

UNIVERSITE DE YAOUNDE I
UNIVERSITY OF YAOUNDE I



FACULTE DES SCIENCES
FACULTY OF SCIENCE

DEPARTEMENT DE BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE VEGETALES
DEPARTMENT OF PLANT BIOLOGY

Affinité des mycorhizes arbusculaires et diversité ligneuse dans les parcelles permanentes de la Réserve de Faune du Dja

Mémoire présenté en vue de l'obtention du Master en Biologie des Organismes Végétaux

Option : Botanique Ecologie

Par :

KENGNE MAFOTSING Jeanine Flore



Matricule : 18A2160

Licenciée es Sciences

Sous le co-encadrement de :

CHIMI DJOMO Cédric
Chargé de Recherche
IRAD

KABELONG BANOHO
Louis-Paul-Roger
Chargé de Cours

Année académique : 2022-2023

DÉDICACE

Je dédie ce mémoire à ma mère FOTSING Hélène née MAOUMBE et mon défunt père FOTSING Célestin.

REMERCIEMENTS

Un travail scientifique ne s'accomplit pas dans la solitude. Je tiens donc à exprimer mes sincères et vifs remerciements à tous ceux qui m'ont aidé de près ou de loin à la réalisation de ce mémoire. Je pense plus particulièrement à (aux) :

- Pr. AMBANG Zachée, Chef de Département de Biologie et Physiologie Végétales et toute l'équipe enseignante qui ne ménagent aucun effort pour le rayonnement dudit Département par la rigueur scientifique et la qualité des enseignements dispensés ;
- Dr. KABOLONG BANOHO Louis-Paul-Roger, Chargé de Cours à l'université de Yaoundé I, pour avoir accepté de codiriger ce travail au sein de l'Organisation pour la Conservation et le Développement, pour son soutien multiforme sa disponibilité et ses conseils tant sur le plan académique que sur le plan humain, sa franchise et sa sympathie. J'ai beaucoup appris à ses côtés et je lui adresse ma profonde gratitude ;
- Dr. CHIMI DJOMO Cédric, Chargé de Recherche à l'Institut de Recherche Agricole pour le Développement (IRAD), pour avoir codirigé ce travail en ajoutant une touche de rigueur scientifique et des conseils méthodologiques.
- Dr. LIBALAH, Chargé de Cours à l'Université de Yaoundé I, pour avoir accepté sans aucune condition une collaboration scientifique, logistique et orientative ;
- Dr. YOUNBI Patrick, Cadre d'Appui Technique à l'IRAD, par qui sa rigueur scientifique et ses conseils méthodologiques ont permis d'améliorer la qualité scientifique de ce mémoire.
- M. NJILA NANA Narcisse, qui m'a intégré dans l'équipe d'inventaire et qui a toujours été disponible pour m'orienter et m'apporter des conseils et appuis multiformes ;
- Jury qui examinera ce mémoire et donc les commentaires amélioreront la qualité du travail;
- membre du laboratoire de Botanique- Ecologie et évaluation des stocks de carbone pour leurs conseils et leurs soutient multiforme ;
- Conservateur de la réserve de faune du Dja et a toute son équipe pour leur bonne collaboration durant la collecte des données de terrain ;
- tous mes camarades de promotion pour l'esprit de convivialité qui a toujours existé entre nous;
- à mes frères et sœurs TAKUNE NUNO Hervé Fils, FOTSING Sorel Yannick, TAKOUKAM Athanas Pius, FOTSING MOCHE Mariette, pour leurs encouragements;
- membres des équipes d'inventaire, pour leurs collaborations lors des travaux de terrain.

SOMMAIRE

DÉDICACE.....	i
REMERCIEMENTS	ii
SOMMAIRE	iii
LISTE ES FIGURES	v
LISTE DES TABLEAUX.....	vi
LISTE DES ABBREVIATIONS ET ACRONYMES	vii
RÉSUMÉ.....	ix
ABSTRACT	x
CHAPITRE I. GENERALITES	1
I.1. Introduction	2
I.2. Revue de littérature	5
I.2.1. Définition des concepts	5
I.2.2. Structure des endomycorhizes	7
I.2.3. Etablissement de l'endomycorhize	9
I.2.4. Fonctionnement de la symbiose mycorhizienne arbusculaire	10
I.2.5. Rôles de l'association mycorhizienne	12
I.2.6. Importance des endomycorhizes	12
I.2.7. Types de mycorhizes	14
I.2.7.1. Ectomycorhizes	14
I.2.8. Affinités mycorhiziens des espèces forestières	17
CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES.....	18
II.1. Matériel.....	19
II.1. 1. Présentation générale de la zone d'étude	19
II.1.2. Milieu physique.....	19
II.1.2.3. Hydrographie.....	20
II.1.2. Matériel technique.....	21
II.2. Méthodes.....	22
II.2.1. Collecte des données secondaires	22
II.2.2. Collecte des données primaires	22
II.2.3. Caractérisation de la flore ligneuse dans les parcelles permanentes.....	22
II.2.4. Détermination des espèces ligneuses qui réalisent l'endomycorhize.....	26
II.2.5. Evaluation de l'infection endomycorhizienne des espèces forestières	29
CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION	32

III.1. Résultats.....	33
III.1.1. Caractérisation de la flore ligneuse.....	33
III.1.2. Détermination des espèces endomycorhiziennes dans l'écosystème.....	37
III.1.2.1. Structures endomycorhiziennes	37
III.1.3. Evaluation de l'infection endomycorhizienne	42
III.2. Discussion.....	46
III.2.1. Caractérisations de la flore ligneuse dans l'écosystème	46
III.2.3. Evaluation de l'infection endomycorhizienne des espèces forestières	48
CHAPITRE IV: CONCLUSION ET PERSPECTIVES	49
IV.1. Conclusion.....	50
IV.2. Perspectives	50
BIBLIOGRAPHIE.....	51

LISTE ES FIGUIRES

Fig. 1. Arbuscule mature formé dans une racine d' <i>Allium porrum</i>	8
Fig. 2. Observation microscopique des vésicules intraradiculaires.	8
Fig. 4. Schéma montrant les différences entre les ecto et les endomycorhizes.....	14
Fig. 5. Principaux types de mycorhizes représentés sur une coupe transversale de racine.....	16
Fig. 6. Localisation de la Réserve de Faune du Dja.	19
Fig.7. Dispositif d'inventaire floristique des parcelles.	23
Fig. 8. Mesure du diamètre de l'arbre dans une sous-parcelle	24
Fig.9. Dispositif d'inventaire floristique des parcelles.	27
Fig.13. Echelle d'intensité de colonisation du cortex racinaire.	29
Fig.14. Abondance des 10 familles les plus représentées dans l'écosystème.	33
Fig. 15. Abondance des 10 genres les plus représentées dans l'écosystème.	34
Fig.16. Densité absolue en fonction des espèces.	35
Fig. 9. Structure endomycorhizienne	37
Fig. 18. Proportion des dix (10) familles endomycorhiziennes les plus représentées.	41
Fig. 19. Proportion des dix (10) genres endomycorhiziennes les plus représentées.	41
Fig.20. Intensité de mycorhization des espèces les plus représentées.	42
Fig.21. Intensités de mycorhization des familles.	43
Fig.22. Intensité de mycorhization des genres.	43
Fig. 23. Fréquence de mycorhization des espèces.	44
Fig.24. Fréquences de mycorhization des familles.	44
Fig. 25. Fréquence des 10 genres endomycorhiziennes	45

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I. Diversité floristique de la réserve de faune du Dja.	33
Tableau II. Surface terrière.....	35
Tableau III. Abondance des espèces basée sur l'indice de valeur d'importance.	36
Tableau IV. Dominance des familles basée sur l'Indice de valeur familiale.....	36
Tableau V. Espèce endomycorhiziennes en fonction de leur famille.	37

LISTE DES ABBREVIATIONS ET ACRONYMES

AW3 :	Climat tropical avec 3 mois de saison sèche
CEW :	Cameroon Environmental Watch
CIFOR :	Center for International Forestry Research
CMA :	Champignon Mycorhizien à Arbuscule
DBH :	Diamètre à Hauteur de Poitrine
EMN	Macronuments Essentiels
FAO :	Organisation pour l'Alimentation et l'Agriculture
FIV	Indice de Valeur Familiales
GPS:	Global Positionning System
IVI	Indice de Valeur d'Importance
MA :	Mycorhize Arbusculaire
RFD :	Reserve de Faune du Dja
UFA :	Unité Forestière d'Aménagement
USA :	United States of America
V	Volume

LISTE DES ANNEXES

Annexe 1. Fiche de collecte des données.....	62
Annexe 2. Listes d'espèces issues de l'inventaire floristique	63
Annexe 3. Indice de valeur important.	Erreur ! Signet non défini.
Annexe 3. Indice de valeur familiale.	70

RÉSUMÉ

Les sols tropicaux sont réputés pauvres en macroéléments, la diversité des espèces qui les composent développent des associations mycorhiziennes afin de mieux fixer les macroéléments non directement accessibles aux systèmes racinaires. Ce mécanisme a une influence sur la diversité floristique des peuplements forestiers. Cette étude a pour objectif de déterminer l'affinité existant entre les endomycorhizes et la diversité ligneuse dans les parcelles permanentes de la réserve de faune du Dja. L'approche méthodologique a consisté à faire un inventaire floristique des espèces ligneuses de diamètre ≥ 10 cm dans cinq parcelles de 100 m x 100 m. La caractérisation de cette flore ligneuse s'est faite sur la base des indices de diversité et la nature végétale. Pour la détermination du type de mycorhize associé, des échantillons de radicelles ont été prélevés, nettoyés, colorés et examinés au microscope afin de déterminer les espèces qui réalisent les mycorhizes. Au total, 196 espèces ligneuses appartenant à 144 genres et 43 familles ont été recensés dans la zone d'étude. Les valeurs des indices de Shannon, Simpson et Fisher- α sont respectivement 4,43 ; 0,98 et 51,77. La surface terrière moyenne trouvée est de 30,53 m²/ha avec les espèces ayant une importance écologique en telle que *Petersianthus macrocarpus* (18,24), *Tabernaemontana crassa* (9,13), *Desbordesia glaucescens* (9,06), *Carapa procera* (8,00), *Uapaca guineensis* (7,15). Des 98 espèces dont les fines racines ont été échantillonnées, 74 d'entre elles (75,51 %) forment les associations mycorhiziennes. L'infection de mycorhization a permis de montrer que l'intensité de mycorhization était plus élevée chez l'espèce *Allanblackia floribunda* (64,25 %). La fréquence de mycorhization était 100 % pour les espèces telles que : *Allanblackia floribunda*, *Antidesma membranaceum*, *Beilschmiedia obscura*, *Monodora tenuifolia* et *Pycnanthus angolensis*. En termes de famille, cette fréquence était plus élevée chez les Lauraceae (19 %). Cependant, l'analyse des résultats montre que la mycorhization n'est pas spécifique aux espèces. Une espèce peut réaliser les mycorhizes sur une tige et pas sur une autre. La majorité des espèces forestières ont présenté une forte infection endomycorhizienne dans l'écosystème.

Mots clés : Endomycorhize, Espèces ligneuses, Réserve de Faune du Dja, Parcelles permanentes, Cameroun.

ABSTRACT

Tropical soils are known to be poor in macroelements, and the diversity of species that make them up develop mycorrhizal associations to better fix macroelements not directly accessible to root systems. This mechanism influences the floristic diversity of forest stands. The aim of this study was to determine the affinity between endomycorrhizae and wood diversity in permanent plots in the Dja wildlife reserve. The methodological approach consisted in carrying out a floristic inventory of woody species with diameters ≥ 10 cm in five 100 m x 100 m plots. This woody flora was characterized on the basis of diversity indices and plant type. To determine the type of associated mycorrhizae, rootlet samples were taken, cleaned, stained and examined under a microscope to identify the species that form the mycorrhizae. A total of 196 woody species belonging to 144 genera and 43 families were recorded in the study area. The Shannon, Simpson and Fisher- α index values are 4.43; 0.98 and 51.77 respectively. The average basal area found was 30.53 m²/ha, with ecologically important species such as *Petersianthus macrocarpus* (18.24), *Tabernaemontana crassa* (9.13), *Desbordesia glaucescens* (9.06), *Carapa procera* (8.00) and *Uapaca guineensis* (7.15). Of the 98 species whose fine roots were sampled, 74 (75.51%) formed mycorrhizal associations. Mycorrhization infection showed that mycorrhization intensity was highest in the *Allanblackia floribunda* (64.25%). Mycorrhization frequency was 100% for species such as *Allanblackia floribunda*, *Antidesma membranaceum*, *Beilshmedia obscura*, *Monodora tenuifolia* and *Pycnanthus angolensis*. In terms of family, this frequency was highest in the Lauraceae (19%). However, analysis of the results shows that mycorrhization is not species-specific. One species may mycorrhize on one stem, but not on another. The majority of forest species showed strong endomycorrhizal infection in the ecosystem.

Key words: Endomycorrhiza, Woody species, Dja Wildlife Reserve, Permanent plots, Cameroon.

CHAPITRE I. GENERALITES

I.1. Introduction

Les forêts du monde couvrent environ 31 % des terres émergées de la planète, soit un peu plus de 4 milliards d'hectares (Anonyme, 2011). Ces forêts fournissent des biens et services qui sont essentiels pour environ 1,2 milliards de personnes qui en dépendent (Anonyme, 2005). Les forêts tropicales africaines font partie des écosystèmes les plus importants, les plus complexes et les plus riches de la planète (Van Generden, 2004).

La forêt du bassin du Congo est le deuxième massif forestier tropical après la forêt amazonienne. Elle présente un couvert forestier de plus de 268 millions d'hectares (Anonyme, 2015). Elle abrite plus 170 millions d'hectares de forêt dense humide et plus de 116 millions d'hectares d'autres types de couverts végétales (Anonyme, 2015). Elles rendent de nombreux services écosystémiques comme l'atténuation des émissions de gaz à effet de serre, la protection des bassins hydrographiques, la conservation de la biodiversité, la mise en valeur des paysages et la préservation des formes de vie essentielles (Lescuyer, 2000; Kabelong et *al.*, 2019).

Les forêts tropicales jouent un rôle capital dans le fonctionnement des écosystèmes terrestres, mais les connaissances sur leur mécanisme de fixation des éléments minéraux sont limitées. En effet, les sols tropicaux sont reconnus pauvre en éléments minéraux essentiels (Anonyme, 1971). Le renouvellement des nutriments est un processus important du fonctionnement des écosystèmes qui contribue à hauteur de 70 % aux nutriments disponibles pour les plantes et affecte donc l'abondance des plantes et la richesse des espèces (Krishna et Mohan, 2017). En effet, les macronutriments essentiels tels que l'azote (N), le phosphore (P), le potassium (K) et le calcium (Ca) sont libérés de la litière végétale par la décomposition et sont parfois inaccessibles directement par le système racinaire des plantes tropicales (Krishna et Mohan, 2017). Certaines plantes ont développé des mécanismes pour avoir accès à ses macroéléments, notamment par le processus de mycorhization (Lambers et *al.*, 2009).

Les forêts tropicales humides sont très largement dominées par la symbiose endomycorhizienne à arbuscules pour accéder aux éléments minéraux du sol (Louisanna et *al.*, 2003). Les associations mycorhiziennes jouent un rôle clé dans le fonctionnement et la stabilité des écosystèmes terrestres en intervenant fortement dans les mécanismes régissant l'évolution spatio-temporelle des écosystèmes (Janos, 1980). Elles améliorent ainsi la productivité et la biodiversité végétale dans ces écosystèmes (Bouazza, 2016).

Le rôle majeur des mycorhizes est le prélèvement et le transport vers la plante des éléments nutritifs très peu mobiles dans le sol, principalement le phosphore (Lambers et *al.*, 2008). Le champignon profite des ressources carbonées synthétisées par la plante à travers la

photosynthèse et qui sont indisponibles à son métabolisme, à son cycle de développement et à sa fructification. En retour, les hyphes fongiques améliorent la nutrition hydrique et minérale de la plante hôte grâce à l'augmentation du volume de sol prospecté et à la production de divers enzymes extracellulaires (phosphatase, phytase) susceptibles de mobiliser du phosphore à partir des composés complexes du sol (Gobat *et al.*, 2003).

Le Cameroun, pays du Bassin du Congo, abrite le quatrième plus grand massif forestier du Bassin du Congo (Anonyme, 2010). Ce massif forestier subit une dégradation et une déforestation de plus en plus accru du fait des actions anthropique (Usongo *et al.*, 2021). Pour préserver ce potentiel forestier, le Cameroun a basé sa stratégie sur la gestion durable de ses forêts. Malgré la volonté affirmée de conserver et gérer durablement ces forêts, les aménagistes n'ont pas suffisamment de données pouvant guider la prise de décisions.

Le fonctionnement des massifs forestiers tropicaux dépend étroitement des relations mutuellement bénéfiques entre les racines de la plupart des plantes et certains types de champignons, formant ainsi des mycorhizes (Onguene, 1999). Il en résulte donc des associations mycorhiziennes, impliquées dans la facilitation de l'absorption minérale, surtout en sols pauvres qui dominent les forêts tropicales humides (Onguene, 1999). Ainsi, les associations mycorhiziennes rendraient efficacement leur productivité aux sols tropicaux, réputés déficients en éléments nutritifs majeurs tel le Phosphore (P). Cette fonction permet par conséquent d'assurer la productivité des forêts naturelles. Par ailleurs, les associations mycorhiziennes sont à la base de la diversité floristique et fongique des forêts tropicales humides, car certaines essences n'existent dans certains secteurs de forêt que grâce à la présence de champignons mycorhiziens. Il est donc nécessaire d'apporter des données permettant de mieux comprendre les associations entre les plantes et les champignons.

La question principale de recherche est :

existe-il une affinité entre les mycorhizes arbusculaires et les espèces ligneuses dans la Reserve de Faune du Dja ?

Les questions spécifiques de recherche sont les suivantes :

- quels sont les éléments qui caractérisent la flore ligneuse de la Reserve du Dja ?
- existent-ils les espèces ligneuses qui réalisent des associations endomycorhiziennes dans cette reserve ?
- quel est le degré d'infection endomycorhizienne des espèces forestières ?

L'objectif général de cette étude est de déterminer l'affinité existant entre les mycorhizes arbusculaires et la diversité ligneuse dans les parcelles permanentes de la réserve de faune du Dja. Il s'agit spécifiquement de :

- caractériser la flore ligneuse dans les parcelles permanentes ;
- déterminer les espèces ligneuses qui réalisent les associations endomycorhiziennes;
- évaluer l'infection endomycorhizienne des espèces forestières.

I.2. Revue de littérature

I.2.1. Définition des concepts

I.2.1.1. Espèces ligneuses

Les espèces ligneuses sont des espèces végétales fabriquant de la lignine. La lignine est une molécule protéinique donnant à la plante sa solidité. Un végétal ligneux se dit d'une plante lignifiée, qui a la consistance du bois (Letouzey, 1982). En botanique, ligneux s'oppose à herbacée, c'est-à-dire qui désigne ce qui est de nature du bois au contraire de l'herbe. Dans le cadre de ce travail, sont considérées comme espèces ligneuses : les arbres, arbustes, arbrisseaux et sous-arbrisseaux.

I.2.1.2. Inventaire floristique

Étymologiquement, l'inventaire floristique est considéré comme l'ensemble des activités permettant de connaître la composition floristique et la structure pour une population forestière donnée avec une certaine précision des informations qualitatives ou quantitatives (Anonyme, 2007). Il fournit une partie importante des informations nécessaires à la gestion forestière. Ses résultats servent de base de décision à la sylviculture, à l'exploitation, à l'économie forestière, à la politique forestière et au génie forestier.

Pour Anonyme (2005), l'inventaire floristique est une méthode de recensement détaillé qui permet d'évaluer quantitativement et qualitativement la richesse d'un peuplement forestier qui compose, une forêt, une savane boisée ou une Unité Forestière d'Aménagement (UFA). L'inventaire floristique dans le cadre de ce travail est considéré comme un inventaire ligneux et permet de déterminer le potentiel ligneux présent dans la zone d'étude.

I.2.1.3. Forêt

La définition de la forêt ne fait pas l'unanimité au sein des pays. Ethymologiquement, le terme forêt vient du mot Latin « foris » qui signifie « dehors » (Tchingankong, 2016). De manière générale, la forêt se définit comme un écosystème ou un ensemble d'écosystème constitué d'arbres et d'autres espèces végétales ligneuses (Tchigankong, 2016).

La loi forestière du Cameroun du 20 janvier 1994, définit la forêt comme « les terrains comportant une couverture végétale dans laquelle prédominent les arbres, arbustes et autres espèces susceptibles de fournir des produits autres qu'agricoles ».

L'Organisation pour l'Alimentation et l'Agriculture (FAO) définit la forêt comme un espace boisé ayant au minimum un couvert de la canopée de 10 %, une hauteur d'arbre en place de 5 m et une surface de 0,5 ha, ainsi qu'un usage du sol dominant autre que l'agriculture (Anonyme, 2015).

Par contre, la Convention-cadre des Nations unies sur les changements climatiques utilise une définition moins rigide avec des critères suivants : couvert de la canopée minimum entre 10 % et 30 %, hauteur minimale d'arbre entre 2 m et 5 m, surface minimale comprise entre 0,5 et 1ha. Cette définition est beaucoup plus souple que celle de la FAO et permet d'intégrer une plus large gamme de formations boisées dans le cadre de forêt. Pour Angelsen (2010), ces définitions permettent à chaque pays de formuler une définition de forêt

I.2.1.4. Parcelle permanente

La loi forestière du Cameroun du 20 janvier 1994, définit l'aménagement d'une forêt permanente comme étant « la mise en œuvre sur la base d'objectifs et d'un plan arrêtés au préalable, d'un certain nombre d'activités et d'investissements, en vue de la protection soutenue de produits forestiers et de services, sans porter atteinte à la valeur intrinsèque, ni compromettre la productivité future de ladite forêt, et sans susciter d'effets indésirables sur l'environnement physique et social » (Anonyme, 2011).

I.2.1.5. Champignon

Ce sont des organismes eucaryotes unicellulaire ou pluricellulaire à mode de reproduction sexuée ou asexuée. Les champignons représentent l'un des plus importants groupes d'organismes sur terre et jouent un rôle clé dans un grand nombre d'écosystèmes (Schmit, 2007). Ces organismes sont dépourvus de chlorophylle et sont tous hétérotrophes (Redecker, 2002). Ils ne peuvent pas faire de photosynthèse, Ces organismes sont très importants et vivent en relation avec d'autres organismes

I.2.1.6. Mycorhize

Le mot « mycorhize » est d'origine grecque et il traduit la collaboration entre un champignon (myco) et les racines (rhize) d'une plante (Garbaye, 2013). Cette collaboration est en fait une symbiose, car elle résulte d'un commun accord entre les deux organismes. Elle repose sur le fait que les deux partenaires retirent des avantages de cette liaison. Le champignon retire des sucres de la plante alors que la plante reçoit des minéraux et de l'eau du champignon. D'ailleurs, sans cette association, le champignon mycorhizien ne peut compléter son cycle vital (Barea, 1999). Pour mieux comprendre cette symbiose, il est nécessaire d'expliquer certaines caractéristiques propres à chacun des partenaires.

