses: community-ecological consequences and practical implications. In Allen M.

- F. (ed.) : Mycorrhizal functioning : an integrative plant-fungal process, New York, Chapman and Hall : 357-423.
- Moyersoen, B., Alexander, I.J. & Fitter, A.H. (1998). Phosphorus nutrition of ectomycorrhizal and arbuscular mycorrhizal tree seedlings from a lowland tropical rain forest in Korup National Park, Cameroon. *Journal of Tropical Ecology*, 14: 47-61.
- Moyersoen, B. & Fitter, A.H. (1999). Presence of arbuscular mycorrhizas in typically ectomycorrhizal host species from Cameroon and New Zealand. *Mycorrhiza*, 8: 247-253.
- Moyersoen, B., Becker, P. & Alexander, I.J. (2001). Are ectomycorrhizas more abundant than arbuscular mycorrhizas in tropical heath forests? *New Phytologist*, 150: 591-599.
- Munyanziza, E. & Kuyper, T.W. (1995). Ectomycorrhizal synthesis on seedlings of *Azelia quanzensis* Welw. using various types of inoculum. *Mycorrhiza*, 5: 283-287.
- Newbery, D.M., Alexander, I.J., Thomas, D.W. & Gartlan, J.S. (1988). Ectomycorrhizal rain-forest legumes and soil phosphorus in Korup National Park, Cameroon. *New Phytologist*, 109: 433-455.
- Onguene, N.A. (2000). Diversity and Dynamics of Mycorrhizal Associations in Tropical Rain Forests with different Disturbance Regimes in South Cameroon. *Tropenbos-Cameroon Series*, 3, 167 p.
- Onguene, N.A. & Kuyper, T.W. (2001). Mycorrhizal associations in the rain forest of South Cameroon. *Forest Ecology and Management*, 140: 277-287.
- Onguene, N.A. & Kuyper, T.W. (2002). Importance of the ectomycorrhizal network for seedling survival and ectomycorrhiza formation in rain forests of south Cameroon. *Mycorrhiza*, 12: 13-17.
- Peay, K., Kennedy, P.G., Davies, S.J., Tan, S. & Bruns T. (2009). Potential link between plant and fungal distributions in a dipterocarp rain-forest: community and phylogenetic structure of tropical ectomycorrhizal fungi across a plant and soil ecotone. *New Phytologist*, 185: 525-538.
- Peyronel, B. & Fassi, B. (1957). Micorrize ectotrofiche in una *Caesalpinia* del Congo Belga. *Atti Accademia delle Scienze di Torino*, 91: 569-576.

- Peyronel, B. & Fassi, B. (1960). Nuovi casi de simbiosi ectomicorrizica in Leguminose della famiglia delle Caesalpiniaceae. *Atti Accademia delle Scienze di Torino*, 94: 36-38.
- Ramanankierana, N., Ducouso, M., Rakotoarimanga, N., Prin, Y., Thioulouse, J., Randrianjohany, E., Ramarason, L., Kisa, M., Galiana, A. & Duponnois, R. (2007). Arbuscular mycorrhizas and ectomycorrhizas of *Uapaca bojeri* L. (Euphorbiaceae): sporophore diversity patterns of root colonization and effects on seedling growth and soil microbial catabolic diversity. *Mycorrhiza*, 17: 195-208.
- Rambelli, A. (1973). « The rhizosphere of mycorrhizae ». In Marks G. C., Kozlowski T. T. (eds.) : *Ectomycorrhizae: Their Ecology and Physiology*, New York, Academic Press : 229-343.
- Read, D.J. & Perez-Moreno, J. (2003). Mycorrhizas and nutrient cycling in ecosystems, a journey towards relevance? *New Phytologist*, 157: 475-492.
- Reddell, P., Bowen, G.D. & Robson, A.D. (1986). Nodulation of Casuarinaceae in relationship to host species and soil properties. *Australian Journal of Botany*, 34: 435-444.
- Redhead, J.F. (1968 a). Mycorrhizal associations in some Nigerian forest trees. *Transactions of the British Mycological Society*, 51: 377-387.
- Redhead, J.F. (1968 b). *Inocybe* sp. associated with ectotrophic mycorrhiza on *Afzelia bella* in Nigeria. *Commonwealth Forestry Review*, 47: 63-65.
- Redhead, J.F. (1974). Aspects of the biology of mycorrhizal associations occurring on tree species in Nigeria. Ph. D. thesis, Univ. of Ibadan, Nigeria.
- Redhead, J. F. (1977). Endotrophic mycorrhizas in Nigeria : species of the Endogonaceae and their distribution. *Transactions of the British Mycological Society*, 69: 275-280.
- Redhead, J.F. (1979). « Soil mycorrhiza in relation to soil fertility and productivity ». In Mongi H. M., Huxley P. A. (ed.) : *Soils Research in Agroforestry*, Tech., David Spurgeon, ICRAF: 175-204.
- Rivière, T., Diedhiou, A.G., Diabate, M., Senthilarasu, G., Natarajan, K., Verbeken, A., Buyck, B., Dreyfus, B., Bena, G. & Bâ, A.M. (2007). Genetic diversity of

