

UNIVERSITÉ DE YAOUNDÉ I
THE UNIVERSITY OF YAOUNDE I



FACULTÉ DES SCIENCES
FACULTY OF SCIENCE

DÉPARTEMENT DE MICROBIOLOGIE

DEPARTMENT OF MICROBIOLOGY

Laboratoire de Microbiologie des sols

**POTENTIEL SYMBIOTIQUE DES CHAMPIGNONS
MYCORHIZIENS ARBUSCULAIRES SUR LES PLANTULES
D'AUTRANELLA CONGOLENSIS : TAXON EN DANGER
CRITIQUE D'EXTINCTION DANS LES ECOSYSTEMES
FORESTIERS DU GRAND SUD CAMEROUN.**

Mémoire rédigé en vue de l'obtention du diplôme de master académique en Microbiologie

Option : Microbiologie du sol et de l'environnement

Par

KONG ESSOME Oscar

Licencié-es sciences

Matricule : 16K2472

Sous la direction de :

ESSONO Damien marie

Chargé de Cours



Année académique 2022-2023

DÉDICACE

À ma très chère mère **ELOKO Béatrice**, mon feu papa **ESSOME KONG Pierre Leonel**, mes
frères et sœurs et à toute ma famille

REMERCIEMENTS

La réalisation de ce travail n'aurait jamais été possible sans la participation d'un certain nombre de personnes, qu'elles trouvent ici l'expression de ma profonde considération. Il s'agit de :

- Prof Jean Justin ESSIA NGANG, Chef du Département de Microbiologie et à tous les enseignants du Département de Microbiologie, pour la formation de qualité et l'édification à la recherche ;
- Dr ESSONO Damien Marie, Chargé de cours au département de Microbiologie à la faculté des sciences de l'université de Yaoundé 1. Sachez combien, je vous suis reconnaissant pour la confiance et la patience que vous m'avez accordée. Merci pour la disponibilité, la simplicité, la rigueur et la bonne humeur que vous avez manifesté tout au long de ce travail ;
- Le Président et les membres du jury, pour leur disponibilité et leurs contributions dans l'examen de ce travail afin de déceler les insuffisances ;
- Je tiens à remercier spécialement tous les Enseignants du Département de Microbiologie, qui furent les premiers à me faire découvrir la Microbiologie dans son ensemble.
- Je pense aux doctorants du Laboratoire de Microbiologie des Sols et Environnement, en particulier NYANGA AWONO Christophe, ZOA Marie Yves Hugues pour leur assistance à la réalisation des analyses au laboratoire et l'amélioration de la qualité du document ;
- Mes frères et mes sœurs, je pense à ESSOME ESSOME Junior, KETTI Fabrice, MBOUOMBOUO ALASSA Hamsa, MOUKOURI ESSOME Kevine, ELOKO Véronique SELEHOUL Sabine pour la joie offerte et leurs encouragements de chaque jour ;
- Mes camarades de promotion ainsi que mes amis et plus particulièrement ACKOC Benjamin, BENGONO Antoine, BIFOMO Leonel avec qui j'ai partagé de très beaux moments, pour leur assistance au cours de la réalisation des travaux ;
- Tous les membres de ma famille particulièrement à mes oncles MBASSI Polydore, NDOCK Beauzé, NYAMA Philipe et à mes tantes TCHUISSEU Madeleine, BOUBOU Alice et à tous ceux qui de près ou de loin ont contribué à l'élaboration de ce mémoire et dont les noms ne figurent pas dans ce document. Ce travail marque l'accomplissement de tous vos sacrifices et conseils dont vous m'avez inculqué.

SOMMAIRE

DEDICACE	Erreur ! Signet non défini.
REMERCIEMENTS	ii
SOMMAIRE	Erreur ! Signet non défini.
LISTE DES FIGURES	Erreur ! Signet non défini.
LISTE DES TABLEAUX	Erreur ! Signet non défini.
LISTE DES ABREVIATIONS ET ACRONYMES	Erreur ! Signet non défini.
RESUME	Erreur ! Signet non défini.
ABSTRACT	Erreur ! Signet non défini.
INTRODUCTION	1
CHAPITRE I : REVUE DE LA LITTÉRATURE	3
Présentation de l'espèce	3
I.1.2. Taxonomie, description botanique et répartition géographique d' <i>Autranella congolensis</i>	3
I.1.2.1. Taxonomie d' <i>Autranella congolensis</i>	3
I.1.2.2. description botanique d' <i>Autranella congolensis</i>	4
I.1.2.3. Répartition géographique d' <i>Autranella congolensis</i>	4
I.1.3. Propriétés physiques et mécaniques du bois d' <i>Autranella congolensis</i>	5
I.1.4. Importance d' <i>Autranella congolensis</i>	6
I.1.5. Les contraintes écologiques en forêt tropicale lié à la régénération d' <i>Autranella congolensis</i>	7
I.1.5.1. Contraintes managériales	7
I.1.5.2. Contraintes biotiques	8
I.1.5.3. Contraintes abiotiques	8
I.2. Les champignons mycorhiziens bénéfiques	9
I.2.1. Historique des mycorhizes	9
I.2.3. Les principaux types de mycorhizes	10
I.2.4. Étapes de formations de la symbiose endomycorhizienne	12