I.2.1.7. Endomycorhizes

Les endomycorhizes sont les premières symbioses mycorhiziennes des plantes. Se sont celles qui ont permis aux végétaux de sortir de la vie marine vers la vie terrestre il y a environ

400 millions d'année (Nadia et Lyne, 2002). En d'autres termes c'est la symbiose entre la racine d'une plante et une colonie de champignons, les hyphes de ces derniers (leurs filaments) s'infiltrant à l'intérieur de la matrice extracellulaire. Ils peuvent former dans le cas des mycorhizes à arbuscules, également appelées mycorhizes vésiculo-arbuscules, des arbuscules et vésicules se fixant à la surface des cellules, ou bien dans le cas des mycorhizes à pelotons (en association avec les éricacées ou orchidées), des pelotons pénétrant dans les cellules corticales.

I.2.2. Structure des endomycorhizes

I.2.2.1. Spore

La spore sert d'organe de stockage et de propagation des champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA). Elle est produite à l'extrémité d'un hyphe sporogène ou suspenseur (structure reliant la spore aux hyphes du mycélium) dont la morphologie est utilisée pour identifier certains genres de CMA, à l'intérieur des racines ou dans le sol (Schenk et Perez, 1990).

I.2.2.2 Arbuscule

L'arbuscule est le site d'échanges entre l'hôte et le champignon. C'est une ramification latérale des hyphes fongiques dans les cellules du cortex racinaire où le champignon pénètre et croît à l'intérieur (Fig. 1). La membrane de la cellule hôte s'invagine et enveloppe le champignon, ce nouveau compartiment fournit un contact direct entre le champignon et la plante.

L'arbuscule a pour rôle d'augmenter de 2 à 3 fois la surface de contact entre la cellule et l'hyphe (Walker et Mize 1982). Il exerce une influence sur la cellule-hôte dont le volume du cytoplasme peut augmenter de 20 à 25 %. On attribue à cette interface un rôle dans le transfert du phosphore et du carbone entre les deux partenaires (Gobat et *al.*, 2003). La croissance intracellulaire de l'arbuscule est généralement importante alors que les cellules de la plante hôte apparaissent hypertrophiées.

La durée de vie des arbuscules est courte. Ils deviennent sénescents au bout de 2 à 15 jours, se résorbent progressivement jusqu'à ce qu'il ne reste que le tronc (Brundrett, 2008). Cette même cellule peut être à nouveau envahie par un autre arbuscule (Duhoux et Nicole, 2004).

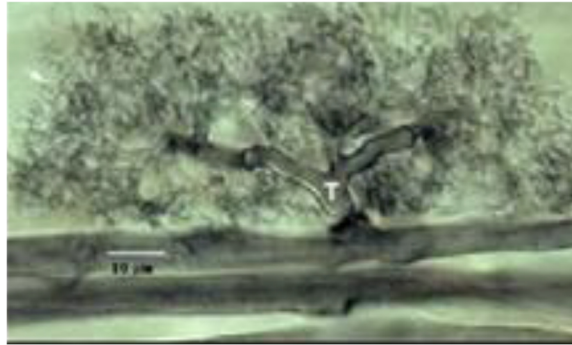


Fig. 1. Arbuscule mature formé dans une racine d'*Allium porrum* (Brundrett et *al.*, 1984)

1.2.2.3. Vésicule

La vésicule est une structure de stockage, c'est un renflement globuleux formé par le champignon symbiotique généralement dans les espaces intercellulaires et parfois à l'intérieur de certaines cellules du cortex racinaire (Garbaye, 2013) (Fig. 2).

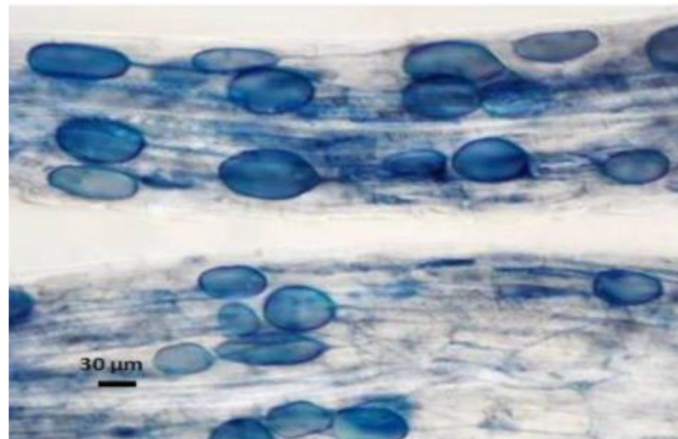


Fig. 2. Observation microscopique des vésicules intraradicales (Harley et Smith, 1983).

1.2.2.4. Hyphe extraradiculaire

Les hyphes sont des filaments mycéliens intra ou extra-racinaires permettant aux champignons d'explorer le sol et de coloniser la plante hôte. La pénétration du mycélium dans les cellules du cortex racinaire se fait par l'intermédiaire de l'haustorium (suçoir), gonfle en formant des vésicules ou se ramifie en donnant une forme arborescente (Luttge et *al.*, 2002)

L'hyphe extraradiculaire produit par le champignon mycorhizien à arbuscule est un des organes de propagation et peut coloniser une plante autre que la plante dont ils sont issus (Fig.3). En d'autres termes un hyphe est une structure filamenteuse longue des algues, champignons ou des actinobactéries.

I.2.3. Etablissement de l'endomycorhize

L'établissement de la symbiose mycorhizienne à arbuscules est précédé d'un échange de signaux moléculaires entre les deux partenaires à savoir la plante et le champignon. Les exsudats racinaires des plantes (flavonoïdes, composés volatiles et hydrophobiques) stimulent la germination des spores des champignons MA, la croissance et la prolifération des hyphes, permettant ainsi aux champignons MA d'entrer en contact avec les racines (Vierheilig *et al.*, 1998). De plus, la production d'exsudats racinaires est plus importante quand la plante est déficiente en phosphore (P) (Nagahashi et Douds, 2000).

Des études ont permis de caractériser à partir d'exsudats racinaires une nouvelle classe d'hormones appelées strigolactones stimulant la prolifération du champignon MA (Bidartondo *et al.*, 2002). Les strigolactones entraînent des changements dans la physiologie et dans l'activité mitochondriale du champignon MA (Akiyama *et al.*, 2005). Elles stimulent aussi bien la croissance pré-symbiotique des champignons MA que la germination des graines de plantes parasites. De son côté, le champignon MA libère des signaux moléculaires appelés '*facteurs myc*' définis grâce à leur capacité à induire des fluctuations du calcium dans les cellules épidermiques de la racine et à activer les gènes de la symbiose avec la plante (Kosuta *et al.*, 2008).

Les champignons MA forment des types spéciaux d'appressorium nommés hyphopodia, développés à partir d'hyphes matures. Les cellules de la plante produisent alors un appareil de pré-pénétration qui sera traversé par l'hyphe fongique. A partir des cellules corticales, les hyphes du champignon MA pénètrent dans le périplasme où ils prolifèrent et longent latéralement l'axe de la racine (Parniske, 2008). Ces hyphes induisent le développement de structures semblables à l'appareil de pré-pénétration dans les cellules corticales internes puis se ramifient dans ces cellules pour former des arbuscules. Des vésicules qui sont des organes de réserve sont formées chez certaines espèces de champignons et présentes dans le périplasme (Fig. 3). De nouvelles spores sont typiquement formées à l'extérieur de la racine au niveau de l'extrémité de l'hyphe principal.

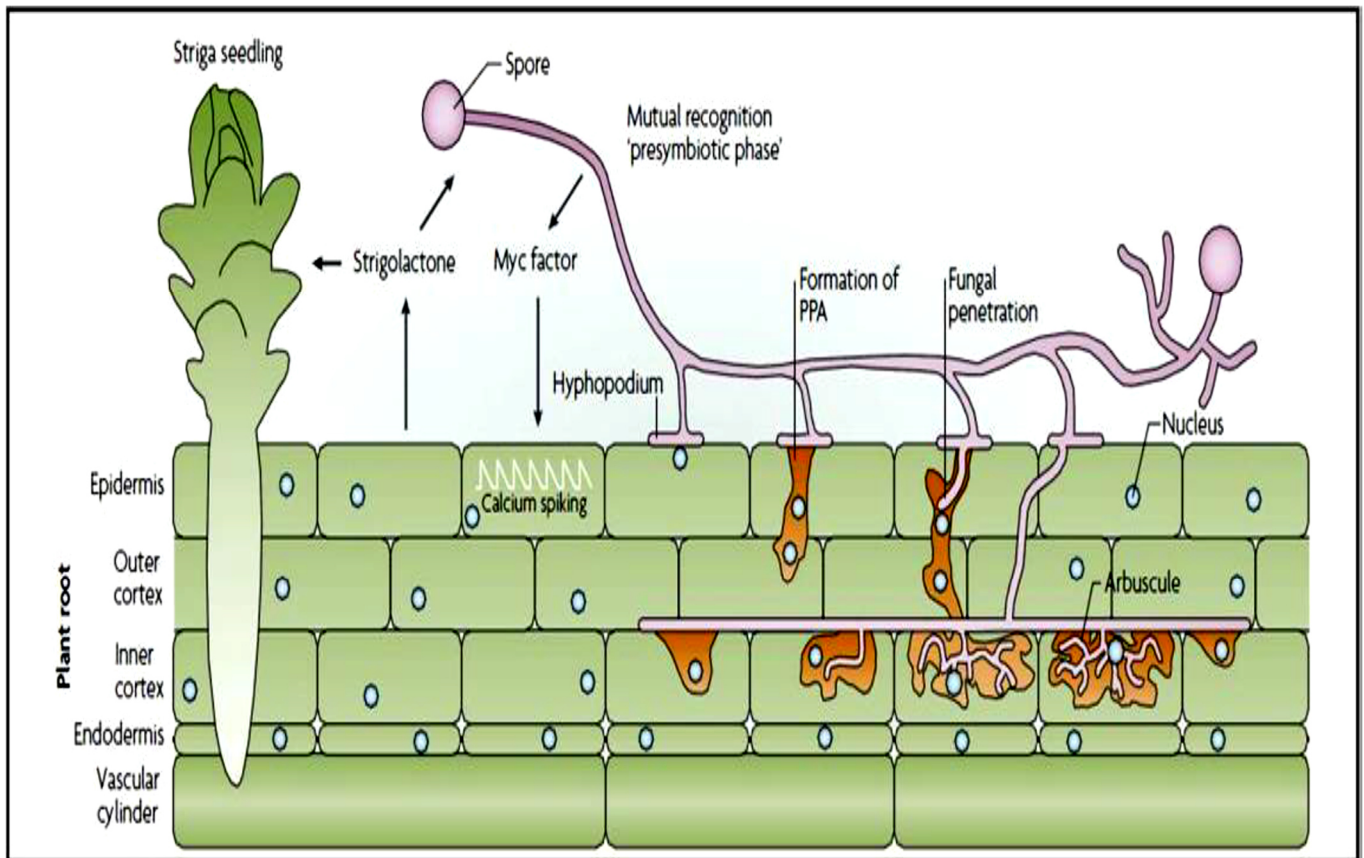


Fig. 3. Stades de développement de la mycorhize arbusculaire (Genre et Bonfante, 2007).

I.2.4. Fonctionnement de la symbiose mycorhizienne arbusculaire

La symbiose Mycorhizienne Arbusculaire (MA) joue un rôle important dans le cycle des nutriments dans les écosystèmes terrestres. Néanmoins, la nature souterraine et une partie de la biomasse fongique étant incluse à l'intérieur des racines font que certains aspects du fonctionnement de cette symbiose restent encore inconnus même si de gros progrès dans la compréhension de ces mécanismes ont été faits avec le développement des techniques de biologie moléculaire et d'analyses génétiques (Habte et Turk, 1991).

L'établissement de la symbiose MA commence par la colonisation d'une racine compatible par les hyphes produits par les propagules de champignons MA (spores asexuées ou racines déjà mycorhizées). Si l'hyphe ne rencontre pas de racine après 2 à 4 semaines de croissance le champignon ne peut pas se développer et compléter son cycle de vie. Dans ce cas, les spores peuvent se remettre en dormance après rétractation du protoplasme et réallocation des ressources en attendant de meilleures conditions (Logi et *al.*, 1998). Suite à ce stade asymbiotique du champignon, le premier stade de la colonisation mycorhizienne est la formation d'un appressorium à la surface de la racine à partir duquel le champignon peut

pénétrer dans l'épiderme et le cortex racinaire pour former les structures intracellulaires spécialisées que sont les pelotons et les arbuscules (Requena et *al.*, 2007).

Lors du stade pré-symbiotique, c'est un dialogue chimique entre le champignon et la racine compatible qui permet la rencontre des deux partenaires (Buée et *al.*, 2000). Des exsudats racinaires (« branching factor ») de la plante hôte induisent la germination des spores, la croissance et la ramification de l'hyphe (Buée et *al.*, 2000), ce qui augmente les chances du champignon d'entrer en contact avec une racine. Ce composé induisant la ramification de l'hyphe a été isolée et identifiée par Akiyama et *al.* (2005) comme étant une strigolactone, mais ce n'est pas le seul composé induisant cette réaction, les flavonoïdes peuvent aussi avoir des effets sur la croissance du champignon même si cet effet est variable selon le couple plante-champignon (Scervino et *al.*, 2005).

Par contre, ces signaux chimiques ne semblent pas concerner la formation des appressoria qui serait plutôt liée à un signal thigmotropique (induit par le contact). En effet, la seule présence physique de cellules épidermiques suffit à la formation d'appressoria (Nagahashi et Douds, 1997). La perception de ces signaux chimiques et physiques par le champignon laisse supposer l'existence de récepteurs sur la membrane plasmique du champignon pour la transmission du signal et dont Ca^{2+} pourrait jouer le rôle de 2nd messager (Requena et *al.*, 2007). Par ailleurs, Kosuta et *al.* (2003) ont montré que le champignon aussi émet une molécule signal qui active un gène de réponse à la symbiose chez la plante hôte. Dans cette communication complexe entre le champignon MA et la plante, il faut aussi citer les phytohormones (cytokinines, gibberellines, éthylène, acide abscissique, auxines et acide jasmonique), dont les concentrations dans les plantes peuvent varier selon la présence ou non du champignon, mais dont les fonctions ne sont pas toujours bien connues (Hause et *al.*, 2006).

Après la formation de l'appressorium, une ouverture de l'épiderme de la racine permet le passage de l'hyphe qui peut alors progresser à travers les cellules du cortex externe (Parniske, 2004). Après ce passage intracellulaire dans les couches superficielles du cortex, le champignon sort des cellules et passe par l'apoplaste au niveau du cortex interne et peut proliférer le long de l'axe longitudinal de la racine (Parniske, 2004). L'hyphe forme alors des embranchements qui pénètrent dans les cellules du cortex interne et forment des arbuscules (Parniske, 2004).

Lorsque le champignon MA se développe dans la cellule corticale, le plasmalemme de la cellule s'invagine autour de l'arbuscule mais le champignon ne pénètre pas directement dans la cellule (Bonfante et Perotto, 1995). Ainsi, l'interface champignon – cellule racinaire est toujours composée des membranes des deux partenaires et il en résulte entre les deux un espace péri-arbusculaire où les éléments échangés peuvent être transférés ou accumulés.

I.2.5. Rôles de l'association mycorhizienne

L'association mycorhizienne est bénéfique pour les plantes puisqu'elle améliore plusieurs processus physiologiques chez les végétaux.

I.2.5.1. Bénéfices trophiques pour la plante

Les hyphes ramifiés des champignons mycorhiziens colonisent simultanément les racines et la portion du sol adjacent aux racines et ils se propagent sur plusieurs centimètres ce qui permet à la plante d'accéder à une plus grande quantité d'eau et de minéraux (phosphore, azote, zinc, cuivre) nécessaires à sa nutrition (Harley et Smith, 1983). Le rapport surface/masse élevée des hyphes leur permet de pénétrer des microsites qui sont inaccessibles aux racines des plantes (Smith et Gianinazzi-Pearson, 1988 ; Landeweert et *al.*, 2001 ; Djigal, 2003).

I.2.5.2. Stabilité structurale des sols

Lors de son développement et plus particulièrement celui du mycélium extramatriciel, elle influence significativement la stabilité structurale des sols (Caravaca et *al.*, 2002). Plusieurs études ont largement mis en évidence le grand rôle des ectomycorhizes dans la respiration des sols notamment dans la zone rhizosphérique qui varie de 17 % (Fahey et *al.*, 2005).

I.2.5.3. Alimentation en eau

Même si la plupart des travaux effectués avec les champignons mycorhiziens à arbuscules (CMAs) se sont concentrée sur leurs effets sur la nutrition minérale dans les plantes, il y a aussi un intérêt croissant pour la résistance à la sécheresse des plantes mycorhizées (Allen et Boosalis, 1983). Les CMAs sont importants dans l'agriculture durable, car ils améliorent les relations avec l'eau des plantes hôtes et augmentent ainsi leur résistance à la sécheresse (Mekahlia, 2014).

I.2.6. Importance des endomycorhizes

L'avantage de la mycorhization est de permettre à l'arbre (en passant par le réseau d'hyphes du champignon) d'augmenter sa capacité à puiser des ressources minérales en couvrant un très grand territoire, comparativement aux seules racines des végétaux, et en ayant accès à des nutriments inaccessibles aux racines. En fait, les champignons ont besoin de 100 fois moins de matériel biologique qu'un végétal pour couvrir la même zone d'absorption (Allen et Boosalis, 1983).

La stratégie naturelle de l'acquisition des éléments nutritifs par les plantes terrestres est la symbiose avec les champignons mycorhiziens à arbuscules. Le réseau hyphale externe des CMA joue un rôle important dans l'absorption des éléments nutritifs, surtout ceux de faible

mobilité dans le sol comme P. L'amélioration de l'absorption des éléments nutritifs chez les plantes mycorhizées conduit, dans la plupart des cas, à une amélioration de la croissance végétative. Le réseau d'hyphe agit comme une extension des racines de la plante hôte, améliorant son efficacité d'explorer le sol (Gilroy et Jones, 2000). La longueur des hyphes peut atteindre 111 m.cm⁻³ de sol augmentant ainsi la surface d'échange entre la plante et son environnement (Miller et *al.*, 1995). La croissance des plantes est liée à la disponibilité du phosphore inorganique dans la rhizosphère de la plante (Holford, 1997).

Les plantes ont souvent recours aux champignons mycorhiziens arbusculaires pour améliorer son absorption (Smith et *al.*, 2000). Les hyphes mycorhiziennes extra-racinaires absorbent le phosphore et le transportent rapidement aux structures mycorhiziennes dans les racines où il sera libéré dans l'espace périarbusculaire adjacent aux cellules corticales racinaires (Smith & Smith, 1990). La contribution des mycorhizes dans l'amélioration de l'absorption du phosphore a été démontrée par plusieurs auteurs (Fraga-Beddiar et Le Tacon, 1990 ; Marschner & Dell, 1994 ; Smith et *al.*, 2011).

La symbiose est connue aussi pour ses rôles dans l'amélioration de la tolérance des plantes envers les stress biotiques et abiotiques. Plusieurs études ont montré le rôle joué par les CMA dans la protection des plantes sous les stress abiotiques tels que la salinité (Giri et *al.*, 2008), la température (Latef & Chaoxing, 2011), le calcaire (Labidi et *al.* 2010), la sécheresse (Ruiz-Sánchez et *al.*, 2010) et le compactage du sol (Miransari et *al.*, 2008). Ils sont aussi impliqués dans l'atténuation des effets néfastes des polluants tels que les hydrocarbures aromatiques polycycliques (Verdin et *al.*, 2006 ; Debiante et *al.*, 2008 et 2009), les fongicides (Campagnac et *al.*, 2010) et les éléments traces métalliques (Firmin et *al.*, 2015). De même, les CMA interviennent dans l'amélioration de la résistance à certaines maladies cryptogamiques (Dalpé, 2005).

Les hyphes des champignons mycorhiziens à arbuscules sont présents en quantité importante dans les sols (Miller et *al.*, 1995). Ils possèdent la propriété d'agir sur la macroagrégation des constituants du sol et donc sur sa stabilité (Tisdall, 1991). En effet, ces hyphes excrètent une glycoprotéine, la glomaline, permettant l'agglomération des microagrégats d'un diamètre inférieur à 250 µm pour former des macroagrégats stables supérieur à 250 µm (Wright & Upadhyaya, 1998). La concentration de la glomaline dans les sols dépend de la plante hôte et du champignon associé (Rilling et *al.*, 2002).

I.2.7. Types de mycorhizes

Les mycorhizes sont classés par leurs caractéristiques morphologiques distinctes (Wang et Qiu, 2006). La symbiose mycorhizienne peut prendre plusieurs formes : ectomycorhizes, endomycorhizes et ecto-endomycorhizes (Garbaye, 2013).

I.2.7.1. Ectomycorhizes

Les ectomycorhizes sont des courtes, ramifiées, et recouvertes d'un manchon d'hyphes fongiques très enlacés qui formes une croûte à la surface des racines, le manteau fongique (Ricklefs et Miller, 2005). Le champignon s'introduit dans les espaces intercellulaires et forme ainsi un réseau communément appelé le réseau de Hartig (Hopkins, 2003). Les hyphes ne pénètrent pas à l'intérieur des cellules végétales, mais se concentrent dans le réseau de Hartig (Wang et Qui, 2006) (Fig. 4).

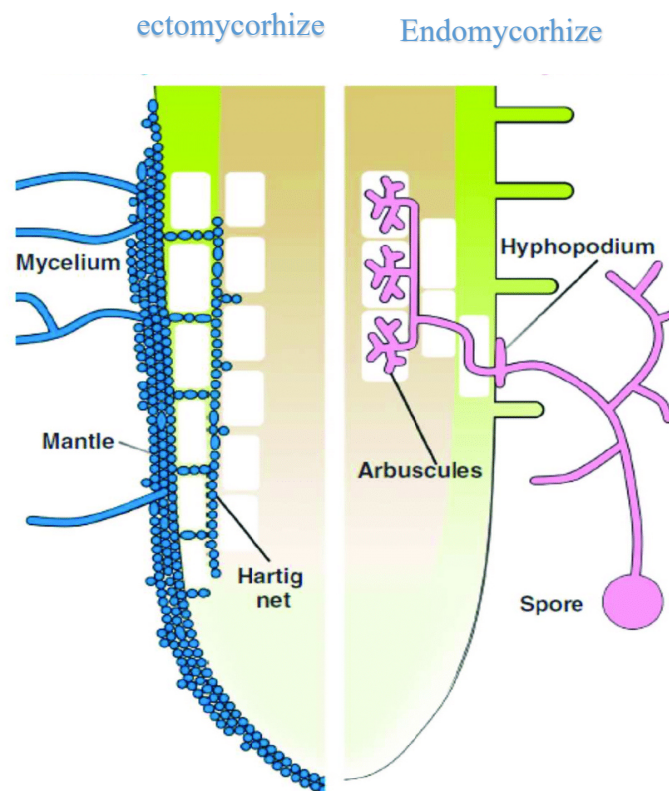


Fig. 4. Schéma montrant les différences entre les ecto et les endomycorhizes (Bonfante et Genre, 2010).