- ectomycorrhizal basidiomycetes from African and Indian tropical forests. *Mycorrhiza*, 17: 415-428.
- Sanon, K.B., Bâ, A.M. & Dexheimer, J. (1997). Mycorrhizal status of some fungi fruiting beneath indigenous trees in Burkina Faso. *Forest Ecology and Management*, 98: 61-69.
- Sanon, K.B., Bâ, A.M., Delaruelle, C., Duponnois, R. & Martin, F. (2009). Morphological and molecular analyses in *Scleroderma* species associated with some Caesalpiniaceae, Dipterocarpaceae and Phyllanthaceae trees in southern Burkina Faso. *Mycorrhiza*, 19: 571-584.
- Schnell, R. (1986). *Flore et végétation de l'Afrique tropicale*. Édition Gauthier-Villars, 468 p.
- Sims, K.P., Sen, R., Watling, R. & Jeffries, P. (1999). Species and population structures of *Pisolithus* and *Scleroderma* identified by combined phenotypic and genomic marker analysis. *Mycological Research*, 103: 449-458.
- Smith, S. & Read, J. (2008). *Mycorrhizal Symbiosis*. Ed. Hardcover, 800 p.
- Tambe Bechem, E.E. & Alexander, I. (2009). Inoculum production and inoculation rooted cuttings using a range mycorrhizal fungi. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 3: 23-32.
- Tedersoo, L., Suvi, T., Beaver, K. & Kõljalg, U. (2007). Ectomycorrhizal fungi of the Seychelles: diversity patterns and hosts shift from the native *Vateriaopsis seychellarum* (Dipterocarpaceae) and *Intsia bijuga* (Caesalpinioideae) to the introduced *Eucalyptus robusta* (Myrtaceae), but not *Pinus caribea* (Pinaceae). *New Phytologist*, 175: 321-333.
- Thiès, E. (1995). Principaux ligneux (agro)forestiers de la Guinée. Zone de transition. *Schriftenreihe der GTZ*, n°253, 544 p.
- Toen, D. (1993). « Looking for ectomycorrhizal trees and ectomycorrhizal fungi in tropical Africa ». In : *Aspects of tropical mycology*, Cambridge University Press : 193-205.
- Toen, D. & Bâ, A.M. (1987). « Observations on the fungi and the ectomycorrhizae of *Azelia africana* and *Uapaca guineensis* in southern Senegal ». In Sylvia D. M., Hung L. L., Graham J. H. (eds.) : *Mycorrhizae in the Next Decade*, NACOM 7, IFAS, Univ. of Florida, Gainesville, May 3-8 : 132.