I.2.4.3. Systématique et classification des CMA	14
I.2.4. Les avantages de la symbiose mycorhizienne	15
I.2.4.1. Avantages pour le champignon	15
I.2.4.2. Avantages pour la plante-hôte	16
I.2.4.2.1. Protection contre les pathogènes et ravageurs	16
I.2.4.2.2. Tolérance aux stress abiotiques	16
I.2.4.2.3. Accroissement du volume de sol exploitable	16
I.2.4.2.4 Agrégation des sols.....	17
I.2.4.2.5 Résistance aux stress de l'environnement	17
I.2.4.2.6 Amélioration de la disponibilité de l'azote	17
I.2.4.2.7 Amélioration de la disponibilité du phosphore	17
I.2.4. Symbiose arbre-CMA.....	18
CHAPITRE II MATERIEL ET METHODES	19
II.1. Site d'étude.....	19
II.2. Matériel	19
II.2.1. Matériel végétal	19
II.2.2. Matériel biologique	20
II.2.3. Matériel non biologique	20
II.2.3.1. Matériel de laboratoire	20
II.3. Méthode.....	21
II.3.1. Préparation du site expérimental.....	21
II.3.2. Traitement et disposition des sols	21
II.3.1. Analyses physicochimiques du sol	22
II.3.2. Dispositif expérimental	22
II.3.3. Évaluation des paramètres morpho-métriques des différents traitements.....	24
II.3.4. Évaluation des paramètres symbiotiques des différents traitements	24
II.3.4.1 Dépendance mycorhizienne relative	24

II.3.4.2. Réponse à la Mycorhization (RM).....	25
II.3.4.4. Taux de colonisation racinaire des champignons.....	25
II.3.4.5. Extraction et dénombrement des spores.....	27
II.3.4.5.1. Extraction des spores.....	27
I.3.4.5.2. Dénombrement des spores.....	28
II.3.5. Analyse statistique des résultats.....	28
CHAPITRE III : RÉSULTATS ET DISCUSSION.....	29
III.1 RÉSULTATS.....	29
III.1.1. Composition physico-chimique du sol utilisé pour l'expérimentation.....	29
III.1.2. Influence des CMA sur les paramètres de croissances végétatives.....	30
III.1.2.1. Influence des CMA sur la taille des plants.....	30
III.1.2.2. Influence des CMA sur le diamètre au collet.....	31
III.1.2.3. Influence des CMA sur le nombre de feuilles.....	31
III.1.2.4. Influence des CMA sur la surface foliaire.....	32
III.1.3. Influence des CMA sur les paramètres symbiotiques.....	34
III.1.3.1. Influence des CMA sur le taux de colonisation racinaire dans les différents traitements.....	34
III.1.3.1.1. Influence des CMA sur le taux de colonisation racinaire par les hyphes, les spores et les vésicules.....	35
III.1.3.3. Influence des CMA sur la teneur en chlorophylle.....	38
III.1.2.5 Influence des CMA sur la biomasse sèche.....	38
III.2. Discussion.....	39
III.2.1. Analyse physico chimique du sol utilisé.....	39
III.2.2. Evaluation des CMA sur la croissance d' <i>Autranella congolensis</i>	40
III.2.3. Symbiose mycorhizienne et <i>Autranella congolensis</i>	41
CHAPITRE IV : CONCLUSION ET PERSPECTIVES.....	Erreur ! Signet non défini.
IV.1. CONCLUSION.....	43

IV.2. PERPECTIVES.....	43
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	44
TABLE DES MATIERES	Erreur ! Signet non défini.