La plupart des champignons ectomycorhiziens appartiennent au groupe des basidiomycètes et certains autres aux groupes des Ascomycètes. Ils colonisent seulement 5 %

des espèces végétales et tout particulièrement les plantes ligneuses, arbres ou arbuscules (Fortin et *al.*, 2008).

I.2.7.2. Endomycorhizes

Les hyphes des endomycorhizes (du grec *endo* qui signifie à l'intérieur) pénètrent à l'intérieur des cellules du cortex racinaire où leur prolifération fongique est absente. On distingue les endomycorhizes à pelotons et les endomycorhizes à arbuscules (Garbaye, 2013).

I.2.7.2.1. Endomycorhizes éricoïdes

Elles sont moins fréquentes que les ectomycorhizes ou les mycorhizes arbusculaires et l'hôte végétal appartient généralement à la famille des Ericacées, le partenaire fongique est un Ascomycètes (Peterson et Massicote, 2004). Le mycélium extra-racinaire forme un réseau d'hyphes vivants dans le sol et le mycélium intra-racinaire colonise l'épiderme et forme des pelotons mycéliens intracellulaires, cette association reste active pendant une courte période de temps, après, les cellules corticales dégénèrent et le champignon colonise en saprophyte les cellules mortes de la plante (Fortin et *al.*, 2008).

I.2.7.2.2. Endomycorhizes orchidoïdes

Ce type de champignons endomycorhizes est responsable de l'infection endomycorhiziennes des orchideées, sont des Basidiomycètes (Peterson et *al.*, 2008). Elles présentent des pelotons d'hyphes qui pénètrent dans les cellules de jeunes racines de la famille des Orchidacées. Les espèces fongiques impliquées sont des Basidiomycètes (Peterson et *al.*, 2008).

I.2.7.2.3. Endomycorhizes arbusculaires

Elles sont formées par des champignons inférieurs environ 80 % des espèces végétales (Barea et *al.*, 1999). Ces associations doivent leur nom aux structures fongiques résultant des hyphes intracellulaires qui se ramifient intensément à l'intérieur des cellules du cortex racinaire pour former des structures appelées arbuscules. Ces hyphes peuvent former des vésicules (Bonfante-Fasolo, 1984).

I.2.7.3. Ectendomycorhizes

Les ectendomycorhizes sont des formes intermédiaires qui possèdent à la fois les caractéristiques des ectomycorhizes, c'est-à-dire, un réseau de Hartig bien développé et un manteau fongique plus ou moins épais, ou absent dans quelques cas, et les caractéristiques des endomycorhizes soit, la pénétration à l'intérieur des cellules corticales par les hyphes (Yu et *al.*, 2001). Ces types de mycorhizes sont restreints à des genres de végétaux particuliers : les

ectendomycorhizes arbutoïdes se trouvent chez les genres *Arbutus* et *Arctostaphylos* de la famille des Éricacées et les ectendomycorhizes monotropoïdes colonisent les plantes nonchlorophylliennes des Monotropaceae. Ces champignons ectendomycorhiziens sont des Basidiomycètes (Fig. 5).

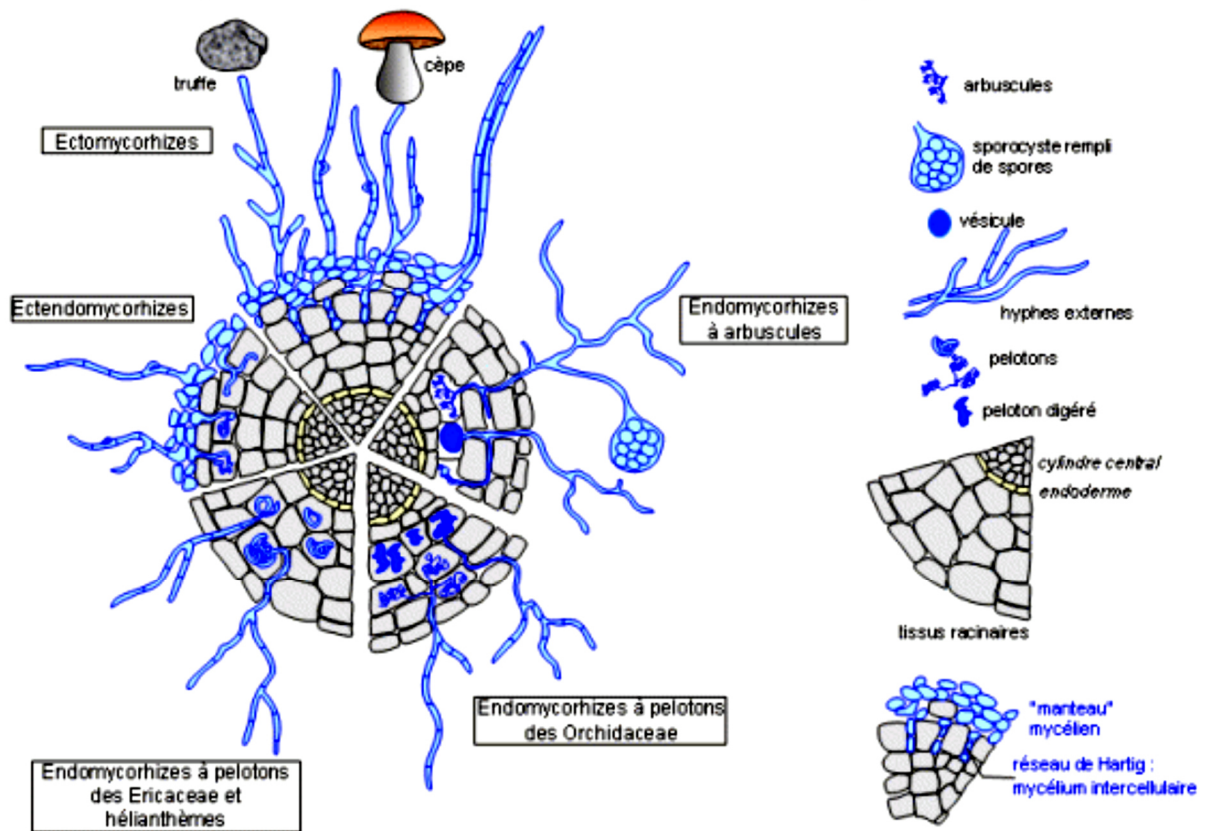


Fig. 5. Principaux types de mycorhizes représentés sur une coupe transversale de racine (Le Tacon, 1985).

Des hyphes extraradiculaires se développent aussi sur plusieurs centimètres à l'extérieur de la racine, explorant le sol alentour, et pouvant porter une multitude de spores. Ces spores constituent l'organe de reproduction et de dissémination typique des champignons MA, elles peuvent contenir des centaines de noyaux qui ne possèdent pas forcément le même matériel génétique. La génétique des Glomeromycètes est néanmoins très mal connue et, même si le débat reste encore ouvert, ils sont supposés être asexués (Pawlowska et Taylor, 2004 ; Rosendhal, 2008).

La diversité de structure et de forme des spores, isolées, sous formes de grappes ou dans des sporocarpes, a souvent été la base de la classification des champignons MA qui a été quelque peu remise en question ces dernières années (Schwarzott et *al.*, 2001).

I.2.8. Affinités mycorhiziens des espèces forestières

Lors de la symbiose, le champignon mycorhizien et la plante entre en étroite collaboration. Le réseau mycélien multiplie chez la plante hôte les capacités d'absorption de l'eau ; les hyphes peuvent même s'insinuer dans les micropores du sol pour aller extraire l'eau qui y est présent, ce qui est impossible à une radicelle ou à un poil absorbant, plus épais : ainsi un arbre mycorhizé est moins exposé à souffrir de carence hydrique et peut mieux résister à la sécheresse qu'un arbre non mycorhizé.

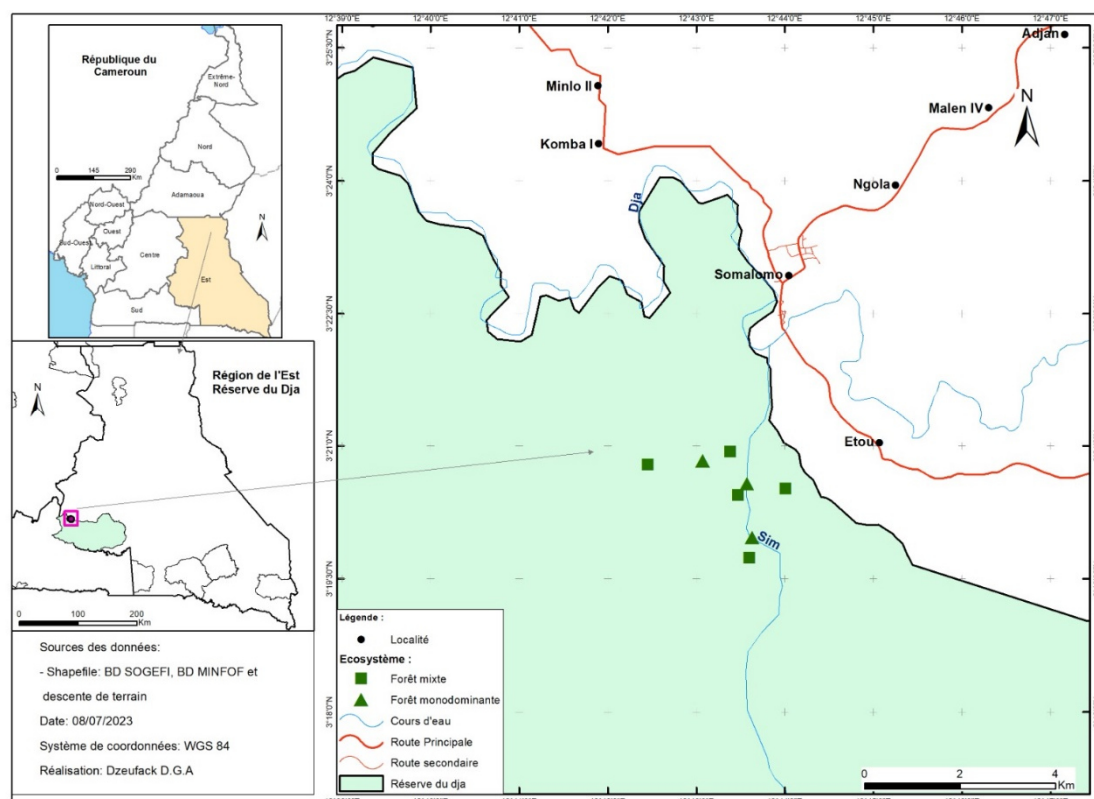
Les hyphes peuvent atteindre les zones riches en nutriments inaccessibles aux racines. Ils sont capables de solubiliser les substances minérales ou organiques insolubles du sol, le plus souvent en association avec les populations bactériennes spécifiques et d'en assurer le transport vers les racines. La plante hôte donne des sucres et des composés carbonés (issus de la photosynthèse, notamment) au champignon, tandis que celui-ci lui redistribue l'eau et les sels minéraux directement au niveau des racines.

CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES

II.1. Matériel

II.1. 1. Présentation générale de la zone d'étude

La présente étude s'est déroulée dans la Réserve de Faune du Dja (RFD). Sur le plan géographique, la RFD est située à environ 183 km de la capitale Yaoundé. Il s'étend entre le 2°40' et le 3°23' de latitude Nord et entre le 12°25' et 13°35' de longitude Est (Fig. 6). Sur le plan administratif, la RFD qui couvre une superficie de 526 000 ha (Salle et Monfort, 1999), s'étant sur trois arrondissements dans le département du Haut-Nyong (Est) : Messamena au Nord (essentiellement le District de Somalomo), Abong-Mbang au Nord-Est (essentiellement le District de Mindourou) et Lomié à l'Est. Dans le département du Dja et Lobo (Sud), la réserve touche quatre arrondissements : Bengbis au Nord-Ouest, Meyomessala à l'Ouest, Djoum au Sud et Mintom au Sud-Est. La RFD est délimitée au Nord, à l'Ouest et au Sud, sur environ les 3/4 de son périmètre, par le fleuve Dja qui lui a donné son nom.



II.1.2. Milieu physique

II.1.2.1. Climat

Le climat de RFD est typiquement équatorial, chaud et humide, à deux saisons. La pluviosité annuelle s'élève à 1600 mm en moyenne. La température moyenne annuelle est de l'ordre de 23-24°C (Mbolo e Amougou, 1998). La grande saison va de Novembre à Mars tandis

que la petite saison sèche va de Juin à Juillet. La grande saison des pluies va d'Août à Novembre alors que la petite saison des pluies s'étend de Mars à Mai. Les stations météorologiques d'Akonolinga, Lomié et Sangmélina donnent des renseignements précis en ce qui concerne le climat de la RFD et ses environs. D'après le système de Koppen (1936) et repris par Bullot (1950), cette zone d'étude appartient au type climat tropical avec 3 mois de saison sèche (AW3) (Peal et *al*, 2007).

La variation inter annuelle des précipitations dans les stations d'Akonolinga, Lomié et Sangmélina montre qu'elles sont assez abondantes, avec une moyenne annuelle supérieure à 1500 mm pour chacune des trois stations.

II.1.2.2. Géomorphologie

La RFD comme toute la zone couverte par la forêt dite congolaise au Cameroun, se situe sur le plateau précambrien (Letouzey, 1968 ; Gartlan, 1989). L'altitude moyenne varie entre 600 et 700 m et se creuse au Sud-Est jusque vers 400 m (Ngouffo et al., 2012). Le relief généralement peu ondulé (sauf par endroits) est parcouru par des vallées rapprochées et peu profondes.

L'ensemble de ces forêts repose sur les schistes micaschistes et éventuellement des roches mélanocrates vers l'Est (Letouzey, 1985). Tous ces matériaux fournissent des sols argileux. Une ligne de crête traverse la réserve. De cette ligne de crête partent des petits cours d'eau qui coulent vers le Dja. De nombreux inselbergs sont observables à travers toute la réserve.

II.1.2.3. Hydrographie

Le réseau hydrographique majeur est représenté par la rivière Dja, alimenté par de nombreux cours d'eau dont certains prennent naissance à l'intérieur de la Réserve de Faune du Dja au niveau de la ligne de crête.

II.1.2.4. Flore et végétation

La RFD appartient du point de vue phytogéographique aux forêts sempervirentes (Letouzey, 1968).

On distingue trois types de forêts dans le Dja : les forêts sur terre ferme (75 %), les forêts sur sols hydromorphes (20 %) et les formations sur inselbergs (5 %). Les forêts sur terre ferme se subdivisent en deux groupes :

- les forêts primaires où l'activité anthropique est peu décelable. Elles sont assez hétérogènes et on ne note aucune dominance spécifique particulière (sauf dans les peuplements de *Gilbertiodendron dewevrei*).
- les forêts secondaires qui s'installent à la suite des perturbations d'origine naturelle ou anthropique. Elles sont caractérisées par la présence des espèces héliophiles à bois faible et à croissance rapide. Nous pouvons également signaler la présence des clairières à rotang assez vastes présentant de nombreux indices d'activité de la grande faune.
- les forêts sur sol hydromorphe englobent les forêts marécageuses à *Uapaca paludosa* et à *I. fallax ciliata*, à *Uapaca paludosa* et *Raphia mombuttorum*, celles à *Raphia mombuttorum* et les prairies marécageuses à *Cyclosorus* sp.
- les formations végétales sur inselberg sont assez particulières et recèlent généralement de nombreuses graminées qui attirent la grande faune herbivore (buffles).

II.1.2. Matériel technique

Pour mener à bien cette étude un certain nombre de matériel a été utilisé :

- un GPS pour enregistrer les coordonnées géographiques ;
- un ruban de diamètre pour mesurer le DHP des arbres ;
- un voilant de couleur vive pour délimiter les quadrats dans les parcelles ;
- des boîtes en plastiques pour recueillir les radicelles collectées ;
- un appareil photo pour les prises de vues ;
- une machette pour délimiter le layon ;
- un plantoir pour creuser le sol afin de prélever les radicelles ;
- des coins pour marquer les numéros sur les plaques métalliques ;
- un bloc note comprenant des fiches de collecte de données, des stylos, un surligneur, des crayons, des gommes pour consigner toutes les informations utiles observées sur le terrain ;
- des équipements de protection individuels comprenant des bottes, une combinaison, une casquette ;
- alcool à 70° pour conserver les échantillons non identifiés sur le terrain et à 50 % pour conserver les échantillons des radicelles dans les boîtes ;
- une boussole pour l'orientation et la délimitation des quadrats ;
- des sacs de récolte pour transporter les différents échantillons récoltés ;
- un pot de peinture pour le marquage des arbres dénombrés ;

- un tube à essai pour effectuer le test de coloration des radicelles ;
- une éprouvette graduée ou cylindre gradué utilisée pour déterminer des volumes ne nécessitant pas une grande précision ;
- une lame coupante pour découper les radicelles ;
- une pince pour prélever les radicelles.

II.2. Méthodes

La méthodologie utilisée dans cette étude comprend d'abord une recherche bibliographie (collecte des données secondaires), des travaux de terrain proprement dits (collecte des données primaires) et des travaux de laboratoire.

II.2.1. Collecte des données secondaires

La collecte des données secondaires à consister en la recherche documentaire ayant un rapport direct ou indirect avec le sujet. Cette documentation traite donc de la biodiversité et des espèces endomycorhiziennes. Elle s'est appesantie sur les informations relatives du Center for International Forestry Research (CIFOR) dans la bibliothèque du Cameroon Environmental Watch (CEW), et en consultation des thèses, mémoires, articles et rapports dans la bibliothèque du Département de Biologie et Physiologie Végétales de l'université de Yaoundé I et sur internet (revues scientifiques). Les documents qui ont été fournis par les encadreurs ont également permis d'approfondir et cadrer la compréhension de ce travail de recherche.

II.2.2. Collecte des données primaires

Une descente a été effectuée sur le terrain afin d'obtenir les données primaires. De ce fait, les données biophysiques à travers l'inventaire des arbres et le prélèvement racinaire ont été effectuées dans les différents écosystèmes.

II.2.3. Caractérisation de la flore ligneuse dans les parcelles permanentes

II.2.3.1. Inventaire floristique

L'inventaire floristique s'est déroulé durant le mois d'Août et Septembre 2022 sur une superficie totale de 5 ha (50.000 m²) selon la méthode Libalah et *al*, (2020). Le dispositif d'échantillonnage est constitué de cinq parcelles permanentes de 100 m x 100 m dans la RFD (Fig.7). L'inventaire floristique s'est réalisée dans ces parcelles. Ainsi, le rafraichissement des limites de ces parcelles a consisté en l'identification d'un arrêt de la parcelle, ensuite en

l'ouverture du layon de base de 100 m de côté à l'aide d'une boussole et des machettes. La parcelle de 100 m x 100 m est installée à l'aide de 2 décamètres. Chaque parcelle est ensuite subdivisée en 25 sous-parcelles de 20 m x 20 m soit une superficie de 400 m² dans une même direction grâce à quatre piquets placés à chaque coin de chaque sous quadrats de 400 m².

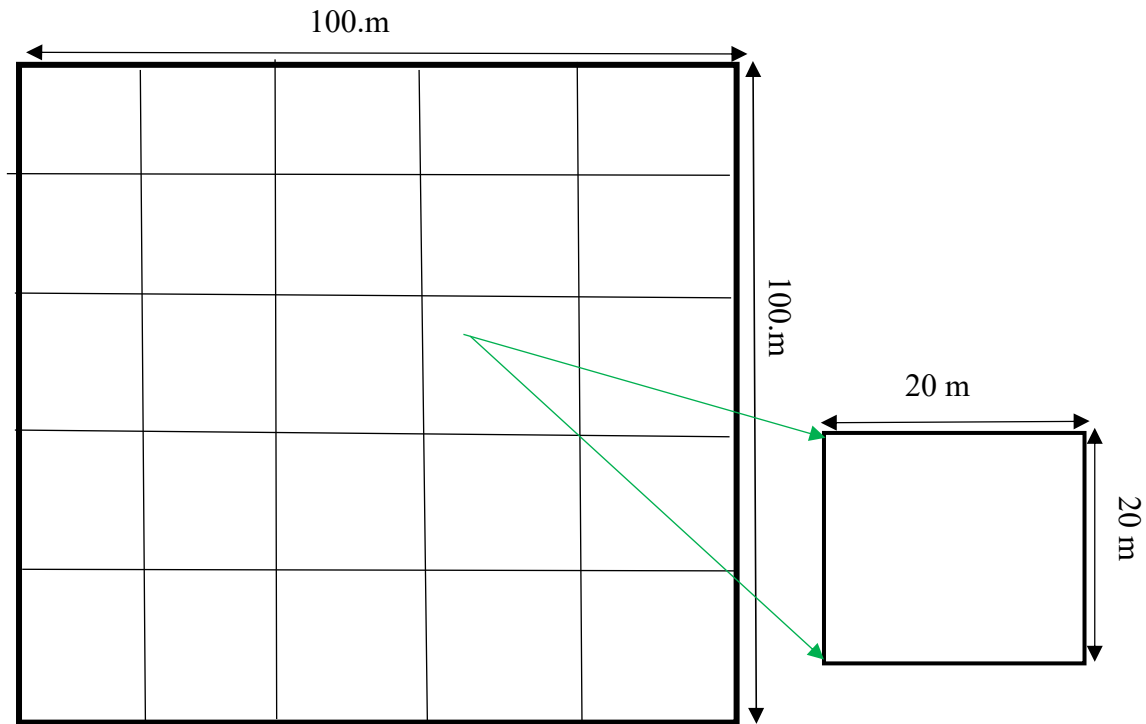


Fig.7. Dispositif d'inventaire floristique des parcelles.

II.2.3.2. Echantillonnage et collecte de données

L'échantillonnage a été fait dans chaque parcelle de 1 ha délimitées. Ainsi dans chacune d'elles, tous les arbres ayant un dbh supérieur ou égale à 10 cm ont été mesurés. Des grands arbres avec des contreforts ou d'autres déformations en deçà du dbh, leur diamètre a été mesuré à 30 cm en dessous ou au-dessus des formations (Kabelong, 2019) (Fig. 8). Les arbres ayant un dhp ≥ 10 cm, les informations collectées étaient préalablement le nom scientifique/ commun/ vernaculaire de l'espèce (nom de l'espèce, famille), le DBH et sa localisation dans la parcelle et dans la parcelle (Dallmicr et *al.*, 1992).