- Thoen, D. & Bâ, A.M. (1989). Ectomycorrhizas and putative ectomycorrhizal fungi of *Afzelia africana* Sm. and *Uapaca guineensis* Müll. Arg. in southern Senegal. *New Phytologist*, 113: 549-559.
- Thoen, D. & Ducouso, M. (1989 a). Champignons et ectomycorhizes du Fouta-Djalou. *Bois et Forêts des Tropiques*, 221 : 45-63.
- Thoen, D. & Ducouso, M. (1989 b). Mycorrhizal habit and sclerogenesis of *Phlebopus sudanicus* (Gyrodontaceae) in Senegal. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 28: 519-521.
- Torti, S. D. & Coley, P.D. (1999). Tropical monodominance: a preliminary test of the ectomycorrhizal hypothesis. *Biotropica*, 31: 220-228.
- Torti, S.D., Coley, P.D. & Kursar, T.A. (2001). Causes and consequences of monodominance in tropical lowland forests. *American Naturalist*, 157: 141-153.
- Trappe, J.-M. (1962). Fungus associates of ectotrophic mycorrhiza. *Botanical Review*, 28: 538-606.
- van der Heijden, M.G.A., Boller, T., Wiemken, A. & Sanders, I.R. (1998). Different arbuscular mycorrhizal fungal species are potential determinants of plant community structure. *Ecology*, 76: 2082-2091.
- Wang, B. & Qiu, Y.-L. (2006). Phylogenetic distribution and evolution of mycorrhizas in land plants. *Mycorrhiza*, 16: 299-363.
- Warcup, J.H. (1980). The mycorrhizal relationships of Australian orchids. *New Phytologist*, 87: 371-381.
- Watling, R. (1993). « Comparison of the macromycete biotas in selected tropical areas of Africa and Australia ». In Isaac S., Frankland J. C., Watling R., Whalley A. J. S. (eds.) : *Aspects of tropical mycology*, Cambridge University Press : 171-191.
- Watling, R. & Lee, S.S. (1995). Ectomycorrhizal fungi associated with members of the Dipterocarpaceae in peninsular Malaysia I. *Journal of Tropical Forest Science*, 7: 657-669.
- White, F. (1983). *The vegetation of Africa*. Unesco, 356 p.

- Wurzburger, N., Bidartondo, M.I. & Bledsoe, C.S. (2001). Characterization of *Pinus* ectomycorrhizas from mixed conifer and pygmy forests using morphotyping and molecular methods. *Canadian Journal of Botany*, 79: 1211-1216.
- Yokota, A., Neda, H. & Erdy S. (1996). « Ectomycorrhizal fungi in an Indonesian Dipterocarpus forest in Laut Island, South Kalimantan province ». In : Abstracts of the 48th Annual Meeting of the Kanto Branch of the Japanese Forestry Society, 48 : 35.
- Yorou, S.N. & Agerer, R. (2007). *Tomentella furcata*, a new species from Benin (West Africa) with basidia forming internal hyphae. *Mycological Progress*, 6: 239-247.
- Yorou, S.N. & Agerer, R. (2008). *Tomentella africana*, a new species from Benin (West Africa) identified by morphological and molecular data. *Mycologia*, 100: 68-80.
- Yorou, S.N., Kõljalg, U., Sinsin, B. & Agerer, R. (2007). Studies in African theleporoid fungi. I. *Tomentella capitata* and *Tomentella brunneocystidia*, two news species from Benin (West Africa) with capitate cystidia. *Mycological Progress*, 6: 7-18.

DES CHAMPIGNONS SYMBIOTIQUES CONTRE LA DESERTIFICATION

ECOSYSTEMES MEDITERRANEENS, TROPICAUX ET INSULAIRES

Editeurs scientifiques

ROBIN DUPONNOIS^{1,2,4}, MOHAMED HAFIDI², IBRAHIMA NDOYE^{3,4},
HERINIAIRANA RAMANANKIERANA⁵, AMADOU M. BÂ^{1,4}

¹ IRD. UMR 113 CIRAD/INRA/IRD/AGRO-M/UM2. Laboratoire des symbioses tropicales et méditerranéennes (LSTM). Campus international de Baillarguet, Montpellier. France.

² Laboratoire Écologie & Environnement (Unité associée au CNRST, URAC 32). Faculté des sciences Semlalia. Université Cadi Ayyad. Marrakech. Maroc.

³ Université Cheikh Anta Diop. Département de Biologie végétale. Dakar. Sénégal.

⁴ IRD. Laboratoire commun de microbiologie IRD/ISRA/UCAD. Centre de recherche de Bel Air. BP 1386. Dakar. Sénégal.

⁵ Laboratoire de microbiologie de l'environnement. Centre national de recherches sur l'environnement. BP 1739. Antananarivo. Madagascar.

IRD Editions

INSTITUT DE RECHERCHE POUR LE DEVELOPPEMENT

Marseille, 2013