LISTE DES FIGURES

Figure 1: Plant de Mukulungu (cliché Essome).....	3
Figure 2: A : Fût, B : Graine, C : Fruit, D : Houpper, E : Feuille de Mukulungu (Lemmens., 2007)	4
Figure 3: Répartition géographique d'Autranella congolensis (ATIBT, 1986).....	5
Figure 4: Section de bois de Mukulungu (Lemmens., 2007).....	6
Figure 5: Structures caractéristiques des champignons mycorhiziens arbuscules (Nabila, 2014). a- arbuscules, b- vésicules.....	12
Figure 6: Principaux types de mycorhizes représentés sur une coupe transversale de la racine (Le Tacon,1985)	12
Figure 7: Étapes de formation de la symbiose endomycorhizienne (Bouabdelli, 2019).....	14
Figure 8: Représentation schématique du volume de sol influencé par les racines et les microorganismes associés et du volume du sol qui environne une racine colonisée par un champignon mycorhizien à arbuscule (Jacott et al, 2017).	18
Figure 9: Site expérimental (Anonyme, 2016).....	19
Figure 10: Inoculum à base de CMA (cliché Essome)	20
Figure 11: Dispositif expérimental (cliché Essome)	23
Figure 12: Prise de l'indice de chlorophylle (cliché Essome)	24
Figure 13: Etapes de la coloration racinaire (Ngonkeu, 2003).....	26
Figure 14: Mode opératoire d'extraction des spores des CMA (Schenck et Perez, 1990)	28
Figure 15: Effet des CMA sur la taille d'Autranella congolensis.....	30
Figure 16: Effet des CMA sur le diamètre au collet	31
Figure 17: Effet des CMA sur le nombre de feuille.....	32
Figure 18: Effet des CMA sur la surface foliaire.....	33
Figure 19: Structures de CMA observées dans les fragments de racines d'Autranella congolensis inoculés ou non après coloration (cliché Essome)	35
Figure 20: Effet des CMA sur la colonisation de Autranella congolensis par les hyphes, les spores et les vésicules 5 mois après l'inoculation.	36

Figure 21: Diversité de morphotypes de spores de CMA au microscope optique 100x (cliché Essome)..... 37

LISTE DES TABLEAUX

LISTE DES ABREVIATIONS ET ACRONYMES

ANAFOR : Agence National d'Appui au Développement Forestier

ATIBT : Association Technique International des Bois Tropicaux

CNUED : Conférence des Nations Unis sur l'Environnement et le Développement

CO₂: dioxyde de Carbone

CUE: Cameroun United Forest

DMR : Dépendance Mycorhizienne Relative

HVC : Haute Valeur de Conservation

HVE : Haute Valeur Economique

ODD : Objectif de Développement Durable

OIBT-CITES : Organisation Internationale des Bois Tropicaux- Convention sur le Commerce International des Espèces de faune et de flore sauvage menacées d'extinction

ONGs : Organisations Non Gouvernementales

pH : potentiel d'Hydrogène

RM : Réponse à la Mycorhization

TAG : triacylglycerol

UICN : Union Internationale pour la Conservation de la Nature et de ses ressources

XXe : Vingtième siècle

RÉSUMÉ

Autranella congolensis de nom commercial *Mukulungu* est une espèce d'arbre de la famille des sapotaceae. Elle est classée dans la Liste rouge des espèces menacées de l'UICN comme espèce en danger critique d'extinction. En tant qu'espèce à haute valeur de conservation et à haute valeur économique, elle nécessite une attention toute particulière. Plusieurs rôles lui sont reconnus entre autres : une séquestration élevée de carbone, la production d'un bois d'œuvre qualité, des multiples vertus médicinales et culturelles. La présente étude a été réalisée dans le but de chercher à inverser la tendance négative de ce taxon en danger d'extinction. Pour y parvenir, un dispositif expérimental a été mis en place pour trois objectifs spécifiques. En effet, le premier objectif met en évidence l'évaluation des paramètres physicochimiques du substrat utilisé. Il en ressort des analyses effectuées que le sol utilisé est Limoneux-argileux, de pH 6,19 avec une fertilité moyenne et un pourcentage en matière organique élevé. Le deuxième objectif met en évidence l'influence des CMA sur les performances morphométriques d'*Autrenella congolensis*. Il en ressort que les traitements inoculés ont une meilleur croissance face à leur témoin respectif dans les deux substrats. Par la suite, des échantillons de racines et de sol ont été prélevés sous des pieds d'*Autranella congolensis*. L'extraction des spores s'est faite selon la méthode de Gerdemann et Nicolson (1963), l'observation et le dénombrement des spores s'est faite au grossissement 10 à 40 au stéréomicroscope. Les résultats montrent que la densité des spores est plus grande dans le substrat non stérile avec $58 \pm 2,68$ et $39 \pm 2,22$ (T1 et T0 respectivement) dans 1g de sol. Cependant dans le substrat stérile, la densité est de $37 \pm 3,33$ et $20 \pm 3,62$ (T3 et T2 respectivement). L'évaluation du taux de colonisation racinaire s'est faite selon la méthode de Kormanik et Mc Graw (1982). L'observation des racines atteste d'une colonisation endomycorhizienne. Nous obtenons ainsi une fréquence de colonisation racinaire plus importante dans le substrat non stérile par rapport au substrat stérile. Cependant, dans le substrat stérile, nous obtenons des pourcentages de colonisation de 70% et 36,66% (T3 et T2 respectivement). Les résultats de l'analyse de variance montrent que les CMA ont augmenté la teneur en chlorophylle chez les traitements inoculés par rapport aux témoins d'un seuil de 5,49% tant sur substrat stérile que non stérile. Le troisième objectif met en évidence la DMR et la RM d'*Autrenella congolensis* en pépinière. Il en ressort des analyses effectuées qu'*Autrenella congolensis* est une plante mycotrophe obligatoire. Ceci implique une DMR de 56,26% et 77,27% et une réponse à inoculation (RM) de 128,67% et 340% respectivement dans le substrat non stérile et stérile.