L'identification des arbres sont faites en utilisant les travaux de Vivien & Faure (1985), Letouzey (1982, 1986), tous les volumes de la Flore du Cameroun, et de la Flore du Gabon, ainsi que les différents volumes de Flora of West Africa comportant les végétaux ligneux à port dressé.

Des échantillons d'espèces non identifiées sur le terrain ont été collectés, pressés, puis conservés dans de l'alcool à 70°. Ces derniers ont été identifiés plus tard à l'Herbier National du Cameroun à Yaoundé.



Fig. 8. Mesure du diamètre des tiges dans une sous-parcelle

II.2.3.3. Analyse des données de la caractérisation de la flore ligneuse

II.2.3.3.1. Richesse floristique

La diversité spécifique rend compte du nombre total d'espèces dans chaque site étudié. Il s'agit notamment de ressortir le nombre d'espèces, de genre de famille, ainsi que leur proportion.

II.2.3.3.2. Paramètres structuraux

La surface terrière (surface basale) est la surface de la section transversale d'un tronc d'arbre. Elle concerne seulement les individus à diamètre supérieur ou égal à 10 cm mesurés dans les quadrats de 100 m x 100 m. Elle est utilisée pour déterminer l'importance relative d'une espèce. Elle a été déterminée par la méthode de Sonké (2004).

$$S = \pi \left(\frac{Di^2}{4} \right)$$

Où S est la surface terrière (m²), Di est le diamètre (m) de l'arbre, $\pi = 3,14$.

– La densité absolue indique la valeur moyenne du nombre d'individus de l'espèce par unité d'échantillon Jiagho et *al.* (2016).

$$Da = \frac{ni}{M}$$

Avec D_a : Densité absolue ; n_i : nombre d'individus de l'espèce i ; M : Superficie totale des unités échantillonnées.

La densité relative, la fréquence relative, la dominance relative ont été calculés avec les formules ci-dessous selon Cottam et Curtis (1956).

$$\text{Densité relative} = \frac{\text{Nombre d'individu de l'espèce } i}{\text{Nombre total des individus}} \times 100$$

$$\text{Fréquence relative} = \frac{\text{Nombre d'occurrence de l'espèce } i}{\text{Somme des occurrences de toutes les espèces}} \times 100$$

$$\text{Dominance relative} = \frac{\text{Aire basale de l'espèce } i}{\text{Somme des aires basales de toutes les espèces}} \times 100$$

L'Indice de Valeur d'Importance (IVI) et l'Indice de Valeur Familiale (FIV) ont été déterminés comme la somme de la fréquence relative, de la densité relative et de la dominance relative (Cottam et Curtis, 1956). Ils ont permis de déterminer la dominance des différentes espèces et des différentes familles dans les types de forêts étudiés.

$$IVI = \text{dominance relative} + \text{densité relative} + \text{fréquence relative}$$

$$FIV = \text{dominance relative de la famille} + \text{densité relative} + \text{fréquence relative}$$

II.2.3.3.3. Indices de diversité floristique

La composition floristique a été analysée en calculant et en comparant les indices de diversité de différentes espèces végétales. Il s'agit notamment de :

L'indice de Shannon- Weaver (H' ou ISH), qui met en évidence la diversité floristique selon Scoupe (2011). Cet indice prenait aussi en compte l'abondance relative des espèces. ISH s'exprime en bits, c'est l'indice le plus utilisé et le plus conseillé dans l'étude comparative des peuplements, car il est peu sensible à la taille de la population étudiée. Il accorderait plus d'importance aux espèces rares (Madountsap, 2018) et plus il est élevé, plus le nombre d'espèces rencontré dans l'écosystème est important.

$$ISH = - \sum \left(\frac{n_i}{n} \right) \ln \left(\frac{n_i}{n} \right)$$

L'indice de Simpson (1949) rend compte sur l'abondance d'une ou de quelques espèces. Il exprime la probabilité que deux individus tirés au hasard dans une population infinie, appartiennent à la même espèce. Il s'exprime selon la formule :

$$D = \sum \left(\frac{n_i}{n} \right)^2$$

où D est l'indice de simpson, n_i est l'effectif et n est l'effectif de l'espèce.

- L'indice α de Fisher tient uniquement compte de la richesse spécifique et du nombre total d'individus observés (Magurran, 2004). Il représente le lien entre le nombre d'espèces et le nombre d'individus observés. La constante alpha (α) qui est fréquemment utilisée comme indice de diversité, se calcule à partir de l'équation :

$$S = \alpha \ln \left(1 + \frac{N}{\alpha} \right)$$

où S est la richesse spécifique et N, le nombre d'individus. La constante α quantifie l'augmentation du nombre d'espèces observées quand la taille de l'échantillon est augmentée (Pavoine, 2005).

II.2.4. Détermination des espèces ligneuses qui réalisent l'endomycorhize

II.2.4.1. Dispositif d'échantillonnage

Les racelles ont été collectées dans chacune des parcelle permanente suivant le dispositif d'échantillonnage présenté sur la figure 9. Sur le base de ce dispositif, la récolte des racelles sur les arbres à $d_{hp} \geq 10$ cm, s'est faite suivant le protocole normalisé de Bechem et al (2014). Pour ce faire, les racelles des espèces identifiées, soit ceux portant des codes (numéro), ont été creusées à l'aide d'une pioche puis en suivant les plus grosses racines de l'arbre à partir du collet des arbres marqués, les racelles ont été fouillées, rassemblées puis recoltés (Fig.9). A partir de la base de données des arbres des différentes parcelles, les racelles de trois individus appartenant à la même espèce ont été collectées et mises dans les boites contenant de l'alcool à 50 %. Une fois que l'abondance de trois individus appartenant à la même espèce est atteinte, les racelles de cette espèce ne seront plus récoltées à l'intérieur de la parcelle (Fig.10a).

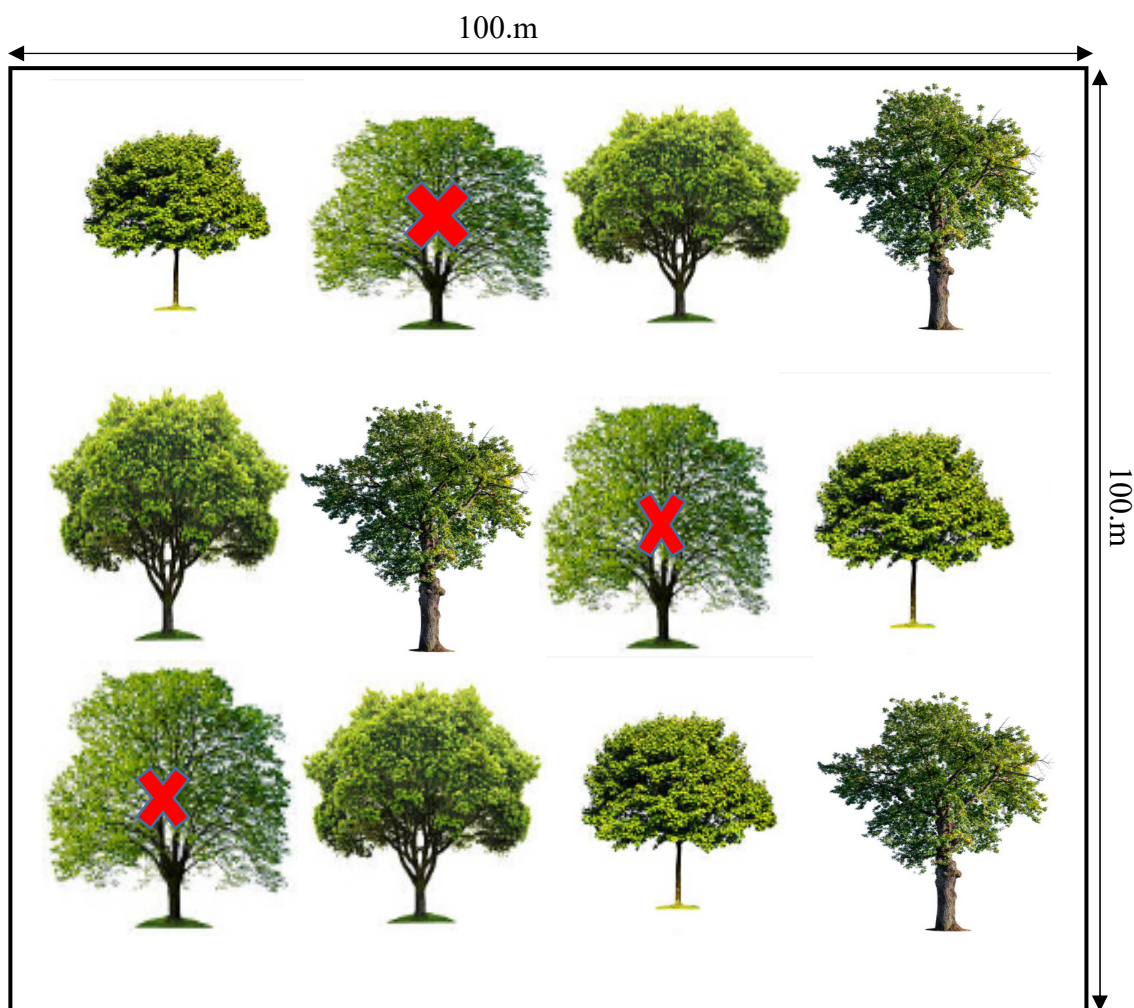


Fig.9. Dispositif d'inventaire floristique des parcelles.



Fig.10. Prélèvement des radicelles dans l'écosystème.

II.2.4.2. Coloration racinaire

Les racinelles prélevées dans les parcelles (Fig.10) ont été colorées selon la méthode de Phillips et Hayman (1970). A cet effet, environ 5 à 10 g de fines racines de chaque individu ont été rincés à trois reprises avec de l'eau distillée afin de retirer les particules du sol et les impuretés, puis introduites dans les tubes à essai étiquetés contenant une solution de potasse (KOH) 10 % pendant 24 heures. Ces tubes sont portés à l'ébullition au bain-marie pendant 30 minutes à 90°. Le KOH permet de vider le contenu cytoplasmique des cellules racinaires. Par la suite, les tubes contenant les racinelles sont délicatement rincés à trois reprises avec de l'eau distillée pour éliminer le KOH. Ensuite, de l'eau oxygénée (H_2O_2) 10 V a été ajoutée dans les tubes contenant les racinelles pour une durée de 24h, puis ils sont passés de nouveau à l'ébullition au bain-marie à 90°C pendant environ 1 heure afin d'avoir un meilleur éclaircissement. Ces racinelles ont été de nouveau rincées à trois reprises à l'eau distillée, puis acidifiées pendant 18 heures à l'aide d'une solution d'acide chlorhydrique (HCL) dilué à 1 %. L'HCL a été ensuite vidé des tubes à essai et les racinelles sont de nouveau rincées à trois reprises. Une solution de fushine acide préparée à 0,05 % a été utilisée comme solution de coloration et ajoutée dans les tubes pendant environ 24 heures au moins. Après 24 heures, la solution de coloration a été vidée des tubes à essai contenant les racines. Ensuite, la décoloration a été effectuée grâce à la solution de décoloration constituée acide acétique-glycérol-eau (4-2-2) et introduits dans chaque tube à essai pendant au moins 24 heures (Fig. 11).

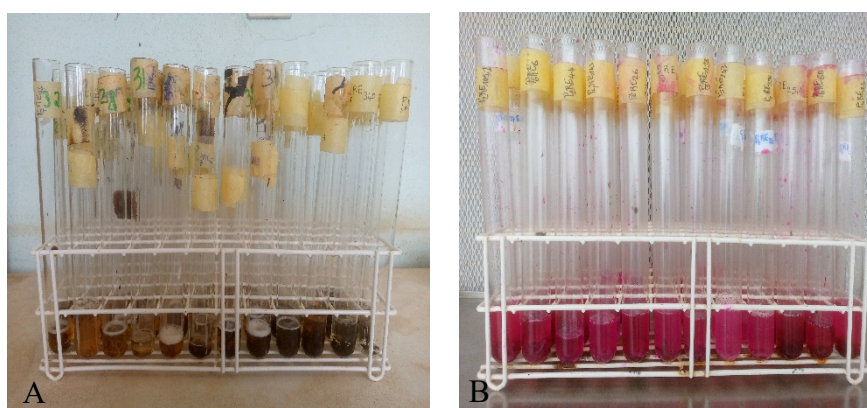


Fig. 11. Tubes contenant les échantillons de racinelles avec des solutions : A= solution d'eau oxygénée ; B=solution de décoloration

Trente (30) fragments de racinelles d'environ 1 à 2 cm sont choisis au hasard et montées entre les lames et lamelles, à raison de 10 fragments par lames. (Fig. 12).



Fig. 12. Montage des radicelles entre les lames et lamelles

II.2.5. Evaluation de l'infection endomycorhizienne des espèces

La mycorhization a été évaluée par des observations au microscope électronique (G 40x) selon la méthode de Trouvelot et *al.* (1986). La présence d'hyphe, des vésicules ou des spores dans la racine a été exprimée par le degré de colonisation (endomycorhization) de l'échantillons des racines. Le niveau de colonisation qui s'entend de 0-5 classes d'infection a été utilisé afin d'estimer la proportion de cortex racinaire colonisée par les champignons mycorhiziens (Fig. 13).

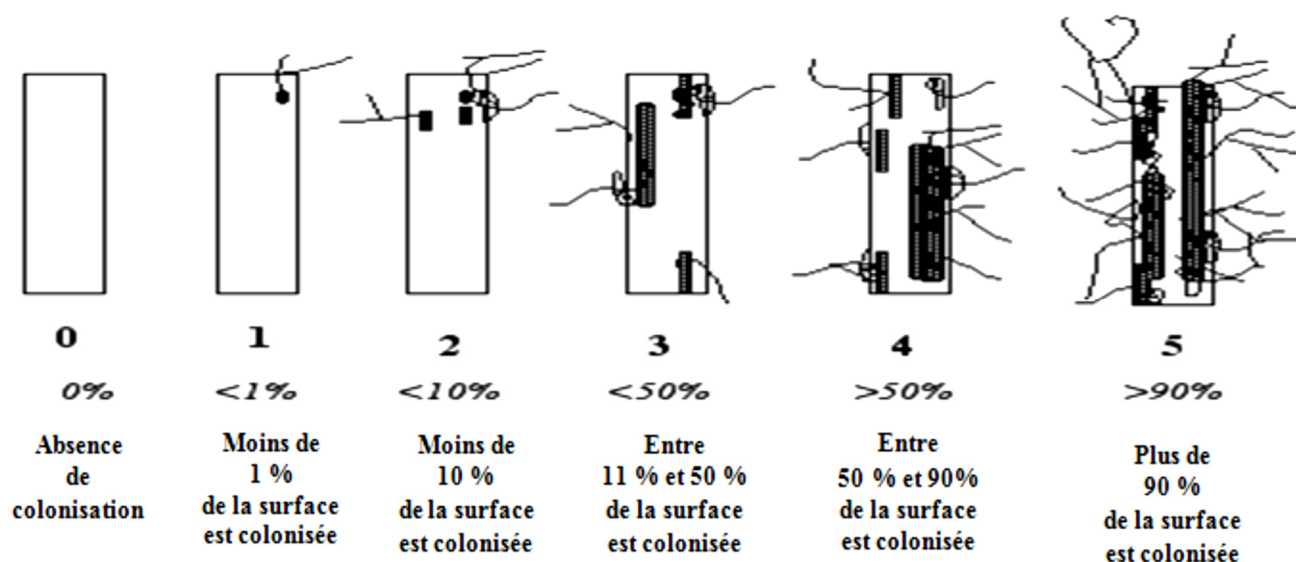


Fig.13. Echelle d'intensité de colonisation du cortex racinaire.

II.2.5.1. Technique d'évaluation de l'infection endomycorhizienne

Deux paramètres sont utilisés pour déterminer l'intensité et la fréquence de mycorhization des endomycorhizes en utilisant les formules de calculs définies par Trouvelot *et al.* (1986).

II.2.5.1.1. Intensité de mycorhization

L'intensité de mycorhization (I %) exprime la portion du cortex racinaire colonisée par rapport à l'ensemble du système racinaire. La détermination de l'Intensité de mycorhization du système notée I est effectuée par la relation suivante :

$$I (\%) = (95n_5 + 70n_4 + 30n_3 + 5n_2 + n_1)/N$$

Où n_1, n_2, n_3, n_4, n_5 sont les nombres de fragments respectivement notés dans les cinq classes d'infection marquant l'importance de la mycorhization,

C'est-à-dire :

n_5 = nombre de fragments notés 5 (plus de 95 %),

n_4 = nombre de fragments notés 4 (de 50 à 95 %),

n_3 = nombre de fragments notés 3 (30 à 50 %),

n_2 = nombre de fragments notés 2 (1 à 30 %),

n_1 = nombre de fragments notés 1 (1 %).

N = nombre total de fragments observés.

II.2.5.1.2. Fréquence de mycorhization

La fréquence de mycorhization (F %) traduit le degré d'infection du système racinaire. La détermination de la fréquence de mycorhization du système racinaire notée F est effectuée par la relation suivante :

$$F(\%) = \frac{N - n_0}{N} \times 100 \quad \text{ou} \quad F(\%) = \frac{N_m}{N} \times 100$$

Où

N_m = nombre de fragments mycorhizés ;

N = nombre total de fragments observés

n_0 = nombre de fragments sans trace de mycorhization

II.2.6. Analyse statistique

Les analyses effectuées ont consisté à la statistique descriptive (somme, fréquence, intensité, pourcentage et tableaux croisés des résultats) et aux graphes interactifs grâce aux logiciels R version 3.6.3 et Excel 2013. Pour ce qui est des données biophysiques, les données collectées ont été tout d'abord encodées et regroupées par thématique à l'aide du logiciel Microsoft Excel version 2013. Ces données ont permis de caractériser la flore ligneuse dans les parcelles permanentes, de déterminer les espèces ligneuses qui réalisent l'endomycorhizes afin d'inventorier le nombre d'espèce mycorhizée par ces essences et enfin, d'évaluer l'infection (intensité et fréquence) endomycorhizienne des espèces forestières.

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

III.1. Résultats

III.1.1. Caractérisation de la flore ligneuse

III.1.1.1. Composition floristique

L'analyse des données collectées au sein des 5 parcelles permanentes de la RFD a permis de déterminer une richesse spécifique de 196 espèces appartenant à 144 genres et 43 familles. Les valeurs moyennes de l'indice de Shannon, l'indice de diversité de Simpson et l'indice de Fisher et Alpha sont respectivement de 4,43 ; 0,98 et 51,77 (Tableau I).

Tableau I. Diversité floristique de la réserve de faune du Dja.

Paramètres étudiées	Valeurs
Richesse spécifique	196
Nombre de genre	144
Nombre de famille	43
Indice de Shannon	4,43
Indice de Simpson	0,98
Indice de Fisher et Alpha	51,77

III.1.1.2. Abondances taxonomiques des espèces

Les familles plus représentées sont les Fabaceae (30 genres), les Annonaceae (16 genres), les Rubiaceae (12 genres), les Phyllanthaceae (11 genres), les Malvaceae (11 genres) et les moins représentées sont les Meliaceae (9 genres), les Sapotaceae (9 genres), les Euphorbiaceae (8 genres), les Sapindaceae (7 genres) et les Apocynaceae (7 genres) (Fig. 14).

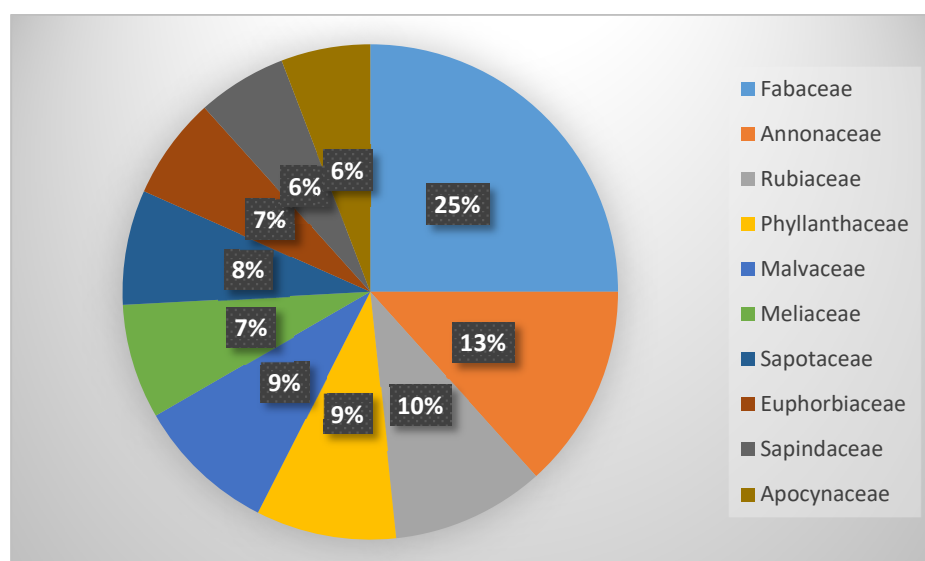


Fig.14. Abondance des 10 familles les plus représentées dans l'écosystème.

Il y a dominance notamment *Tabernaemontana* (16 %), *Petersianthus* (14 %), *Desbordesia* (13 %), *Carapa* (12 %), *Uapaca* (11 %) et *Anonidium* (10 %) qui sont les plus représentés dans l'écosystème et les moins représentés sont *Trichoscypha* (7 %), *Greenwayodendron* (6 %), *Oncoba* (6 %) et *Trichilia* (5%) (Fig. 15).

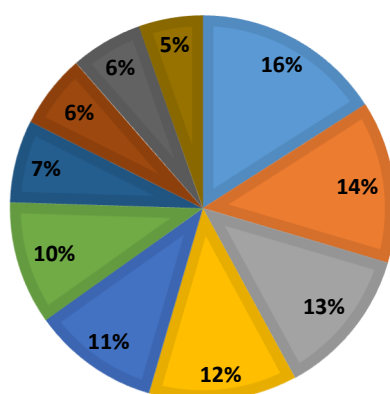
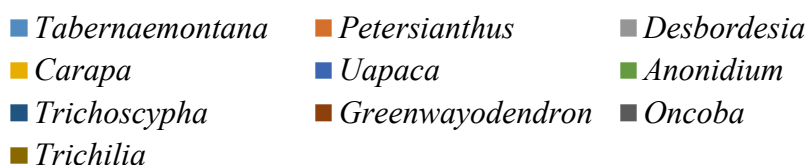


Fig. 15. Abondance des 10 genres les plus représentées dans l'écosystème.

III.1.1.3. Densité absolue

La densité absolue (D_a) au sein des parcelles varient en fonction des espèces. Elle est plus élevée chez les espèces suivantes : *Tabernaemontana crassa* (29), *Petersianthus macrocarpus* (24,8), *Desbordesia glaucescens* (22,8), *Capara procera* (22,6) et *Anonidium mannii* (18,6). Cette densité est faible chez les espèces *Uapaca guineensis* et *Oncoba glauca* (Fig. 16).

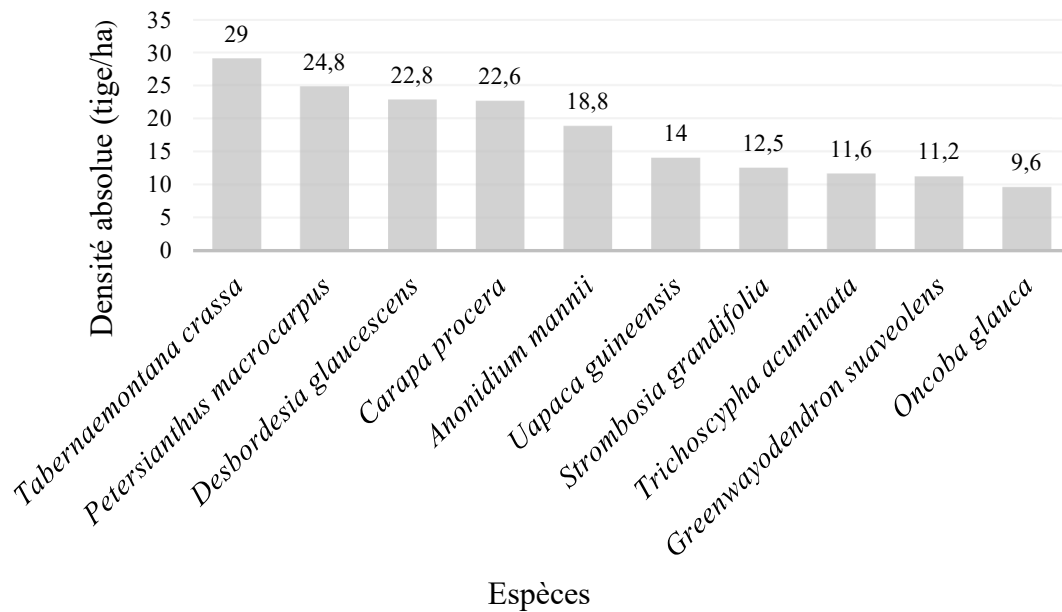


Fig.16. Densité absolue en fonction des espèces.

III.1.1.4. Surface terrière

La surface terrière totale est de $30,53 \pm 0,034$ m²/ha. Les Fabaceae (4,40 m²/ha), Lecythidaceae (3,58 m²/ha), Phyllanthaceae (2,37 m²/ha), et Annonaceae (2,19 m²/ha) sont les plus représentées dans l'écosystème en termes de dominance. Elle est faible pour les familles des Olacaceae (1,82 m²/ha), Irvingiaceae (1,69 m²/ha), Meliaceae (1,61 m²/ha), Euphorbiaceae (1,26 m²/ha), Malvaceae (1,19 m²/ha) et Sapotaceae (1,12 m²/ha) (Tableau II).

Tableau II. Surface terrière des 10 familles ayant la plus forte dominance.

Famille	Surface terrière (m ² /ha)
Fabaceae	4,40
Lecythidaceae	3,58
Phyllanthaceae	2,37
Annonaceae	2,19
Olacaceae	1,82
Irvingiaceae	1,69
Meliaceae	1,61
Euphorbiaceae	1,26
Malvaceae	1,19
Sapotaceae	1,12

III.1.1.5. Indice de valeur d'importance

Parmi les 196 espèces identifiées dans la RFD, les dix (10) espèces les plus importantes en termes IVI sont : *Petersianthus macrocarpus* (18,24), *Tabernaemontana crassa* (9,13), *Desbordesia glaucescens* (9,06), *Carapa procera* (8,00), *Uapaca guineensis* (7,15), *Anonidium mannii* (6,57), *Pentaclethra macrophylla* (4,95), *Greenwayodendron suaveolens* (4,77), *Heisteria parvifolia* (4,66) et *Macaranga barteri* (4,51). Cet indice est plus élevé pour l'espèce *Petersianthus macrocarpus* et faible pour l'espèce *Macaranga barteri* (Tableau III).

Tableau III. Abondance des espèces basée sur l'indice de valeur d'importance.

Noms des espèces	Fréquence Relative	Dominance relative	densité relative	IVI
<i>Petersianthus macrocarpus</i>	0,95	11,72	5,56	18,24
<i>Tabernaemontana crassa</i>	0,95	1,67	6,50	9,13
<i>Desbordesia glaucescens</i>	0,95	2,99	5,11	9,06
<i>Carapa procera</i>	0,95	1,98	5,06	8,00
<i>Uapaca guineensis</i>	0,76	3,87	2,51	7,15
<i>Anonidium mannii</i>	0,95	1,40	4,21	6,57
<i>Pentaclethra macrophylla</i>	0,95	2,33	1,65	4,95
<i>Greenwayodendron suaveolens</i>	0,95	1,30	2,51	4,77
<i>Heisteria parvifolia</i>	0,95	1,95	1,74	4,66
<i>Macaranga barteri</i>	0,95	2,25	1,30	4,51

III.1.1.6. Indice de valeur des Familles

Les dix (10) familles les plus écologiquement important (ayant la valeur de FIV les plus élevées) sont les Annonaceae (36,76), Fabaceae (35,69), Apocynaceae (28,37), Meliaceae (25,93), Irvingiaceae (21,05), Phyllanthaceae (19,83), Lecythidaceae (18,91), Olacaceae (18,76), Anacardiaceae (17,54) et Euphorbiaceae (12,05). Ce FIV est plus faible chez les Euphorbiaceae qui sont les moins représentées dans l'écosystème (Tableau IV).

Tableau IV. Dominance des familles basée sur l'Indice de valeur familiale.

Famille APGIII	Densité relative famille	fréquence relative	Dominance relative	FIV (%)
Annonaceae	10,80	6,07	19,88	36,76
Fabaceae	10,49	5,89	19,30	35,69
Apocynaceae	8,34	4,68	15,34	28,37
Meliaceae	7,62	4,28	14,02	25,93

Irvingiaceae	6,181	3,47	11,38	21,05
Phyllanthaceae	5,82	3,27	10,72	19,83
Lecythidaceae	5,56	3,12	10,23	18,91
Olacaceae	5,51	3,09	10,14	18,76
Anacardiaceae	5,15	2,89	9,48	17,54
Euphorbiaceae	3,54	1,99	6,51	12,05

III.1.2. Détermination des espèces endomycorhiziennes dans l'écosystème

III.1.2.1. Structures endomycorhiziennes

Au total 5550 observations ont été effectuées et certains fragments de racinelles ne présentent aucune structure (Fig.17a). Les structures endomycorhiziennes telles que les vésicules, les hyphes extra (Fig.17b) et intra cellulaires et les spores (Fig.17c) ont été identifiées sur les différents individus présents.

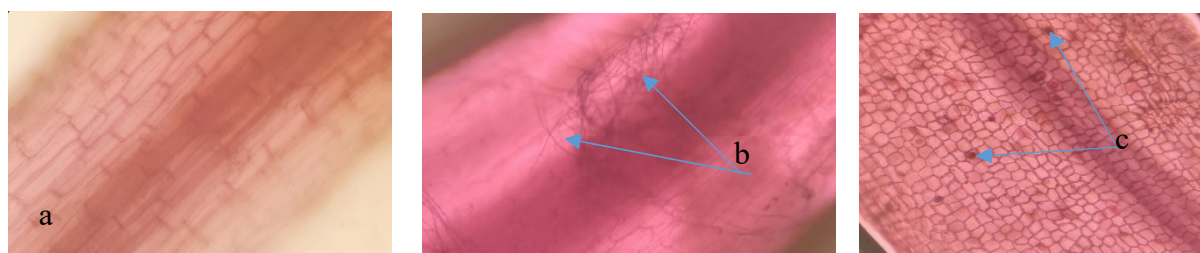


Fig.17. Structure endomycorhizienne : a= Racine ne présentant aucune structure ; b= hyphe; c= spore.

III.1.2.2. Colonisation par les mycorhizes

La collecte des fines racines a été effectué sur 196 individus, dont 98 espèces appartenant à 89 genres, regroupés en 45 familles. L'analyse microscopique des différentes fragments de racinelles permet de montrer que parmi les 98 espèces retenues en laboratoire, 74 d'entre elles appartenant à 65 genres et 33 familles réalisent les mycorhizes ; 24 espèces ne sont pas mycorhizés (Tableau V).

Tableau V. Espèce endomycorhiziennes en fonction de leur famille.

Familles	espèces	mycorhizes
	<i>Anthonothea ferruginea</i>	-
	<i>Baikiaea insignis</i>	-
	<i>Pentaclethra macrophylla</i>	+

Fabaceae	<i>Calpocalyx dinklagei</i>	-
	<i>Pterocarpus soyauxii</i>	+
	<i>Dialium bipindense</i>	-
	<i>Distemonanthus benthamianus</i>	-
	<i>Angylocalyx pyaertii</i>	+
	<i>Erythrophleum ivorense</i>	-
	<i>Anthonotha macrophylla</i>	+
	<i>Parkia bicolor</i>	-
	<i>Tessmannia anomala</i>	-
	<i>Hylocodendron gabunense</i>	+
	<i>Azelia bipindensis</i>	+
Sapotaceae	<i>Chrysophyllum boukokoense</i>	-
	<i>Omphalocarpum elatum</i>	-
	<i>Tridesmostemon omphalocarpoides</i>	+
	<i>Synsepalum dulcificum</i>	+
	<i>Chrysophyllum lacourtianum</i>	+
Rubiaceae	<i>Corynanthe macroceras</i>	-
	<i>Nauclea diderrichii</i>	+
	<i>Corynanthe pachyceras</i>	-
	<i>Rothmannia hispida</i>	+
	<i>Massularia acuminata</i>	+
	<i>Aorantho cladantha</i>	+
Olacaceae	<i>Coula edulis</i>	-
	<i>Heisteria parvifolia</i>	-
	<i>Strombosia pustulata</i>	+
Burseraceae	<i>Dacryodes igaganga</i>	-
	<i>Santiria trimera</i>	+
Ebenaceae	<i>Diospyros mannii</i>	-
	<i>Diospyros hoyleana</i>	+
Malvaceae	<i>Duboscia macrocarpa</i>	-
	<i>Cola lateritia</i>	+
	<i>Desplatsia dewevrei</i>	+
	<i>Cola acuminata</i>	+

Annonaceae	<i>Duguetia staudtii</i>	-
	<i>Xylopia quintasii</i>	+
	<i>Monodora tenuifolia</i>	+
	<i>Uvariastrum pierreanum</i>	+
	<i>Isolona hexaloba</i>	+
	<i>Annickia affinis</i>	+
	<i>Xylopia aethiopica</i>	+
	<i>Greenwayodendron suaveolens</i>	+
	<i>Anonidium mannii</i>	+
Irvingiaceae	<i>Irvingia gabonensis</i>	-
	<i>Klainedoxa gabonensis</i>	-
	<i>Desbordesia glaucescens</i>	+
Anacardiaceae	<i>Pseudospondias microcarpa</i>	-
	<i>Trichoscypha arborea</i>	+
	<i>Lannea welwitschii</i>	+
	<i>Trichoscypha acuminate</i>	+
	<i>Sorindeia grandifolia</i>	+
Achariaceae	<i>Scottellia klaineana</i>	-
Myrtaceae	<i>Syzygium rowlandii</i>	-
	<i>Vitex rivularis</i>	-
Clusiaceae	<i>Allanblackia floribunda</i>	+
	<i>Garcinia mannii</i>	+
Euphorbiaceae	<i>Antidesma membranaceum</i>	+
	<i>Macaranga spinose</i>	+
	<i>Shirakiopsis elliptica</i>	+
	<i>Macaranga barteri</i>	+
	<i>Discoglypsemna caloneura</i>	+
	<i>Cola lateritia</i>	+
	<i>Mareyopsis longifolia</i>	+
	<i>Drypetes leonensis</i>	+
	<i>Hymenocardia lyrata</i>	+
Lauraceae	<i>Beilschmiedia obscura</i>	+
	<i>Pycnanthus angolensis</i>	+

Myristicaceae	<i>Coelocaryon preussii</i>	+
	<i>Staudtia kamerunensis</i>	+
Apocynaceae	<i>Rauvolfia vomitoria</i>	+
	<i>Funtumia elastic</i>	+
	<i>Funtumia africana</i>	+
	<i>Tabernaemontana crassa</i>	+
	<i>Picralima nitida</i>	+
Phyllanthaceae	<i>Margaritaria discoidea</i>	+
	<i>Antidesma laciniatum</i>	+
	<i>Keayodendron bridelioides</i>	+
	<i>Uapaca guineensis</i>	+
Meliaceae	<i>Trichilia welwitschii</i>	+
	<i>Carapa procera</i>	+
	<i>Trichilia prieuriana</i>	+
Centroplacaceae	<i>Centroplacus glaucinus</i>	+
Cecropiaceae	<i>Myrianthus arboreus</i>	+
Pandaceae	<i>Panda oleosa</i>	+
Simabouaceae	<i>Quassia gabonensis</i>	+
Calophyllaceae	<i>Mammea Africana</i>	+
Lecythidaceae	<i>Petersianthus macrocarpus</i>	+
Combretaceae	<i>Pteleopsis hylodendron</i>	+
	<i>Terminalia superba</i>	+
Sapindaceae	<i>Allophylus africanus</i>	+
Bombacaceae	<i>Ceiba pentandra</i>	+
Salicaceae	<i>Oncoba glauca</i>	+
Moraceae	<i>Treculia africana</i>	+
Lépidobotryaceae	<i>Lepidobotrys staudtii</i>	+
Bignoniaceae	<i>Markhamia tomentosa</i>	+
Ixonanthaceae	<i>Phyllocosmus africanus</i>	+

Liste des abréviations : + : présence de mycorhization, - : absence de mycorhization

III.1.2.2. Proportion des familles endomycorhiziennes

L'analyse des familles endomycorhiziennes a permis de recenser les familles dont les espèces sont fortement mycorhizées (Fig. 18). Les dix (10) familles les plus représentées en

termes de mycorhizations sont les Euphorbiaceae (19 %), les Annonaceae (17 %), les Fabaceae (13 %), les Apocynaceae (11 %), les Anacardiaceae (8 %), les Malvaceae (6 %), les Myristicaceae (6 %), les Phyllanthaceae (6 %) et les Sapotaceae (6 %).

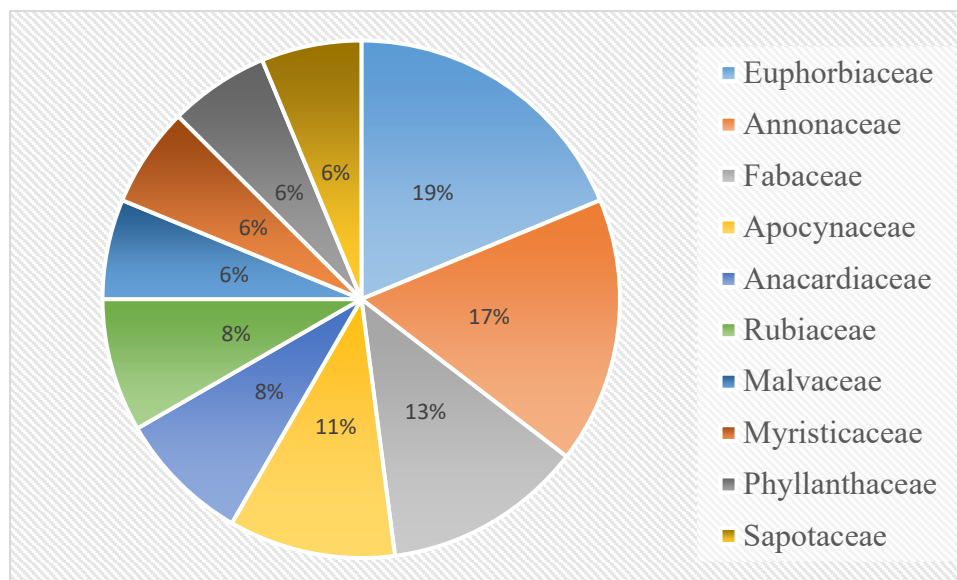


Fig. 18. Proportion des dix (10) familles endomycorhiziennes les plus représentées.

III.1.2.3. Proportion des genres endomycorhiziens

Parmi les différents genres endomycorhiziens représentés, les plus abondantes en termes de mycorhizations sont celles des *Antidesma*, *Cola*, *Funtumia*, *Macaranga*, *Trichilia*, *Trichoscypha*, *Uapaca* et *Xylopia* avec les valeurs identiques (11 %) et les genres *Afzelia* et *Allanblackia* (6 %) sont les moins abondants en termes de mycorhizations (Fig. 19).

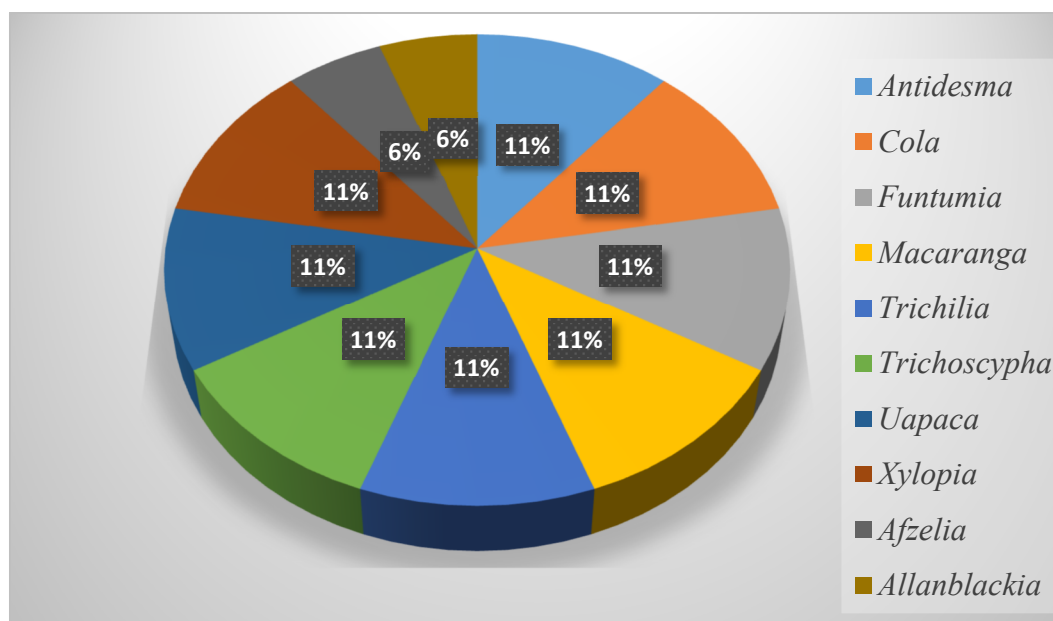


Fig. 19. Proportion des dix (10) genres endomycorhiziennes les plus représentées.

III.1.3. Evaluation de l'infection endomycorhizienne

L'évaluation de l'infection endomycorhizienne des racines a permis de ressortir l'intensité de mycorhization et la fréquence de mycorhization sont respectivement.

TableauVI : Paramètres de mycorhization de mycorhization des espèces forestières.

Paramètre endomycorhizienne	Valeurs (%)
Intensité de mycorhization	6,07 ± 2,87
Fréquence de mycorhization	24,73±10,18

III.1.3.1. Intensité de mycorhization

Les 10 espèces dont l'intensité de mycorhization était plus élevée sont présentées sur la figure 20. Il s'agit des espèces suivantes : *Allanblackia floribunda* (64,25 %), *Uvariastrum pierreanum* (60,5 %), *Monodora tenuifolia* (59,00 %), *Isolona hexaloba* (51,7 %), *Picalima nitida* (44,16 %), *Beilschmiedia obscura* (41,55 %), *Antidesma membranaceum* (41,1 %), *Garcinia mannii* (35,71 %), *Funtumia africana* (26,66 %) et *Pycnanthus angolensis* (26,23 %).

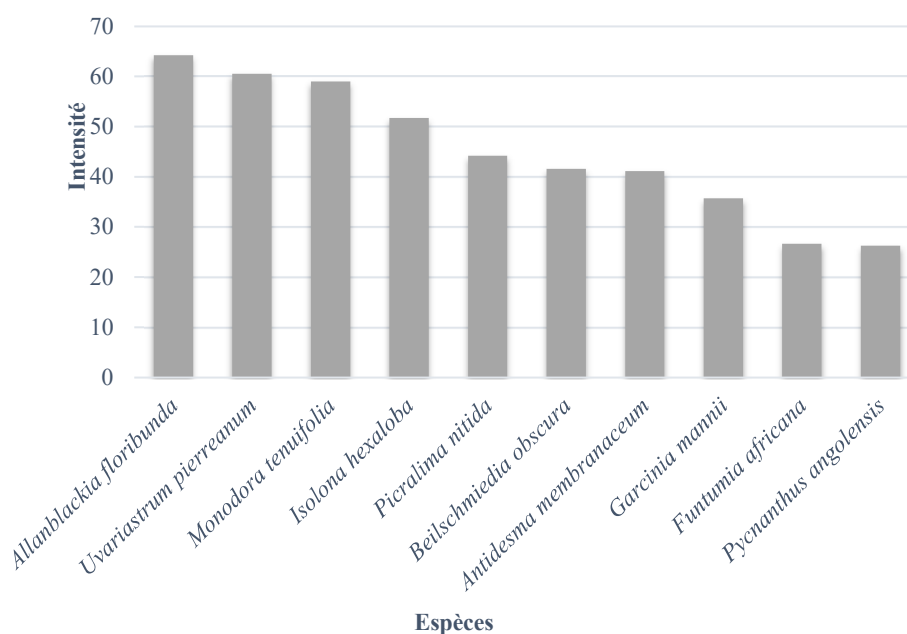


Fig.20. Intensité de mycorhization des espèces les plus représentées.

III.1.3.1.1. Intensité de mycorhization des familles

L'analyse de l'intensité de mycorhization des dix (10) familles les plus représentées a permis de montrer que les Clusiaceae (45,22 %), Lauraceae (41,55 %), Apocynaceae (22,27 %) et Annonaceae (16,82 %), Pandaceae (13,1 %), Myristicaceae (12,94 %), Centroplacaceae (7,63

%), Phyllanthaceae (6,8 %), Combretaceae (5,27 %), Simaroubaceae (5,05 %) sont celles ayant la plus grande intensité mycorhizienne (Fig. 21).