Mots clés. *Autranella congolensis*, *Mukulungu*, taxon en danger d'extinction, colonisation endomycorhizienne, dépendance mycorhizienne, réponse à inoculation, chlorophylle.

ABSTRACT

Autranella congolensis of the commercial name *Mukulungu* is a species of tree of the sapotaceae family. It is classified in the IUCN Red List of Threatened Species as a species in critical danger of extinction. As a high value species conservation and high economic value, it requires special attention. Several roles are recognized, among others: high carbon sequestration, production of quality timber, with multiple medicinal and cultural virtues. This study was carried out with the aim of seeking to reverse the negative trend of this taxon in danger of extinction. To achieve this, an experimental system was set up for three specific objectives. In fact, the first objective highlights the evaluation of the parameters physicochemical properties of the substrate used. It appears from the analyzes carried out that the soil used is Loamy-clayey, pH 6.19 with average fertility and percentage of matter high organic. The second objective highlights the influence of CMAs on morphometric performances of *Autrenella congolensis*. It appears that the inoculated treatments have a better growth facing their respective control in the two substrates. Subsequently, samples of Roots and soil were taken from the bottom of *Autranella congolensis* plants. The extraction of spores was carried out according to the method of Gerdemann and Nicolson (1963), observation and spore counting was done at 10 to 40 magnification using stereo microscope. The results show that the density of spores is greater in the substrate not sterile with $58 \pm 2,68$ and $39 \pm 2,22$ (T1 and T0 respectively) in 1g of soil. However, in the sterile substrate, density is $37 \pm 3,33$ et $20 \pm 3,62$ (T3 and T2 respectively). Evaluation of the root colonization rate was determined according to the method of Kormanik and Me Graw (1982). Observation of the roots attests to endomycorrhizal colonization. We thus obtain a greater frequency of root colonization in the non-sterile substrate compared to a sterile substrate. However, in the sterile substrate, we obtain colonization percentages of 70% and 36.66% (T3 and T2 respectively). The results of the analysis of variance show that CMA increased the chlorophyll content in the inoculated treatments compared to the controls of a single 5.49% on both sterile and non-sterile substrates. The third objective highlights the DMR and the RM of *Autrenella congolensis* in nursery. It appears from the analyzes carried out that *Autrenella congolensis* is a plant obligate mycotroph. This implies a DMR of 56.26% and 77.27% and a response to inoculation (RM) of 128.675% and 340% respectively in the non-sterile and sterile substrate.

Keywords. *Autranella congolensis*, *Mukulungu*, endangered taxon, endomycorrhizal colonization, mycorrhizal dependency, response to inoculation, chlorophyll

INTRODUCTION

Les forêts abritent la plus grande partie de la biodiversité des terres émergées de la planète (Anonyme, 2020). Il s'ensuit que la conservation de la biodiversité de la planète est hautement tributaire de la manière dont nous interagissons avec ces écosystèmes forestiers et les utilisons. Les forêts procurent un habitat à 80 % des espèces d'amphibiens, 75 % des espèces d'oiseaux et 68 % des espèces de mammifères (Anonyme, 2022). Environ 60 % de toutes les plantes vasculaires et une infinité des micro-organismes se trouvent dans les forêts tropicales (Anonyme, 2022). Le Cameroun quant à lui se trouve dans une région privilégiée du monde du point de vue réserve forestière, appartenant au bassin du Congo, qui est le second bloc continu de forêts denses humides de la planète après le massif amazonien (Anonyme, 2010).

Néanmoins, ces réserves s'amenuisent très rapidement des suites d'exploitation agressive et incontrôlée, entraînant ainsi des variations climatiques observées depuis un certain temps dans notre pays (Essonno, 2017). Aussi, le maintien du couvert forestier (forêts de production ou de conservation) est donc le défi majeur des décennies à venir (Anonyme, 2009). L'exploitation forestière extensive en usage réduit de manière significative l'un des rôles qu'ont les arbres dans la régulation des pluies (Hallé, 2011). Dans un tel contexte, l'utilisation durable et la valorisation économique des ressources forestières sont un enjeu majeur du développement durable. Il faut rappeler que l'exploitation des forêts denses humides Africaines et la valorisation agronomique de ces zones sont deux phénomènes fortement interdépendants (Anonyme, 1998). Proposer une alternative, quant à la mise en œuvre d'un moyen permettant la restauration et la conservation de la diversité biologique, à partir des symbiotes inféodés à *Autrenella congolensis* espèce d'arbre en danger critique semble donc être un défi majeur pour les générations actuelles et futures. *Autrenella congolensis*, espèce à haute valeur de conservation et haute valeur économique (HVC) et (HVE) est en danger dans son aire de distribution naturelle (Akogo *et al.*, 1994). L'ANAFOR, dans son organisation interne en tant qu'autorité scientifique responsable du programme OIBT-CITES sur la base des observations empiriques sur le terrain, a érigé *Autrenella congolensis*, tout comme *Pericopsis elata*, *Millettia laurentii*, *Guibourtia tessmannii* comme espèce en danger critique : donc menacée d'extinction (Essonno, 2017). En effet, les exploitants forestiers coupent sans se soucier de sa régénération. Plusieurs rôles sont reconnus à *Autrenella congolensis* entre autres : une séquestration élevée de carbone, la production d'un bois d'œuvre de qualité destiné à divers usages (ébénisterie, construction navale, œuvres d'art...), il est également très convoité par les populations locales à cause de ses multiples vertus médicinales et culturelles. Ses fruits produisent une huile de

karité utilisé pour l'alimentation au Gabon (Debroux *et al.*, 1998). Peu d'agriculteurs s'intéressent à la sylviculture associée à la préservation, la gestion et la conservation de la biodiversité.

La présente étude se propose de mettre sur pied une alternative en *Autranella congolensis* comme une espèce à haute valeur de conservation qui peut aider les paysans et même les agro-industriels à créer les agroforêts pour étendre son aire de distribution tout en sauvant l'espèce de sa menace d'extinction actuelle. Peu d'études ont été menées quant aux différentes symbioses mycorhiziennes en association avec les arbres. Néanmoins les travaux d'Onguéné (2000), d'Onguéné (2010) et d'Essono (2017) ont ouvert une brèche sur les associations mycorhiziennes en forêt humide du Sud Cameroun sous divers régimes et stades de perturbation en vue d'apporter des informations essentielles des rôles des mycorhizes sur la mise en place de l'association champignon-arbre et le rétablissement de la forêt. En plus, les connaissances sur le fonctionnement de cette association mycorhizienne sont fragmentaires. Les connaissances sur les divers types d'associations mycorhiziennes, leur diversité, et leur dynamique sont des conditions préalables en aménagement durable des écosystèmes forestiers (Onguéné, 2000). En s'appuyant sur l'ODD 13, à savoir la prise d'urgence des mesures pour lutter contre les changements climatiques et leurs répercussions. Tout comme l'ODD 16, stipulant la promotion de l'avènement de sociétés pacifiques et ouvertes aux fins du développement durable.

L'hypothèse de ce travail est : l'inoculation des plants de *Autranella congolensis* (Mukulungu nom pilote) en pépinière avec les champignons mycorhiziens arbusculaire optimise sa croissance et son développement.

L'objectif général de ce travail est de chercher les stratégies efficaces visant à optimiser le potentiel mycorhizien des plantules de *Mukulungu* en milieu semi contrôlé. Plus spécifiquement il s'agit de :

- Évaluer les paramètres physicochimiques du substrat utilisé.
- Évaluer l'influence des CMA sur les performances morphométriques d'*Autranella congolensis*.
- Évaluer la dépendance mycorhizienne et la réponse à la mycorhization d'*Autranella congolensis* en pépinière.

CHAPITRE I : REVUE DE LA LITTÉRATURE

I.1.1. Présentation de l'espèce

D'après le statut de conservation de l'UICN et aussi les rapports de l'ANAFOR, *Autranella congolensis* est une espèce en danger critique d'extinction dans son aire de distribution. Il est donc important de prendre en urgence les mesures nécessaires à sa régénération naturelle assistée auprès des paysans et les parties prenantes. Cette essence possède un bois d'œuvre de qualité utilisé en construction lourde, en menuiserie et en ébénisterie. Ses écorces sont réputées comme ayant de grandes vertus médicinales et ses fruits produisent une huile de karité qui est utilisé dans l'alimentation. *Autrenella congolensis* fait partie de la famille des sapotaceae, elle peut contribuer à restaurer les sols tropicaux en symbiose avec plusieurs types de microorganismes bénéfiques.