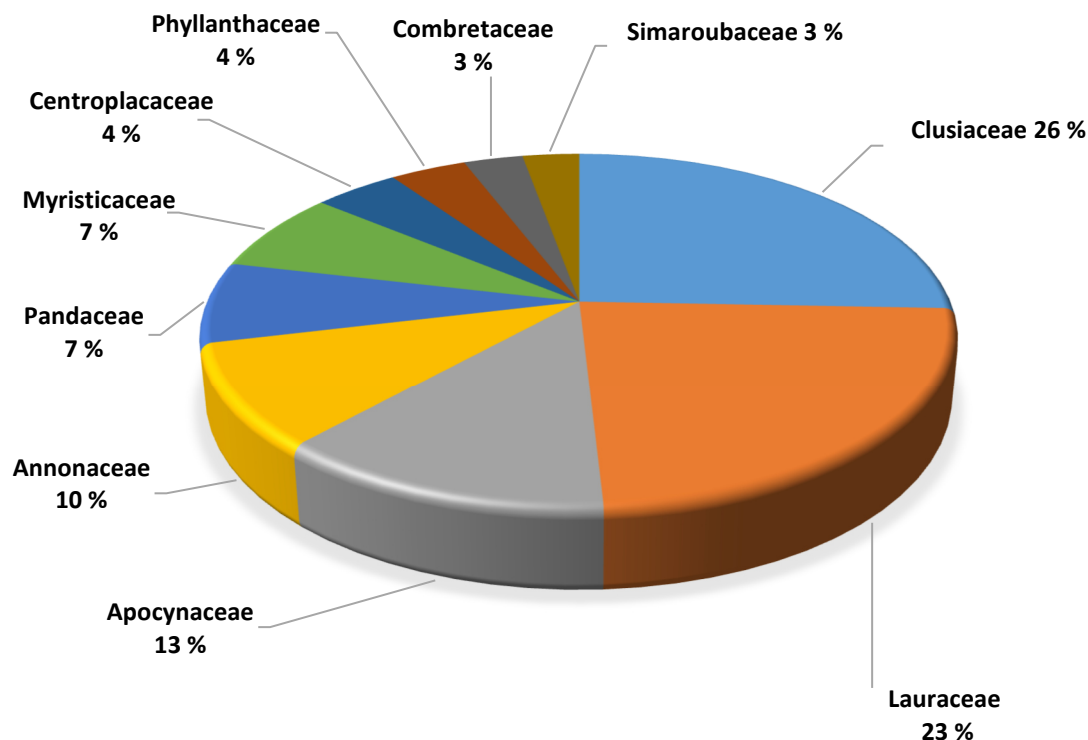


Fig.21. Intensités de mycorhization des familles.

III.1.3.1.2. Intensité de mycorhization des genres

L'analyse d'intensité de mycorhization des genres a permis de ressortir les genres les plus représentés telsque : *Allanblackia* (64,25), *Uvariastrum* (60,5), *Monodora* (59), *Isolona* (51,7), *Picralima* (44,16), *Beilschmiedia* (41,55), *Garcinia* (35,71), *Antidesma* (27,84), *Pycnanthus* (26,23) et *Rauvolfia* (25,93) (Fig. 22).

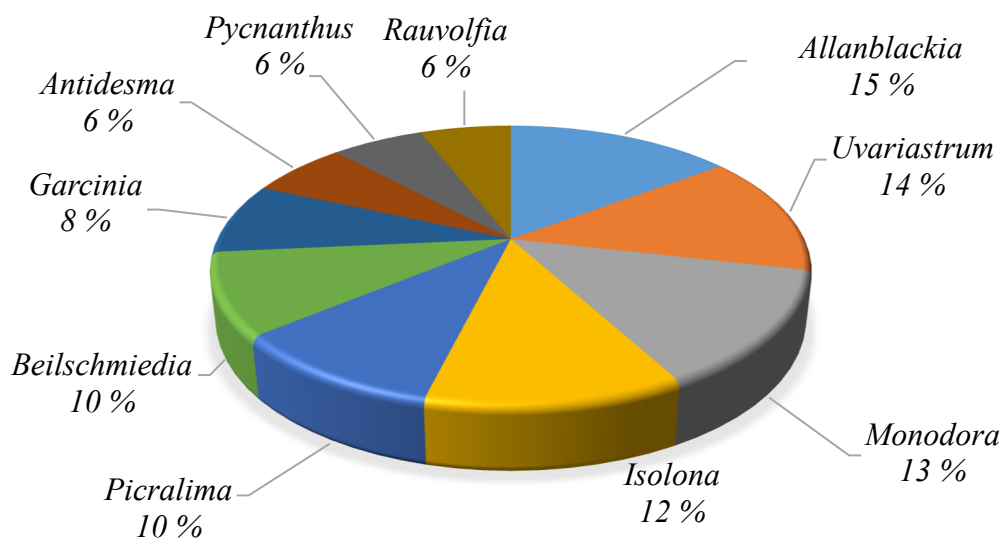


Fig.22. Intensité de mycorhization des genres.

III.1.3.2. Fréquence de mycorhization des espèces

Les dix (10) espèces dont la fréquence de mycorhization était plus élevée sont : *Allanblackia floribunda* (100 %), *Antidesma membranaceum* (100 %), *Beilshmedia obscura* (100 %), *Monodora tenuifolia* (100 %), *Pycnanthus angolensis* (100 %), *Uvariastrum pierreanum* (93,33 %), *Trichoscypha arborea* (83,33 %), *Isolona hexaloba* (80 %), *Garcinia mannii* (76,66 %) et *Rauvolfia vomitoria* (76,66 %) (Fig. 23).

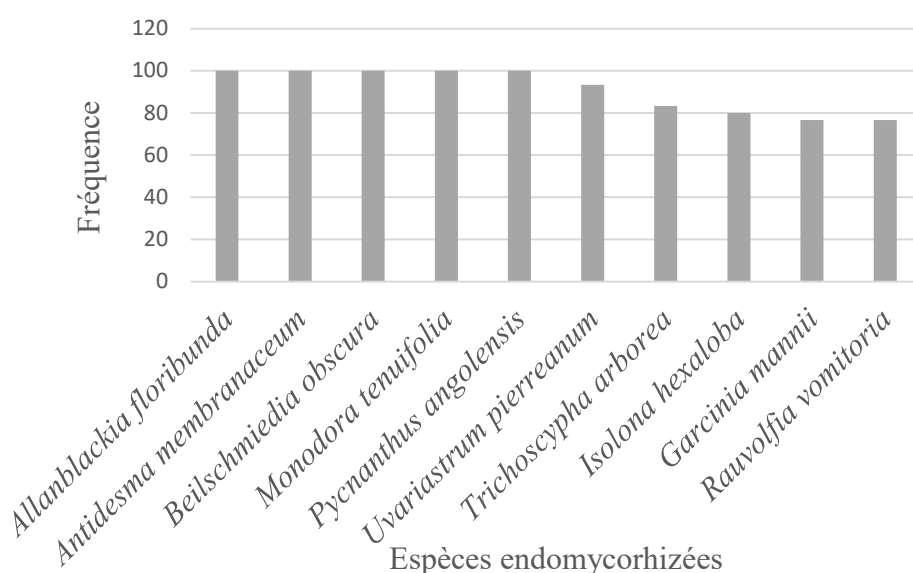


Fig. 23. Fréquence de mycorhization des espèces.

III.1.3.2.1. Fréquence de mycorhization des familles

Les 10 familles pour lesquelles les fréquences de mycorhization étaient les plus élevées sont les Lauraceae (19 %), Clusiaceae (16 %), Myristicaceae (11 %), Apocynaceae (9 %), Centroplacaceae (8 %), Urticaceae (8 %), Annonaceae (8 %), Pandaceae (7 %), Simaroubaceae (7 %) et Calophyllaceae (7 %) (Fig. 24).

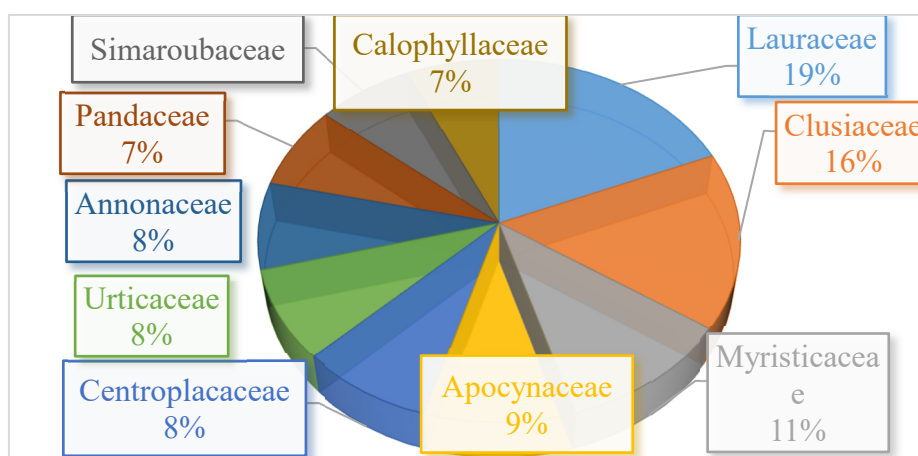


Fig.24. Fréquences de mycorhization des familles.

III.1.3.2.2. Fréquence de mycorhization des genres

Les 10 genres ayant la fréquence de mycorhization les plus représentés sont : *Allanblackia* (12 %), *Beilschmiedia* (11 %), *Monodora* (11 %), et *Pycnanthus* (11 %), *Uvariastrum* (11 %), *Isolona* (9 %), *Antidesma* (9 %), *Garcinia* (9 %) et *Rauvolfia* (8 %) (Fig. 25).

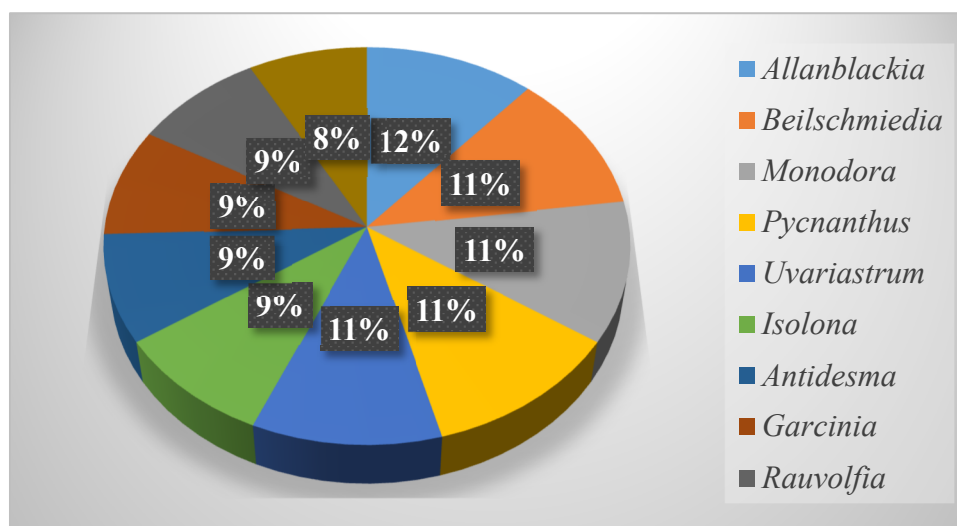


Fig. 25. Fréquence des 10 genres endomycorhiziennes

III.2. Discussion

III.2.1. Caractérisations de la flore ligneuse dans l'écosystème

III.2.1.1. Richesse floristique et indice de diversité

La richesse floristique de la RFD et les indices de diversité obtenus notamment celui de Shannon montrent que la zone d'étude est riche et diversifiée. Cette richesse serait relative à la topographie et aux conditions climatiques. Les forêts tropicales africaines sont connues pour être parmi les communautés végétales les plus moins diversifiées du monde, elle est dû au climat et à la précipitation faible du milieu (Parmentier *et al.*, 2007). Cette valeur de la richesse spécifique est différente de 148 espèces obtenues par Tabue *et al.* (2016) dans la RFD au sud Cameroun et par Djuikouo *et al.* (2010) dans les forêts hétérogènes sur terre ferme dans la Réserve de Faune du Dja (207 espèces). Cette différence serait liée à la méthode choisie pour les inventaires. Cet écosystème est par ailleurs très diversifié d'après la valeur de l'indice de Shannon qui se situent au-dessus de 5. La forte valeur de l'indice de Shannon obtenus témoigne de la forte riche diversité de ce site et d'une bonne répartition des individus en fonction des espèces. Ceci corrobore avec les résultats trouvés par Djuikouo *et al.* (2010) et Tabue *et al.* (2016) dans le même site.

La surface terrière moyenne ($30,53 \pm 0,034 \text{ m}^2/\text{ha}$) est importante. Cette valeur traduit une forte compétition entre les espèces dans les parcelles. De même, cette valeur de la surface terrière se situe dans l'ordre de grandeur des surfaces terrières moyennes généralement obtenue dans les forêts tropicales qui est de 30 - 50 m^2/ha (Gentry, 1988 ; Riéra, 2011). Ces faits confirment que notre peuplement forestier affiche un potentiel de régénération, en dynamique progressive (Hallé *et al.*, 1978). Ce résultat est similaire à celui obtenu dans les travaux de Djuikouo *et al.* (2010), réalisé dans la RFD avec pour surface terrière moyenne comprise entre $29,0 \pm 5,6$ et $37,5 \pm 3,9 \text{ m}^2/\text{ha}$. De même ce résultat est différent de $23,03 \text{ m}^2/\text{ha}$ obtenue par Tabue *et al.* (2016) dans la RFD. Ceci montre que cet écosystème demeure peu perturbé depuis les travaux effectués en 2010.

Dans la présente étude, les Annonaceae présente la plus grande valeur FIV au sein de l'écosystème. Ce résultat montre que cette famille est dominante dans l'écosystème. Ce résultat diffère de celui obtenu par Tabue *et al.* (2016), qui ont montré que la famille des Euphorbiaceae, est la plus dominante dans les forêts sempervirentes de la RFD. De plus ce résultat est différent de celui obtenu par Kabelong *et al.* (2020b), qui ont montré que les Fabaceae sont les plus dominantes pour les espèces avec $\text{dbh} \geq 10 \text{ cm}$ et $5 \text{ cm} \leq \text{dbh} < 10 \text{ cm}$ dans les forêts

sempervirentes du parc national de Campo Ma'an. Cette différence pourrait s'expliquer par la technique d'échantillonnage et le type topographique.

III.2.2. Détermination des espèces endomycorhiziennes dans l'écosystème

Le fonctionnement des massifs forestiers tropicaux dépend étroitement des relations mutuellement bénéfiques entre les racines de la plupart des plantes et certains types de champignons, formant ainsi des mycorhizes (Onguene, 2001). Les mycorhizes constituent un service écosystémique fournis par la nature à la société humaine (Sahraoui, 2013). De nombreuses recherches ont montré en effet que, ces symbioses jouaient un rôle capital dans le cycle des nutriments (N, P, K, C, etc.), la diversité floristique, la productivité des écosystèmes naturels et agricoles (Sahraoui, 2013).

Dans la présente étude, sur les 98 espèces dont les radicelles ont été analysées, 74 arbres ont présenté des mycorhizes : soit 75,51 %. Ces résultats sont similaires à celles de Hogberg (1982) étudié en forêt Tanzanie dans laquelle les espèces endomycorhiziennes dominent. Ces observations sont différentes avec celle d'Onguene (2001) réalisées dans la forêt sud du Cameroun, dans lesquelles les 100 taxons étudiés sont mycorhizés. De même, ces résultats sont différents de celle de Bechem et al (2014) dans laquelle 232 espèces sur les 252 étudiés ont formés l'endomycorhize au sud cameroun dans une forêt.

Dans une étude antérieure menée par Newbery et al (1988) dans une partie différente du parc national de Korup, 56 espèces d'arbres ont été étudiées pour la colonisation mycorhizienne et une seule espèce n'était pas mycorhizienne. Cette différence d'espèce est due à plusieurs facteurs : la rigidité du sol et d'autre espèces ne laissaient pas les racines apparaître en surface. Toutes les espèces ne réalisent pas les mycorhizes. En effet, la mycorhize n'est pas spécifique aux espèces. Une espèce peut réaliser la mycorhization dans une tige et ne pas la réaliser dans une autre tige.

Une analyse plus approfondie montre que certaines espèces réalisent les mycorhizes dans une parcelle et pas sur l'autre. Mais aussi, dans une même parcelle, certaines tiges des mêmes espèces réalisent des mycorhizes et d'autres pas. En effet, les résultats de l'intensité et de la fréquence endomycorhizienne montre que la mycorhization n'est pas spécifique et également peut se réaliser sur certaines radicelles d'une même tige et pas sur d'autres.

Cette étude fournit un nouvel élément explicatif de la structure des communautés végétales, voire de leur dynamisme. De façon particulière, dans la zone du Dja, avec la nature ferrugineuse du sol, les relations CMA-arbre serait un grand outil explicatif du maintien et de la stabilité des peuplements forestiers suite au changement climatique.

III.2.3. Evaluation de l'infection endomycorhizienne des espèces forestières

Les observations effectuées en microscopie électronique des fragments de radicelles colorés par la fushine acide ont montré que certaines radicelles peuvent être fortement infectées alors que d'autres ne présentent aucune infection endomycorhizienne. Les résultats de cette étude monre que la majorité des espèces ont des fréquences supérieures à 80 % ce qui indique une valeur élevée de mycorhization chez les espèces ligneuses. Au sein de l'écosystème le developpement normal des arbres n'est atteint qu'à partir d'un taux élevé d'infection mycorhizienne. Ce taux élevé peut être dû à l'abondance des champignons mycorhiziens en général dans le sol. L'infection endomycorhizienne est un aspect assez complexe à étudier. En effet sur un fragment de radicelle, certains sous-fragments peuvent présenter une infection et d'autre pas. Ce qui veut dire que même si une espèce réalise les mycorhizes, on peut prélever des radicelles qui ne réalisent pas de mycorhize. Les résultats obtenus sont cohérents avec ceux de Diague et Ingleby (2003) dans laquelle au-delà de 12% d'intensité de mycorhization, les bénéfices tirés par le symbiote végétal ne sont pas négligeables.

CHAPITRE IV: CONCLUSION ET PERSPECTIVES

IV.1. Conclusion

La présente étude avait pour objectif général de déterminer l'affinité existant entre les endomycorhizes et la diversité ligneuse dans les parcelles permanentes de la RFD. Elle a consisté à la caractérisation de la flore ligneuse, à la détermination des espèces qui réalisent les associations endomycorhiziennes et à l'évaluation de l'infection endomycorhizienne des espèces forestières. Il en ressort de cette étude que les paramètres de diversité obtenus, richesse spécifique (196 espèces appartenant à 43 familles et 144 genres), indice de Shannon (4,43), l'indice de Simpson (0,98), indice de Fisher et Alpha (51,77) ont permis de montrer que la biodiversité des espèces ligneuses est riche et diversifiée. La densité absolue la plus élevée a été observée chez l'espèce *Tabernaemontana crassa* et la surface terrière la plus élevée a été observée chez les Fabaceae.

L'analyse des données sur la mycorhization, a permis de montrer que la plupart des arbres échantillonnés dans la RFD ont formé les mycorhizes à arbuscules (endomycorhizes). Celle-ci ont permis de connaître une prédominance des familles et des genres. Leur intensité de mycorhization varie ainsi que leur fréquence. L'importance des associations mycorhiziennes dans la facilitation de l'absorption minérale en sols pauvres et dans l'amélioration de la productivité en plantations, celles-ci susciteront un intérêt dans les programmes d'aménagement des écosystèmes forestiers tropicaux. Dans l'ensemble, les CMA sont un nouvel outil à prendre en compte dans les études de biodiversité, de dynamisme et de la productivité des écosystèmes forestiers. La quantification de l'infection des espèces endomycorhiziennes a montré que la fréquence et l'intensité de mycorhization des essences forestières étudiées sont importantes en forêt tropicale

IV.2. Perspectives

À l'issue des informations résultant de la présente étude, s'impose une suite de recherche basée sur les axes suivants :

- Réaliser une étude sur les espèces du sous-bois ;
- Évaluer la contribution des endomycorhizes sur la biomasse dans l'écosystème ;
- Évaluer la contribution des endomycorhizes sur la diversité ligneuse.

BIBLIOGRAPHIE

- Adjakpa J.B., Yedomonhan H., Ahoton L.E, Weesie P.D.M. & Akpo L.E. (2013). Structure et diversité floristique des îlots de forêts riveraines communautaires de la Basse vallée de la Sô au Sud-Est du Bénin. *Journal of Applied Biosciences* 65: 4902- 4911.
- Akiyama K., Matsuzaki K. et Hayashi H., 2005. Plant sesquiterpenes induce hyphal branching in arbuscular mycorrhizal fungi. *Nature*, 435: 824–827.
- Allen M.F. et Boosalis M.G., 1983. Effects of two species of VA mycorrhizal fungi on drought tolerance of winter wheat. *New Phytol*, 93: 67-76.
- Angelsen A., 2010. Policies for reduced deforestation and their impact on agricultural production. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 107(46):19639-19644
- Anonyme, 1971. La forêt tropicale africaine : patrimoine à préserver d'urgence. Zaïre. 102p.
- Anonyme, 2005. Situation des forêts dans le monde : gestion, conservation et valorisation durable des forêts. Rome. 137p.
- Anonyme, 2007. Bilan 2007 des changements climatiques. Contribution des Groupes de travail I, II et III au quatrième Rapport d'évaluation du Groupe d'experts intergouvernemental sur l'évolution du climat, Genève, Suisse, 103 p.
- Anonyme, 2010. Etat des forêts du bassin du Congo, Union Européenne, 29p.
- Anonyme, 2011. FAO. Carbon stock under four land use systems in three varied ecological zones in Ghana. *Africa and the Carbon Cycle*. pp. 105-113.
- Anonyme, 2015. COMIFAC. Forêts d'Afrique centrale et changement climatique, Congo, 5p.
- Anonyme, 2016. Situation des forêts dans le monde 2016. Forêt et agriculture : défis et possibilités concernant l'utilisation des terres. Rome. 96 p.
- Azcon-Arguilar C., Bago B. et Barea J.M., 1999. Saprophytic growth of arbuscular mycorrhizal fungi. *In: Mycorrhiza: structure, function, molecular biology and biotechnology*. Berlin Heidelberg. Berlin: p.391-408.
- Barea J. M., Del Val C., et Azcon-Aguilar C., 1999. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungus populations in heavy-metal-contaminated soils. *Applied and environmental microbiology*, 65(2), 718-723.
- Bechem, E. E. T., Chuyong, G. B. et Fon, B. T. 2014. A survey of mycorrhizal colonization in the 50-ha Korup Forest Dynamic Plot in Cameroon. *American Journal of Plant Sciences*, 5: 1403-1415.

- Bidartondo M., Redecker D., Hijri L., Wiemken A., Bruns T. D., Dominguez L., Srsic A., Leake J. R. et Read D. J., 2002. Epiparasitic plants specialized on arbuscular mycorrhizal fungi. *Nature*, 419: 389-392.
- Bonfante P. et Genre A., 2010. Mechanisms underlying beneficial plant–fungus interactions in mycorrhizal symbiosis. *Nature Communications*, 1: 48.
- Bonfante P. et Perotto S., 1995. Strategies of arbuscular mycorrhizal fungi when infecting host plants. *New Phytologist*, 130: 3-21.
- Bonfante-Fasolo P., 1984. Anatomy and morphology of VA mycorrhizae, *In* VA mycorrhiza, Powell, CL et Bagayaraj, DJ, CRC Press, Boca Raton: 5-33.
- Bouazza Marouf K., 2016. *Les symbioses mycorrhiziennes et leur importance dans la réhabilitation des sols dégradés*. Thèse de Doctorat, Faculté des sciences, Département de biotechnologie, Université D'ORAN, 1-15.
- Brundrett M., 2008. Mycorrhizal associations. The Web Ressource. Version 2. <http://www.mycorrhiza.info/info.html>.
- Brundrett M., Piche Y. et Peterso R., 1984. A new method for observing the morphology of vesicular-arbuscular mycorrhizae. *Canadien Journal of Botany*, 62(10), 2128-2134.
- Buee M, Rossignol M, Jauneau A, Ranjeva R et Bcard G., 2000. The pre-symbiotic growth of arbuscular mycorrhizal fungi is induced by a branching factor partially purified from plant root exudates. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, 13 : 693-698.
- Bulot F., 1950. Carte des rgions climatiques du Congo belge tablie d'après les critères de Köppen. Publ. I.N.E.A.C., Bureau climatologique, Communication 2 : 1 5 p.
- Campagnac E., Lounès-Hadj Sahraoui A., Debiane D., Fontaine J., Laruelle F., Garçon G., Verdin, A., Durand R., Shirali P. & Grandmougin-Ferjani A., 2010. Arbuscular mycorrhiza partially protect chicory roots against oxidative stress induced by two fungicides, fenpropimorph and fenhexamid. *Mycorrhiza*, 20 : 167–178.
- Caravaca F., Hernandez T., Garcia C. et Roldan A., 2002. Improvement of rhizosphere aggregates stability of afforested semiarid plant species subjected to mycorrhizal inoculation and compost addition. *Geoderma*, 108(1) : 133-144.
- Carrière S.M., 2002. L'abattage slectif : une pratique agricole ancestrale au service de la rgnration forestière. *Bois et Forêts des Tropiques* 272 (2) : 45-62.
- Chimi D.C., Zapfack L. et Djomo N.A., 2018. Diversity, structure and biomass (above and below) in a semi-deciduous moist forest of East Region of Cameroon. *JBES.*, 3 (12) : 60-72.

- Christie T., Steininger M.K., Juhn D. et Peal A., 2007. Fragmentation and clearance of Liberia's forests during. *Oryx*, 41(4): 539-543.
- Coker P. et Kent M., 1992. Vegetation description and analysis: a practical approach. *Chichester*, 363p.
- Cottam G. and Curtis J.T., 1956. The use of distance measures in phytosociological sampling. *Ecology*, 37 : 451-460.
- Dajoz R., 1982. Précis d'écologie. 4e éd. Paris : Bordas, 503 p.
- Dallmeyer F., Kabel M. et Rice 1992. - Methods for long term biodiversity inventory plots in protected tropical forest, in Dallmeyer F. (ed); long term monitoring of biological diversity in tropical areas: methods for establishment and inventory of permanent plots: 1-46. Paris, MAB digest 11, UNESCO.
- Dalpé Y., 2005. Les mycorhizes: un outil de protection des plantes mais non une panacée. *Phytoprotection*, 86 : 53-59.
- Debiane D., Garçon G., Verdin A., Fontaine J., Durand R., Shirali P., Grandmougin-Ferjani A. & Lounès-Hadj Sahraoui A., 2009. Mycorrhization alleviates benzo[a]pyrene-induced oxidative stress in an in vitro chicory root model. *Phytochemistry*, 70: 1421-1427.
- Debiane D., Garçon G., Verdin, A., Fontaine J., Durand R., Grandmougin-Ferjani A., Shirali P. & Sahraoui A.L.H., 2008. In vitro evaluation of the oxidative stress and genotoxic potentials of anthracene on mycorrhizal chicory roots. *Environmental and Experimental Botany*, 64: 120-127.
- Demars B.D. et Broener R.E.J., 1995. A simple method for observing VAM with suggestions for designing class activities. *J. of Biological Education*, 29 (3) : 209-214.
- Diagne O., Deans J. D., Nizinski J., Lindley D. K., Seck M., Ingleby K., & Munro R. C. (2003). Comparative growth, biomass production, nutrient use and soil amelioration by nitrogen-fixing tree species in semi-arid Senegal. *Forest Ecology and Management*, 176(1-3) : 253-264.
- Djigal D., 2003. Interactions entre la communauté microbienne du sol (bactéries et champignons mycorhiziens) et les nématodes bactériophages : effets sur la nutrition minérale et la croissance de différentes plantes. Dakar(SEN). Th. 3^e cycle: Biol. Végétale, p143.
- Djomo A.N. 2015. A Structure Analysis for Ecological Management of Moist Tropical Forests. *International Journal of Forestry Research*, Article ID 161645. 12 p. <http://dx.doi.org/10.1155/2015/161645>.

- Djuikouo K.M.N., Doucet J.-L., Nguembou K.C., Lewis L.S. et Sonke B. 2010. Diversity and aboveground biomass in three tropical forest types in the Dja Biosphere Reserve, Cameroon. *African Journal of Ecology* 48: 1053-1063.
- Duhoux E., et Nicole M., 2004. Biologie végétale. Association et interaction chez les plantes Eds. Dunod, Paris, 166p.
- Fahey B. J., Nightingale K. R., Nelson R. C., Palmeri M. L., et Trahey G. E., 2005. Acoustic radiation force impulse imaging of the abdomen: demonstration of feasibility and utility. *Ultrasound in medicine & biology*, 31(9): 1185-1198.
- Firmin S., Labidi S., Fontaine J., Laruelle F., Tisserant, B., Nsanganwimana F., Pourrut B., Dalpé Y., Grandmougin A., Douay F. Shirali P., Verdin A. & Lounès-Hadj Sahraoui A., 2015. Arbuscular mycorrhizal fungal inoculation protects *Miscanthus × giganteus* against trace element toxicity in a highly metal-contaminated site. *Science of The Total Environment*, 91–99.
- Fortin J.A., Plenchette C. et Piché Y., 2008. Les mycorhizes la nouvelle révolution verte. Ed. *Les mycorhizes en agricultures*. MultiMondes, Québec : 87-108.
- Fraga-Beddiar A. & Le Tacon F., 1990. Interactions between a VA mycorrhizal fungus and *Frankia* associated with alder (*Alnus glutinosa* (L.) Gaetn.). *Symbiosis*, 9 : 247-258.
- Garbaye J., 2013. La symbiose Mycorhizienne Une Association Entre Les Plantes et Les Champignons. Ed Quae. pp. 48-62.
- Gartlan J.S., Newbery D., Thomas D.W., et Waterman P.G., 1986. The influence of topography and soil phosphorus on the vegetation of Korup forest reserve, Cameroon. *Vegetatio*, 65: 131-148.
- Genre A. et Bonfante P. 2007. Check-in procedures for plant cell entry by biotrophic microbes. *Mol Plant-Microbe Interact*, 20: 1023-1030.
- Gentry A.H., 1988. Changes in plant community diversity and floristic composition on geographic and environmental gradients. *Ann. Mo. Bot. Gard.* 75, 1–34.
- Gilroy S. et Jones D.L. 2000. Through form to function: root hair development and nutrient uptake. *Trends in Plant Science*, 5: 56–60.
- Giovannetti M. et Sbrana C. 1998. Meeting a non-host: the behaviour of AM fungi. *Mycorrhiza*, 8:123-130.
- Giri P. K. et Schorey J. S., 2008. Exosomes derived from *M. Bovis* BCG infected macrophages activate antigen-specific CD4⁺ and CD8⁺ T cells in vitro and in vivo. *PloS one*, 3(6), e2461.

- Gobat J.M., Aragno M. et Matthey W., 2003. Le sol vivant, 2e Edition. Presses Polytechniques Universitaires Romandes, Lausanne, 568 p.
- Gonmadje C.F., Doumenge C., Sunderland T.C.H., Balinga M.P.B. et Sonké B., 2012. Analyse phytogéographique des forêts d'Afrique Centrale : le cas du massif de Ngovayang (Cameroun). *Plant Ecology and Evolution*, 145(2) : 152–164.
- Guedje M.N., 2002. *La gestion des populations d'arbres comme outil pour une exploitation durable des produits forestiers non ligneux : l'exemple de Garcinia lucida (Sud Cameroun)*. Thèse de doctorat : Université Libre de Bruxelles (Belgique) 207P.
- Habte M. et Turk D. 1991. Response of two species of Cassia and Gliricidia sepium to vesicular-arbuscular mycorrhizal infection. *Commun. Soil Sci. Plant Anal.*, 22 (17-18) : 1861-1872.
- Hallé F., Oldeman A. A. et Tomlinson P. B. 1978. Tropical trees and forests. An architectural analysis. *Springer Verlag, Berlin, Heidelberg, New-York*, 441 p.
- Harley J. L., and Smith S.E., 1983. Mycorrhizal symbiosis. Academic Press, London and New York.
- Hause R., Meeker J. D., Silva M. J. et Calafat A. M., 2006. Altered semen quality in relation to urinary concentrations of phthalate monoester and oxidative metabolites. *Journal of Financial Economics*, 82(3): 591-629.
- Högberg P., 1982. Mycorrhizal associations in some woodland and forest trees and shrubs in Tanzania. *New Phytol.* 92: 407-415.
- Holford I.C.R., 1997. Soil phosphorus: its measurement, and its uptake by plants. *Soil Research*, 35: 227–240.
- Hopkin 2003. Physiologie végétale. Edition de Boeck, 514 p.
- Janos DP 1980. Mycorrhizae influence tropical succession. *Biotropica*, 12: 56-64.
- Jiagho E.R., Zapfack L., Kabelong Banoho L.P.R., Tsayem-Demaze M., Corbonnois J. et Tchawa P., 2016. Diversité de la flore ligneuse à la périphérie du Parc national de Waza (Cameroun). *VertigO*, 16 (1). <http://vertigo.revues.org/17249> ; DOI : 10.4000/vertigo.17249.
- Kabelong B.L.P.R., Zapfack L., Weladji R.B., Djomo C. C., Nyako M. C., Nasang J. M., Tagnang N. M., & Mbobda R. B. T., 2020. Biodiversity and carbon sequestration potential in two types of tropical rainforest, Cameroon. *Acta oecologica*, 105, 103562.
- Kabelong B.L.P.R., Zapfack L., Weladji R.B., Nasang J.M., Chimi D.C., Nyako M.C., Madountsap T.N., Essono D.M., Sahnone P.J.M., Jiagho R., Kwomegne T.L.M., Tabue M.R.B. and Palla F.J.S., 2019. Characterization and Conservation Status of Evergreen

- 54 Rainforest Understory: Case of Campo Ma'an National Park (Cameroon). *Journal of Plant Sciences*, 6(4) :107-116.
- Köppen W. 1936. Das geographische system der klimate. In Köppen W. et Geiger, R(eds.) *Handbuch der klimatologie*, Berlin: 1-44.
- Kosuta S., Chabaud M., Loughon G., Gough C., Denarie J., Barker DG. et Bécard G. 2003. A diffusible factor from arbuscular mycorrhizal fungi induces symbiosis-specific MtENOD11 expression in roots of *Medicago truncatula*. *Plant Physiology* 131: 952-962.
- Krishna Mohan T. V. et Amit R. K., 2017. An analysis of End-of-Life Véhicule (ELV) recycling in emerging economies. *In: proceedings of the 35th international conference of the system dynamics society and 60th anniversary of system dynamics celebration*, Cambridge, UK. 1.
- Labidi S., Calonne M., Ben Jeddi F., Debiante D., Rezgui S., Laruelle F., Tisserant B., Ruiz-Sánchez M., Aroca R., Muñoz Y., Polón R. & Ruiz-Lozano J.M., 2010. The arbuscular mycorrhizal symbiosis enhances the photosynthetic efficiency and the antioxidative response of rice plants subjected to drought stress. *Journal of Plant Physiology*, 167: 862–869.
- Lambers H., Mougel C., Jaillard B. et Hinsinger P., 2009. Plant-microbe-soil interactions in the rhizosphere: an evolutionary perspective. *Plant Soil*. 321: 83-115.
- Lambers H., Raven J.A., Shaver G.R. et Smith S.E. 2008. Plant nutrient-acquisition strategies change with soil age. *Trends in Ecology and Evolution*, 23: 95-103.
- Landeweert R., Hoffland E., Finlay R.D., Kuyper T.W. et van Breemen N. 2001. Linking plant to rocks: ectomycorrhizal fungi mobilize nutrients from minerals. *Trends in Ecology & Evolution*, 16: 248-255.
- Latef A.A.H. & Chaoxing H., 2011. Effect of arbuscular mycorrhizal fungi on growth, mineral nutrition, antioxidant enzymes activity and fruit yield of tomato grown undersalinity stress. *Scientia Horticulturae*, 127(3): 228-233.
- Lescuyer G., 2000. *Evaluation économique et gestion viable de la forêt tropicale* (Doctoral dissertation, Ecole des Hautes Etudes en Sciences Sociales (EHESS)).
- LeTacon F., 1985. Principaux types mycorrhiziens actuels représentés sur une coupe transversale de racine. *INRA Nancy- La Recherche*, 624-632.
- Letouzey R. 1986.-Manuel of forest botany africa, general botany (translation by Hugget R.): I -194 p Nogent-Sur-Marne, CTFT.

- Letouzey R., 1968. Etude phytogéographique du Cameroun. Encyclopédie biologique LXIX, P. Le Chevalier Eds, 511 p.
- Letouzey R., 1982. Manuel de botanique forestière Afrique tropicale, Tome I, Botanique générale. Centre forestier tropical, Nogent S/Marne, 461 p.
- Letouzey R., 1983. Manuel de botanique forestière. Afrique tropicale. Tome 2A, Centre Technique Forestier Tropical, 94-Nogent S/Marne, France.
- Letouzey R., 1985. Notice de la carte phytogéographique du Cameroun au 1/500 000. 30 p.
- Libalah M.B., Droissart V., Sonké B., Barbier N., Dauby G., Fortunel C., Kamdem G., Kamdem N., Lewis S.L., Mofack G.I.I., Momo S.T., Pélissier R., Ploton P., Texier N., Zebazé D., et Couteron P., 2020. Additive influences of soil and climate gradients drive tree community composition of Central African rain forests. *Journal of Vegetation Science*, 31(6), 1154–1167. <https://doi.org/10.1111/JVS.12918>.
- Logi C., Sbrana C., & Giovannetti M., 1998. Cellular events involved in survival of individual arbuscular mycorrhizal symbionts growing in the absence of the host. *Applied Microbiology*. 64 : 3473–3479.
- Louisanna E., De Grandcourt A. et Garbaye J., 2003. Symbiose mycorrhizienne et nutrition minérale. *Revue forestière française*, 55(sp), 74-83.
- Luttge U., Kluge M & Bauer G., 2002. Botanique ; traité fondamental, 3e édition Lavoisier, Tec et Doc, Paris. 21p.
- Madountsap T.N., 2018. *Biodiversité et dynamique de carbone dans les agroforêts cacao de la région du Centre Cameroun* : Thèse de doctorat : Université de Yaoundé I. 192 p.
- Magurran A.E., 2004. Measuring biological diversity. Blackwell Publishing, USA. 256 p.
- Mahouachi J., Socorro A.R. & Talon M., 2006. Responses of papaya seedlings (*Carica papaya* L.) to water stress and re-hydration: growth, photosynthesis and mineral nutrient imbalance. *Plant and Soil*, 281: 137–143.
- Maley J., 2002. A catastrophic destruction of African forests about 2,500 years ago still exerts a major influence on present vegetation formations. *IDS Bull*, 33 :13-30.
- Mbolo M., Amougou A., et Ramagazon G., 1998. La cartographie de la végétation au service de la gestion des écosystèmes forestiers. Cas de la Reserve de Faune du Dja. Séminaire FORAFRI de Libreville-Session, 4.
- Mekahlia M.N., 2014. *Dépendance mycorrhizienne de l'olivier (Olea europaea L.) dans l'est algérien et mycorhization contrôlée de la variété Ferkeni*. Thèse de Doctorat, Université Badji Mokhtar Annaba, Algérie, 160p.

- Miller R.M., Jastrow J.D. & Reinhardt D.R., 1995. External hyphal production of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in pasture and tallgrass prairie communities. *Oecologia*. 103 : 17–23.
- Miller R.M., Jastrow J.D. et Reinhardt D.R. 1995. External hyphal production of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in pasture and tallgrass prairie communities. *Oecologia*, 103: 17–23.
- Miransari M., Bahrami H.A., Rejali F. & Malakouti M.J., 2008. Using arbuscular mycorrhiza to alleviate the stress of soil compaction on wheat (*Triticum aestivum* L.) growth. *Soil Biology and Biochemistry*, 40: 1197–1206.
- Morris R.J., 2010. Anthropogenic impacts on tropical forest biodiversity: a network structure and ecosystem functioning perspective. *Philosophical transactions of the Royal Society of London. Series B, Biological sciences*, 365: 3709-3718.
- Nadia D. et Lyne G., 2002. Les champignons mycorrhiziens. 1-12p
- Nagahashi G. et Douds D.D. J., 2000. Partial separation of root exudate components and their effects upon the growth of germinated spores of AM fungi. *Mycological Research* 104: 1453–1464.
- Nagahashi G. et Douds Jr., 1997. Appressorium formation by AM fungi on isolated cell walls of canot roots. *New phytol*, 136 :299-304.
- Ndotar M., 2004. *Diversité floristique des recrûs dans les plantations de la Cellucam près d'Edea*. Mémoire de DEA : Université de Yaoundé I (Cameroun), 52 p.
- Newbery D.M. et Alexander I.J., Thomas D.W. et Gartlan J.S., 1988. Ectomycorrhizal rain forest legumes and soil phosphorus in Korup National Park, Cameroon. *New Phytol*, 109: 33-50.
- Ngoufo R., Njoumeme N., et Parren M., 2012. État des lieux.
- Ongolo Symphorien, 2012. Can “fragile states” decide to reduce their deforestation? The inappropriate use of the REDD mechanism. *Forest policy and economics*, 18: 38-45.
- Onguene A.N., 1999. Abondance et distribution des associations mycorrhiziennes en forêt tropicale humide du sud Cameroun. Présentation au séminaire FORAFRI de Libreville – Session 2 : connaissance de l'écosystème, 13p.
- Parmentier M., Dubois V., Breton S., Linder M. et Fanni J. 2007. Fatty acid profiles of 80 vegetable oils with regard to their nutritional potential. *European journal of lipid science and technology*. 109(7): 710-732.
- Parniske M, 2004. Molecular genetics of the arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Current Opinion in Plant Biology* 7: 414-421.

- Parniske M., 2008. Arbuscular mycorrhiza: the mother of plant root endosymbioses. *Nature Reviews Microbiology* 6: 763-775.
- Pavoine S., 2005. Méthodes statistiques pour la mesure de la biodiversité. Thèse de doctorat, Université Claude Bernard Lyon I, France, 252 p.
- Pawlowska T.E. & Charvat I., 2004. Heavy-metal stress and developmental patterns of arbuscular mycorrhizal fungi. *Applied and Environmental Microbiology*.70, 6643–6649.
- Peterson R. et Massicote H. B., 2004. Exploring structural definitions of Mycorrhizas, with emphasis on nutrient-exchange interfaces. *Canadian journal of botany*, 82(8): 1074-1088.
- Phillips J., et Hayman D., 1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society*. 55:158–161, IN16–IN18. [https://doi.org/doi:10.1016/S0007-1536\(70\)80110-3](https://doi.org/doi:10.1016/S0007-1536(70)80110-3).
- Phillips, J.M., & Hayman, D.S. 1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society*. 55, 158–161.
- Puig H., 2001b. Diversité spécifique et déforestation : l'exemple des forêts tropicales humides du Mexique. *Bois et Forêts des Tropiques*. 268 (2): 41-55.
- Redecker D., Bidartondo M.I. et Dominguez L., 2002. Epiparasitic plants specialized on arbuscular mycorrhizal fungi. *Nature*. 419 (6905): 389-392.
- Requena N., Serrano E., Ocón A. et Breuninger M., 2007. Plant signals and fungal perception during arbuscular mycorrhiza establishment. *Phytochemistry* 68: 33-40.
- Rickelfs R.E. et Miller G.L. 2005. *Ecologie*, 4e édition (ed D Boeck). Bruxelles.
- Riéra B., 1998. Caractérisation d'une mosaïque forestière et de sa dynamique en forêt tropicale humide sempervirente. *BIOTROPICA* 30 (2) : 251 – 260.
- Riéra B., 2011. La forêt tropicale : Architecture et Biomasse. Conférence Université de Dschang 8 juin 2011.
- Rilling J.K., Gutman D.A., Zeh T.R., Pagnoni G., Berns G.S. & Kilts C.D., 2002. A neural basis for social cooperation. *Neuron*, 35 : 395–405.
- Rosendahl S., Mikkelsen B. L. et Jakobsen I. 2008. Underground resource allocation between individual networks of mycorrhizal fungi. *New phytologist*, 180(4), 890-898.