Figure 1: Arbre de Mukulungu (Lemmens, 2007)

I.1.2. Taxonomie, description botanique et répartition géographique d'*Autranella congolensis*

I.1.2.1. Taxonomie d'*Autranella congolensis*

Autrenella congolensis est une espèce d'arbre de la famille des sapotaceae. C'est la seule espèce actuellement acceptée du genre *Autranella* (Aubreville, 1964). Ce taxon se différencie notamment par son niveau de ploïdie ($2n = 26$ chromosomes). Selon la classification de (De wild. A. Chev, 1917), mukulungu appartient au :

Tableau 1. Taxonomie de Mukulungu (De wild. A. Chev., 1917)

Règne	<i>Plantae</i>
Sous règne	<i>Trancheobiote</i>
Division	<i>Magnoliophyta</i>
Classe	<i>Magnoliopsida</i>
Ordre	<i>Ebenale</i>
Famille	<i>Sapotaceae</i>
Genre	<i>Autranella</i>
Espèce	<i>Autranella congolensis</i>

I.1.2.2. description botanique d'*Autranella congolensis*

Autranella congolensis est un arbre de grande taille atteignant 40 à 50m de haut : Il a un fut rectiligne et cylindrique, dépourvue de branches sur une hauteur de 30m . Il a un diamètre compris entre 150 et 200cm, souvent avec de faibles contreforts à la base. La surface de l'écorce est brune fissurée avec une coloration interne rouge à brune, exsudant du latex. Le bois est brun rouge plus ou moins foncé. Mukulungu dispose d'un aubier bien différent de couleur gris et dont l'épaisseur varie entre 2 et 3cm. C'est un bois dur, lourd, relativement siliceux. Les feuilles sont disposées en spirale, groupées à l'extrémité des branches avec une longueur comprise entre 4 et 5cm et sillonnées sur le dessus. Les fleurs sont bisexuées, régulières avec des pédicelles d'environ 2 cm de long. Le fruit a une baie charnue ovoïde, de 5 à 10 cm de long, de couleur vert jaunâtre à maturité et contient une seule graine (parfois 2 ou 3). Les graines sont obovoïdes, légèrement aplaties d'environ 4,5 cm de long de couleur brun brillant avec une assez grande cicatrice rectangulaire (Tailler, 1989).



Figure 2: A : Fût, B : Graine, C : Fruit, D : Houpper, E : Feuille de Mukulungu (Lemmens, 2007)

I.1.2.3. Répartition géographique d'*Autranella congolensis*

En forêt, le Mukulungu est représenté par des individus isolés de grande taille et dans les cas exceptionnels par quelques pieds regroupés. *Autrenella congolensis* est une espèce hémi-héliophile (ayant un fort besoin de lumière pour se développer, mais supportant l'ombre de manière temporaire) des forêts denses primaires du type sempervirent ou semi décidue (Tailler ; 1989). *Autranella congolensis* se rencontre dans six pays de la sous-région (Cameroun, Gabon, RDC, RCA, Congo et Nigéria) (ATIBT, 1986). Au Cameroun, il est partout, disséminé, mais plus abondant à l'est de Yaoundé et dans le Sud-Est et rare dans l'Ouest (Cameroon United Forest en 2018).



Figure 3: Répartition géographique d'*Autranella congolensis* (ATIBT, 1986)

I.1.3. Propriétés physiques et mécaniques du bois d'*Autranella congolensis*

Le bois d'*Autrenella congolensis* est dur, lourd, très fort avec une densité de 910-990 kg/m³ à 12% d'humidité. Il sèche lentement avec un sérieux risque de déformation. De ce fait, il est recommandé de le débiter sur quartier. C'est un bois moyennement tenace, moyennement élastique, moyennement résilient, de cote dynamique-faible, très adhérent et peu fissile (Aubreville, 1964).

Le bois de *mukulungu* se scie bien mais lentement. Il émousse rapidement les lames de scie et les outils tranchants en raison de sa forte densité et de sa teneur en silice. Grâce à la présence dans le bois d'une quantité importante de silice, ce bois se polit assez aisément et a un fin lisse. Il offre une grande résistance à la pénétration des clous, mais ne se fend pas et les retiennent avec force (Aubreville, 1964). Ce bois est résistant aux acides, ce qui le rend apte à faire des récipients pour les produits chimiques et les paillasse de laboratoire (Aubreville, 1964). Le bois de *mukulungu* est durable et résistant aux champignons et aux térébrants du bois sec due à sa composition en saponine (Aubreville, 1964).



Figure 4: Section de bois de Mukulungu (Lemmens, 2007)

I.1.4. Importance d'*Autranella congolensis*

La forêt est un écosystème relativement étendu, constituée principalement d'un peuplement d'arbres, arbustes et arbrisseaux, ainsi que de l'ensemble des autres espèces qui lui sont associées. Une diversité d'arbres peuplent les forêts du sud Cameroun à l'instar de *Autranella congolensis*, jouant ainsi les rôles de producteur d'oxygène, de purificateur d'air en séquestrant le CO₂ dans l'atmosphère et offrant une meilleure source de vie. C'est ainsi que la forêt est considérée comme un acteur majeur de la lutte contre le changement climatique et un grand conservateur de la biodiversité.

Les produits forestiers ligneux et non ligneux contribuent de façon très important à l'économie de nombreux pays à travers le monde. Pour des centaines de millions de personnes, les arbres sont une source indispensable d'aliments, de médicaments, de matières premières, de revenus monétaires et de refuges culturelles. L'exploitation du bois d'œuvre est la principale activité économique dans les forêts d'Afrique centrale (GM Nguenang et al., 2010). Au Cameroun en particulier, 70% des populations vivent au dépend de ces forêts pour se nourrir, se soigner, se procurer des matériaux de construction et de l'énergie domestique (FAO. 2009a). Elle constitue une véritable source économique de notre pays car selon l'ATIBT, en 2007 elle représentait 30% des exportation hors pétrole.

Selon les chiffres de l'Association Technique Internationale des Bois Tropicaux (ATIBT), les exportations de grumes de Mukulungu ont été en 2001 de 235 m³ du Cameroun. En 2003, il a été exporté environ 930m³ de sciages du Cameroun. Les fruits de Mukulungu sont réputés comestibles, une huile extraite des graines et communément appelée huile de karité est vendue entre

1500 et 2500FCFA le litre. Les téguments brisés des graines sont réputés comestibles car ils sont utilisés pour faire des grelots.

Le bois de *Autranella congolensis* est un bois à multiples usages : on l'utilise en menuiserie, en placage sur quartier, en platelages, et en fabrication des parquets. Ce bois est également utilisé pour des constructions lourdes : les ponts, les traverses de chemins de fer, les escaliers, les poteaux et les cuves. Le bois de *Mukulungu*, grâce à sa durabilité est utilisé dans la construction de terrasse et les populations l'utilise pour fabriquer les canots et les pagaies (Vivien et Fauve, 1985).

Dans le domaine médical, les travaux de Dany Joël Ngassa et al (2022) ont démontrés que les extraits de plantes d'*Autrenella congolensis* ont une forte propriété antioxydant grâce à sa fraction riche en flavonoïdes n-butanol qui peut être un agent prometteur pour prévenir les dommages oxydatifs de la maladie d'Alzheimer. L'écorce d'*Autranella congolensis* est bouillie et sa décoction est utilisée pour laver les bébés afin d'assurer leur croissance et leur santé (chez les pygmées). Cette décoction est également utilisée pour soigner plusieurs maladies telles que : la blennorrhagie, la syphilis, la dyspepsie, les coliques et les rhumes. On l'applique aussi par voie externe pour traiter la fièvre, les douleurs, les maladies de la peau et les blessures (Adjanooun, 1986).

I.1.5. Les contraintes écologiques en forêt tropicale lié à la régénération d'*Autranella congolensis*

On reconnait en écologie le concept de facteur limitant, pour designer « tout facteur qui tend à limiter le taux de métabolisme ou la croissance potentielle dans un écosystème » (ODUM, 1976).

I.1.5.1. Contraintes managériales

De nos jours, il est urgent d'adopter une gestion responsable des ressources forestières. C'est pourquoi depuis une trentaine d'année, les pays du Nord et du Sud cherchent à trouver des accords communs vis-à-vis des forêts tropicales. L'exploitation des forêts tropicales est devenue une préoccupation au centre des débats entre les pays du Nord et Sud, entre tenants du développement et les conservateurs de la nature, entre ONGs environnementales et secteur privé. Les forêts tropicales se trouvent donc à la croisée des regards des pays du Nord, préoccupés par des considérations environnementales (changements climatiques, réduction de la biodiversité...) et les pays du Sud, guidés par leur besoin de développement. La plupart des pays du Sud revendiquent leur droit d'utiliser leur ressource forestière pour leur développement économique. Une recherche de compromis pour concilier les deux visions a été menée au sommet de la CNUED (Conférence

des Nations sur l'Environnement et le Développement) qui s'est tenu à Rio de Janeiro en 1992. Elle a abouti au concept de « gestion durable » des forêts et la nécessité de développer les plans d'aménagements forestiers. Cependant dans les forêts tropicales, on assiste à une exploitation abusive et incontrôlée des arbres, ce qui entraîne un changement climatique et une diminution de la biodiversité. On pense alors que le manque ou le laxisme des structures de protection des espèces est une cause de la disparition de celles-ci.