- Salle J-C. et Monfort A. 1999. Evaluation de la composante Cameroun du projet de Conservation et d'Utilisation Rationnelle des Ecosystèmes Forestiers en Afrique Centrale (ECOFAC). AGRIFOR Consult. Wavre, Belgique. 111P+Annexes.
- Scervino J.M., Ponce M.A., Erra-Bassells R., Vierheilig H., Ocampo J.A. et Godeas A., 2005. Flavonoids exhibit fungal species and genus specific effects on the presymbiotic growth *Gigaspora* and *Glomus*. *Mycological Research*, 109: 789-794.
- Schenck N.C. et Perez Y., 1990. Manual for the Identification of Va Mycorrhizal Fungi Gainesville, USA, *Synergistic Publications*. 87-120p.
- Schmitt J.C., 2007. Strongly diverging population generic patterns of three skipper species: the role of habitat fragmentation and dispersal ability. *Conservation generics*. 8: 671-681.
- Schüßler A., Schwarzott D. et Walker C., 2001. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Myc. Res*, 105: 1413-1421.
- Schwarzott D., Schüßler A. et Walker C., 2001. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycol. Res*. 105 :1413–1421.
- Scoupe, M., 2011. *Composition floristique et diversité de la végétation de la zone Est du Parc National de Taï (Côte d'Ivoire)*. Master Université de Genève. 194 pp.
- Shannon C. E., and Weaver W., 1949. The Mathematical Theory of Communication. *University of Illinois Press*, Urbana. 1-117 p.
- Shannon C.E., 1948. A mathematical theory of communication Bell System. *Technical Journal*, 7 :271-423, 623-656.
- Simpson E.H. 1949. Measurement of Diversity. *Nature*, 163, 688p. <http://dx.doi.org/10.1038/163688a0>.
- Smith F.A., Jakobsen I. et Smith S.E., 2000. Spatial differences in acquisition of soil phosphate between two arbuscular mycorrhizal fungi in symbiosis with *Medicago truncatula*. *New Phytologist*, 147: 357–366.
- Smith S.E. & Smith F.A., 1990. Structure and function of the interfaces in biotrophic symbioses as they relate to nutrient transport. *New Phytologist*, 114: 1–38.
- Smith S.E. et Gianinazzi-Pearson V., 1988. Physiological interactions between symbionts in vesicular-arbuscular mycorrhizal plants. *Plant Physiol*, 39: 221-244.
- Smith S.E. et Read D.J., 1997. Mycorrhizal symbiosis. Second edition. Academic Press; Harcourt Brace and Company Publishers, 605p.
- Smith S.E., Jakobsen I., Grønlund M. & Smith F.A., 2011. Roles of arbuscular mycorrhizas in plant phosphorus nutrition: Interactions between pathways of phosphorus uptake in

- arbuscular mycorrhizal roots have important implications for understanding and manipulating plant phosphorus acquisition. *Plant Physiology*, 156 : 1050–1057.
- Sonké B., 2004. Forêts de la réserve du Dja (Cameroun) : Etude floristique et structurale. Meise, Jardin Botanique National de Belgique, 144 p.
- Sonké B., 2005. Forêts de la Réserve du Dja (Cameroun) : Etudes floristiques et structurales. *Scripta Botanica Belgica* 32 : 144.
- Tabue S. P. et Foster R. B., 2016. Diversity of canopy trees in a Neotropical forest and implications for the conservation of tropical trees. Pp. 25–41 in Sutton S. J., Whitmore T. C. & Chadwick A. C. (eds.). *Tropical rain forest: ecology and management*. Blackwell, Oxford.
- Tajeukem, V.C., Fongnzossie, F.E., Kemeuze, V.A. and Nkongmeneck, B.-A. (2014). Vegetation structure and species composition at the northern periphery of the Boumba-Bek National Park, Southeastern Cameroon. *African Study Monographs* 49: 13- 46.
- Tchigankong N.D., 2016. Germany and Global Governance of Natural Resources in Africa, case study: Benin, Cameroun and Namibia. *OmniScriptum GmbH*, pp. 18-20.
- Tisdall J.M., 1991. Fungal hyphae and structural stability of soil. *Soil Research*, 29 : 729–743.
- Trouvelot A., Kough J.L. et Gianinazzi-Pearson V., 1986, Mesure du taux de mycorhization VA d'un système racinaire. Recherche de méthodes d'estimation ayant une signification fonctionnelle. *In : physiology and genetics aspects of mycorrhizae*. Gianinazzi-Pearson V. et Gianinazzi S. (Eds), *Ist ESM, INRA Press*, Paris, 217-221 p.
- Van generden, 2004. *Disturbant diversity and distribution in Central African rain forest*. These de doctorant, université de wegennigen, 167p.
- Verdin A., Sahraoui A.L.H., Fontaine J., Grandmougin-Ferjani A. & Durand R., 2006. Effects of anthracene on development of an arbuscular mycorrhizal fungus and contribution of the symbiotic association to pollutant dissipation. *Mycorrhiza*, 16: 397–405.
- Vierheilig H., Coughlan A., Wyss U. et Piché Y., 1998. Ink and Vinegar, a Simple Staining Technique for Arbuscular-Mycorrhizal Fungi. *Applied and Environmental Microbiology*, 64 (12), pp. 5004 -5007
- Walker C. et Mize C.W., 1982 -Population of endogonaceous fungi at two locations in Central. *Iowa. Can. Bo.* 60: 2518-252
- Wang B. et Qiu Y.L. 2006. Phylogenetic distribution and evolution of mycorrhizas in land plants. *Mycorrhiza*, 16: 299–363.
- White F., 1983. The Vegetation of Africa. Paris, UNESCO. 352p.

- Wolf A.L., 2009. Bird use of epiphyte resources in an old-growth coniferous forest of the Pacific Northwest. Master of Environmental Studies, the Evergreen State College (USA). 112: 15-28.
- Wright S.F. et Upadhyaya A., 1998. A survey of soils for aggregate stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant and Soil*, 19: 97–107.
- Yu T.E., J.C., Egger K. N. et Petterson R.L., 2001. a. Ectoendomycorrhizal associations characteristics and function. *Mycorrhiza*, 11:167-177p.

ANNEXES

Annexe 1 : Annexe 1. Fiche de collecte des données

N° du quadrat:

Coordonnées : enregistré par :

Localisation :

Date :

Feuille N°

N°	Espèces	Famille	DBH
1			
2			
3			
4			
5			
6			
7			
8			
9			
10			
11			
12			
13			
14			
15			
16			
17			
18			
19			
20			

Annexe 1. Listes d'espèces issues de l'inventaire floristique

N°	Noms scientifiques	Famille
1	<i>Scottellia klaineana</i>	Achariaceae
2	<i>Antrocaryon klaineanum</i>	Anacardiaceae
3	<i>Lannea welwitschii</i>	Anacardiaceae
4	<i>Pseudospondias microcarpa</i>	Anacardiaceae
5	<i>Sorindeia grandifolia</i>	Anacardiaceae
6	<i>Trichoscypha acuminata</i>	Anacardiaceae
7	<i>Trichoscypha arborea</i>	Anacardiaceae
8	<i>Trichoscypha oddonii</i>	Anacardiaceae
9	<i>Annickia affinis</i>	Annonaceae
10	<i>Anonidium mannii</i>	Annonaceae
11	<i>Cleistopholis glauca</i>	Annonaceae
12	<i>Cleistopholis patens</i>	Annonaceae
13	<i>Duguetia staudtii</i>	Annonaceae
14	<i>Greenwayodendron suaveolens</i>	Annonaceae
15	<i>Hexalobus crispiflorus</i>	Annonaceae
16	<i>Isolona hexaloba</i>	Annonaceae
17	<i>Monodora tenuifolia</i>	Annonaceae
18	<i>Uvariastrum pierreanum</i>	Annonaceae
19	<i>Uvariastrum zenkeri</i>	Annonaceae
20	<i>Xylopi aethiopica</i>	Annonaceae
21	<i>Xylopi aurantiiodora</i>	Annonaceae
22	<i>Xylopi hypolampra</i>	Annonaceae
23	<i>Xylopi quintasii</i>	Annonaceae
24	<i>Xylopi staudtii</i>	Annonaceae
25	<i>Alstonia boonei</i>	Apocynaceae
26	<i>Funtumia africana</i>	Apocynaceae
27	<i>Funtumia elastica</i>	Apocynaceae
28	<i>Picralima nitida</i>	Apocynaceae
29	<i>Rauvolfia caffra</i>	Apocynaceae
30	<i>Rauvolfia vomitoria</i>	Apocynaceae

31	<i>Tabernaemontana crassa</i>	Apocynaceae
32	<i>Fernandoa adolfi-friderici</i>	Bignoniaceae
33	<i>Markhamia tomentosa</i>	Bignoniaceae
34	<i>Spathodea campanulata</i>	Bignoniaceae
35	<i>Cordia aurantiaca</i>	Boraginaceae
36	<i>Canarium schweinfurthii</i>	Burseraceae
37	<i>Dacryodes igaganga</i>	Burseraceae
38	<i>Santiria trimera</i>	Burseraceae
39	<i>Mammea africana</i>	Calophyllaceae
40	<i>Celtis mildbraedii</i>	Cannabaceae
41	<i>Celtis tessmannii</i>	Cannabaceae
42	<i>Centropus glaucinus</i>	Centropaceae
43	<i>Maranthes glabra</i>	Chrysobalanaceae
44	<i>Parinari excelsa</i>	Chrysobalanaceae
45	<i>Allanblackia floribunda</i>	Clusiaceae
46	<i>Allanblackia gabonensis</i>	Clusiaceae
47	<i>Garcinia kola</i>	Clusiaceae
48	<i>Garcinia mannii</i>	Clusiaceae
49	<i>Symphonia globulifera</i>	Clusiaceae
50	<i>Pteleopsis hylodendron</i>	Combretaceae
51	<i>Terminalia superba</i>	Combretaceae
52	<i>Diospyros hoyleana</i>	Ebenaceae
53	<i>Diospyros mannii</i>	Ebenaceae
54	<i>Diospyros preussii</i>	Ebenaceae
55	<i>Discoglypema caloneura</i>	Euphorbiaceae
56	<i>Macaranga barteri</i>	Euphorbiaceae
57	<i>Macaranga spinosa</i>	Euphorbiaceae
58	<i>Mallotus oppositifolius</i>	Euphorbiaceae
59	<i>Mareyopsis longifolia</i>	Euphorbiaceae
60	<i>Ricinodendron heudelotii</i>	Euphorbiaceae
61	<i>Shirakiopsis elliptica</i>	Euphorbiaceae
62	<i>Tetrorchidium didymostemon</i>	Euphorbiaceae
63	<i>Azalia bipindensis</i>	Fabaceae

64	<i>Albizia adianthifolia</i>	Fabaceae
65	<i>Albizia ferruginea</i>	Fabaceae
66	<i>Amphimas ferrugineus</i>	Fabaceae
67	<i>Amphimas pterocarpoides</i>	Fabaceae
68	<i>Angylocalyx pynaertii</i>	Fabaceae
69	<i>Anthonothea cladantha</i>	Fabaceae
70	<i>Anthonothea ferruginea</i>	Fabaceae
71	<i>Anthonothea macrophylla</i>	Fabaceae
72	<i>Baikiaea insignis</i>	Fabaceae
73	<i>Baphia pubescens</i>	Fabaceae
74	<i>Calpocalyx dinklagei</i>	Fabaceae
75	<i>Cylicodiscus gabunensis</i>	Fabaceae
76	<i>Detarium macrocarpum</i>	Fabaceae
77	<i>Dialium bipindense</i>	Fabaceae
78	<i>Dialium dinklagei</i>	Fabaceae
79	<i>Dialium guineense</i>	Fabaceae
80	<i>Distemonanthus benthamianus</i>	Fabaceae
81	<i>Erythrophleum ivorense</i>	Fabaceae
82	<i>Erythrophleum suaveolens</i>	Fabaceae
83	<i>Hylodendron gabunense</i>	Fabaceae
84	<i>Millettia barteri</i>	Fabaceae
85	<i>Pachyelasma tessmannii</i>	Fabaceae
86	<i>Parkia bicolor</i>	Fabaceae
87	<i>Pentaclethra macrophylla</i>	Fabaceae
88	<i>Piptadeniastrum africanum</i>	Fabaceae
89	<i>Pterocarpus mildbraedii</i>	Fabaceae
90	<i>Pterocarpus soyauxii</i>	Fabaceae
91	<i>Tessmannia anomala</i>	Fabaceae
92	<i>Tetrapleura tetraptera</i>	Fabaceae
93	<i>Desbordesia glaucescens</i>	Irvingiaceae
94	<i>Irvingia gabonensis</i>	Irvingiaceae
95	<i>Irvingia grandifolia</i>	Irvingiaceae
96	<i>Irvingia robur</i>	Irvingiaceae

97	<i>Klainedoxa gabonensis</i>	Irvingiaceae
98	<i>Phyllocosmus africanus</i>	Ixonanthaceae
99	<i>Vitex rivularis</i>	Lamiaceae
100	<i>Beilschmiedia obscura</i>	Lauraceae
101	<i>Petersianthus macrocarpus</i>	Lecythidaceae
102	<i>Lepidobotrys staudtii</i>	Lepidobotryaceae
103	<i>Ceiba pentandra</i>	Malvaceae
104	<i>Chlamydocola chlamydantha</i>	Malvaceae
105	<i>Cola acuminata</i>	Malvaceae
106	<i>Cola altissima</i>	Malvaceae
107	<i>Cola lateritia</i>	Malvaceae
108	<i>Desplatsia dewevrei</i>	Malvaceae
109	<i>Duboscia macrocarpa</i>	Malvaceae
110	<i>Eribroma oblonga</i>	Malvaceae
111	<i>Grewia coriacea</i>	Malvaceae
112	<i>Nesogordonia kabingaensis</i>	Malvaceae
113	<i>Sterculia tragacantha</i>	Malvaceae
114	<i>Carapa procera</i>	Meliaceae
115	<i>Entandrophragma angolense</i>	Meliaceae
116	<i>Entandrophragma candollei</i>	Meliaceae
117	<i>Leplaea cedrata</i>	Meliaceae
118	<i>Lovoa trichilioides</i>	Meliaceae
119	<i>Trichilia prieuriana</i>	Meliaceae
120	<i>Trichilia rubescens</i>	Meliaceae
121	<i>Trichilia tessmannii</i>	Meliaceae
122	<i>Trichilia welwitschii</i>	Meliaceae
123	<i>Ficus mucuso</i>	Moraceae
124	<i>Milicia excelsa</i>	Moraceae
125	<i>Treculia africana</i>	Moraceae
126	<i>Coelocaryon preussii</i>	Myristicaceae
127	<i>Pycnanthus angolensis</i>	Myristicaceae
128	<i>Staudtia kamerunensis</i>	Myristicaceae
129	<i>Syzygium rowlandii</i>	Myrtaceae

130	<i>Coula edulis</i>		Olacaceae
131	<i>Heisteria parvifolia</i>		Olacaceae
132	<i>Ongokea gore</i>		Olacaceae
133	<i>Strombosia grandifolia</i>		Olacaceae
134	<i>Strombosia pustulata</i>		Olacaceae
135	<i>Strombosiopsis tetrandra</i>		Olacaceae
136	<i>Panda oleosa</i>		Pandaceae
137	<i>Barteria fistulosa</i>		Passifloraceae
138	<i>Antidesma laciniatum</i>		Phyllanthaceae
139	<i>Antidesma membranaceum</i>		Phyllanthaceae
140	<i>Bridelia micrantha</i>		Phyllanthaceae
141	<i>Hymenocardia heudelotii</i>		Phyllanthaceae
142	<i>Hymenocardia lyrata</i>		Phyllanthaceae
143	<i>Keayodendron bridelioides</i>		Phyllanthaceae
144	<i>Maesobotrya klaineana</i>		Phyllanthaceae
145	<i>Margaritaria discoidea</i>		Phyllanthaceae
146	<i>Uapaca guineensis</i>		Phyllanthaceae
147	<i>Uapaca mole</i>		Phyllanthaceae
148	<i>Uapaca staudtii</i>		Phyllanthaceae
149	<i>Drypetes gossweileri</i>		Putranjivaceae
150	<i>Drypetes klainei</i>		Putranjivaceae
151	<i>Drypetes leonensis</i>		Putranjivaceae
152	<i>Drypetes preussii</i>		Putranjivaceae
153	<i>Lasiodiscus mannii</i>		Rhamnaceae
154	<i>Maesopsis eminii</i>		Rhamnaceae
155	<i>Anopyxis klaineana</i>		Rhizophoraceae
156	<i>Afrocanthium lactescens</i>		Rubiaceae
157	<i>Aorantho cladantha</i>		Rubiaceae
158	<i>Brenania brieyi</i>		Rubiaceae
159	<i>Corynanthe macroceras</i>		Rubiaceae
160	<i>Corynanthe pachyceras</i>		Rubiaceae
161	<i>Massularia acuminata</i>		Rubiaceae
162	<i>Nauclea diderrichii</i>		Rubiaceae

163	<i>Pauridiantha floribunda</i>	Rubiaceae
164	<i>Psydrax subcordata</i>	Rubiaceae
165	<i>Rothmannia hispida</i>	Rubiaceae
166	<i>Rothmannia lujae</i>	Rubiaceae
167	<i>Rothmannia talbotii</i>	Rubiaceae
168	<i>Zanthoxylum gillettii</i>	Rutaceae
169	<i>Zanthoxylum leprieurii</i>	Rutaceae
170	<i>Casearia aculeata</i>	Salicaceae
171	<i>Homalium le-testui</i>	Salicaceae
172	<i>Oncoba dentata</i>	Salicaceae
173	<i>Oncoba glauca</i>	Salicaceae
174	<i>Oncoba welwitschii</i>	Salicaceae
175	<i>Allophylus africanus</i>	Sapindaceae
176	<i>Blighia sapida</i>	Sapindaceae
177	<i>Blighia welwitschii</i>	Sapindaceae
178	<i>Eriocoelum macrocarpum</i>	Sapindaceae
179	<i>Laccodiscus pseudostipularis</i>	Sapindaceae
180	<i>Lecaniodiscus cupanioides</i>	Sapindaceae
181	<i>Pancovia laurentii</i>	Sapindaceae
182	<i>Baillonella toxisperma</i>	Sapotaceae
183	<i>Chrysophyllum africanum</i>	Sapotaceae
184	<i>Chrysophyllum boukokoense</i>	Sapotaceae
185	<i>Chrysophyllum giganteum</i>	Sapotaceae
186	<i>Chrysophyllum lacourtianum</i>	Sapotaceae
187	<i>Chrysophyllum pruniforme</i>	Sapotaceae
188	<i>Omphalocarpum elatum</i>	Sapotaceae
189	<i>Synsepalum dulcificum</i>	Sapotaceae
190	<i>Tridesmostemon omphalocarpoides</i>	Sapotaceae
191	<i>Quassia gabonensis</i>	Simaroubaceae
192	<i>Musanga cecropioides</i>	Urticaceae
193	<i>Myrianthus arboreus</i>	Urticaceae
194	<i>Rinorea dentata</i>	Violaceae
195	<i>Rinorea oblongifolia</i>	Violaceae

Annexe 3: Indice de valeur important

Espèces	Fréquence relative	dominance relative	densité relative	IVI
<i>Petersianthus macrocarpus</i>	0.9596929	11.7291159	5.56053812	18.2493469
<i>Tabernaemontana crassa</i>	0.9596929	1.67464226	6.50224215	9.13657731
<i>Desbordesia glaucescens</i>	0.9596929	2.9960814	5.11210762	9.06788192
<i>Carapa procera</i>	0.9596929	1.98230473	5.06726457	8.0092622
<i>Uapaca guineensis</i>	0.76775432	3.87172955	2.51121076	7.15069463
<i>Anonidium mannii</i>	0.9596929	1.40426586	4.21524664	6.5792054
<i>Pentaclethra macrophylla</i>	0.9596929	2.3367352	1.65919283	4.95562092
<i>Greenwayodendron suaveolens</i>	0.9596929	1.30873485	2.51121076	4.77963851
<i>Heisteria parvifolia</i>	0.9596929	1.95210557	1.74887892	4.66067739
<i>Macaranga barteri</i>	0.9596929	2.25140855	1.30044843	4.51154987
<i>Trichoscypha acuminata</i>	0.9596929	0.86398661	2.60089686	4.42457637
<i>Distemonanthus benthamianus</i>	0.9596929	2.14021107	0.76233184	3.86223581
<i>Erythrophleum ivorense</i>	0.57581574	2.91066322	0.31390135	3.80038031
<i>Annickia affinis</i>	0.9596929	1.23300531	1.56950673	3.76220494
<i>Santiria trimera</i>	0.9596929	0.76563123	1.97309417	3.69841829
<i>Oncoba glauca</i>	0.9596929	0.49267571	2.15246637	3.60483498
<i>Strombosiaopsis tetrandra</i>	0.9596929	1.19856368	1.34529148	3.50354805
<i>Uapaca mole</i>	0.76775432	1.58220043	0.98654709	3.33650183
<i>Cola lateritia</i>	0.57581574	1.93735794	0.80717489	3.32034857

Annexe 4: indice de valeur familiale

Familles	Densité relative famille	fréquence relative	Dominance relative	FIV
Annonaceae	10.807175	6.0714466	19.884067	36.762688
Fabaceae	10.493274	5.8950975	19.306521	35.694892
Apocynaceae	8.3408072	4.6858467	15.346209	28.372863
Meliaceae	7.6233184	4.2827631	14.026105	25.932187
Irvingiaceae	6.1883408	3.476596	11.385897	21.050834
Phyllanthaceae	5.8295964	3.2750542	10.725845	19.830496
Lecythidaceae	5.5605381	3.1238978	10.230806	18.915242
Olacaceae	5.5156951	3.0987051	10.1483	18.7627
Anacardiaceae	5.1569507	2.8971633	9.4882477	17.542362
Euphorbiaceae	3.5426009	1.9902252	6.5180136	12.05084
Salicaceae	3.1838565	1.7886834	5.8579616	10.830502
Malvaceae	3.1390135	1.7634907	5.7754551	10.677959
Burseraceae	2.7802691	1.5619489	5.1154031	9.4576211
Sapotaceae	2.4215247	1.3604071	4.4553511	8.2372829
Rubiaceae	2.1524664	1.2092508	3.9603121	7.3220292
Sapindaceae	1.9730942	1.1084799	3.6302861	6.7118601
Cannabaceae	1.5695067	0.8817454	2.8877276	5.3389796
Ixonanthaceae	1.3004484	0.730589	2.3926885	4.423726
Myristicaceae	1.3004484	0.730589	2.3926885	4.423726
Centroplacaceae	1.0762332	0.6046254	1.980156	3.6610146
Bignoniaceae	0.8071749	0.453469	1.485117	2.745761
Urticaceae	0.8071749	0.453469	1.485117	2.745761
Combretaceae	0.7623318	0.4282763	1.4026105	2.5932187
Rutaceae	0.7623318	0.4282763	1.4026105	2.5932187
Putranjivaceae	0.6726457	0.3778909	1.2375975	2.2881341
Pandaceae	0.6278027	0.3526981	1.155091	2.1355919
Clusiaceae	0.5829596	0.3275054	1.0725845	1.9830496
Moraceae	0.5829596	0.3275054	1.0725845	1.9830496
Simaroubaceae	0.5381166	0.3023127	0.990078	1.8305073
Calophyllaceae	0.4932735	0.27712	0.9075715	1.677965

Lamiaceae	0.4484305	0.2519272	0.825065	1.5254228
Lepidobotryaceae	0.4484305	0.2519272	0.825065	1.5254228
Ebenaceae	0.4035874	0.2267345	0.7425585	1.3728805
Chrysobalanaceae	0.3587444	0.2015418	0.660052	1.2203382
Violaceae	0.3587444	0.2015418	0.660052	1.2203382
Lauraceae	0.3139014	0.1763491	0.5775455	1.0677959
Achariaceae	0.2690583	0.1511564	0.495039	0.9152537
Myrtaceae	0.2242153	0.1259636	0.4125325	0.7627114
Passifloraceae	0.2242153	0.1259636	0.4125325	0.7627114
Rhamnaceae	0.1345292	0.0755782	0.2475195	0.4576268
Rhizophoraceae	0.1345292	0.0755782	0.2475195	0.4576268
Anisophylleaceae	0.0448431	0.0251927	0.0825065	0.1525423
Boraginaceae	0.0448431	0.0251927	0.0825065	0.1525423