I.1.5.2. Contraintes biotiques

Il sera difficile d'aménager la forêt naturelle de sorte qu'une production soutenue et économiquement suffisante de bois d'*Autranella congolensis* soit possible. La modernisation de l'agriculture basée sur une énergie fossile accessible et bon marché, a engendrée un travail agressif du sol occultant souvent le fonctionnement biologique du sol en général et le rôle fondamental de la matière organique (Alsace, 2019). C'est ainsi que plusieurs systèmes d'utilisation des terres contribuent à sa fragilisation. Dans la plupart des pays d'Afrique tropicale, la pratique culturale la plus utilisée est l'agriculture itinérante sur brûlis. Cette pratique culturale est néfaste car au bout de trois ou quatre ans, les sols deviennent totalement stériles. L'agriculteur est ainsi contraint de déboiser des nouvelles forêts pour cultiver. Cette action, est une cause de la déforestation et par là, elle entraîne une réduction de la conservation de la biodiversité. Grace à la sécheresse qui se vit dans les forêts tropicales, les ravageurs forestiers (les scolytes, pucerons lanigères, les capricornes...) profitent de la faiblesse des arbres pour se développer. De même, les prédateurs des graines (Pinsons, Perroquets) qui broient et digèrent la graine, ne participent pas à la régénération de celle-ci. Cependant la dissémination des arbres de mukulungu peut s'expliquer par le fait que les éléphants digèrent les graines tout en les disséminant de façon irrégulière dans la forêt.

I.1.5.3. Contraintes abiotiques

Les contraintes abiotiques majeurs influençant la sylviculture forestière et particulièrement la production de *Autranella congolensis* sont diverses : les exigences pédoclimatiques (température, lumière, l'humidité et l'aération) ; les exigences édaphiques (structure et texture du sol, potentiel hydrogène, salinité) ainsi que la fertilité des sols influencent de façon très significative la sylviculture forestière assistée et particulièrement sur la culture de *Mukulungu*. Les sols des forêts tropicales sont généralement peu fertiles, trop humides, lourds, acides et asphyxiants, silico-argileuse, sablo-humifère (Guilloteau, 1948). Les forêts tropicales sont touffues alors que *Autranella congolensis* est une plante héliophile c'est-à-dire qu'elle a besoin de beaucoup de lumière pour mieux se développer. Le réchauffement climatique affecte la croissance des arbres tout en augmentant leur

taux de mortalité. Cependant, la quasi-totalité des sols tropicaux sont fragiles et sujettes à plusieurs formes de dégradation (Essonon 2017). Certaines causes de la mortalité des arbres sont évidentes (feux de brousse, activités humaines et animales...). Cependant, les causes naturelles demeurent encore mal connues et reste encore élucidé (Franklin *et al.*, 1987). De même, la régénération naturelle de *Mukulungu* est médiocre : le faible taux de germination et la dormance de ses graines entravent sa production à grande échelle. D'autre part, sa croissance est lente, et il faudra probablement de très longues révolutions pour permettre une exploitation durable. Cela fait d'*Autranella congolensis* une essence qui a de faibles perspectives de production commerciale de bois d'œuvre (Debroux, L *et al.*, 1998). Cependant l'une des préoccupations majeures des générations actuelles et futures est la conservation de la biodiversité. On pense alors que l'inoculation des champignon mycorhiziens aux jeunes plants d'arbres et dans le cas présent à *Autranella congolensis* pourrait être une solution quant à la croissance et le développement de l'espèce. Car à l'échelle de l'arbre, les mycorhizes assurent l'essentiel de la nutrition hydrominérale, protègent la plante contre les agents pathogènes et renforcent la résistance à des stress abiotiques (Smith & Read, 2008).

I.2. Les champignons mycorhiziens bénéfiques

I.2.1. Historique des mycorhizes

C'est grâce à Theodor Hartig en 1840 que les premières observations microscopiques des mycorhizes des différentes espèces d'arbres ont décrites. En 1874, Bruchmann renouvelle ces observations sur des racines de pin et reconnait la nature fongique du réseau qui enserre toutes les cellules des tissus externes de la racine. Albert Bernard Frank fut le premier à synthétiser toutes les observations de cette association en prenant d'abord acte de la présence systématique des filaments fongiques à la surface et à l'intérieur des racines des arbres observés. Il a démontré de façon causale le caractère obligatoire et bénéfique pour la plante d'être en symbiose avec des champignons et a conclu que l'association était nécessaire au bon fonctionnement des jeunes arbres. Ensuite en 1885, Albert Bernhard Frank a introduit le terme mycorhize pour désigner les organes mixtes racines-champignons. En 1886, Robert Hartig approuve et défend la nouvelle théorie et fait définitivement adopter le nom de réseau de Hartig en l'honneur de son père Theodore Hartig qui était le premier à décrire cette structure dès 1840. Ainsi tout au long du XXe siècle, plusieurs étudièrent d'autres types de mycorhizes (Garbaye, 2013).

I.2.2. symbiose mycorhizienne

Les mycorhizes peuvent se définir comme étant des associations durables impliquant des échanges à bénéfice réciproque entre un champignon et les parties souterraines d'un végétal supérieur (Smith et Read, 2008). C'est une symbiose mutualiste où les deux partenaires tirent un bénéfice. En effet, les hyphes extra matriciels absorbent les éléments minéraux de la rhizosphère du sol et améliorent ainsi la nutrition du partenaire végétal. En retour, le végétal fournit le carbone nécessaire, sous formes de sucres issus de la photosynthèse à son partenaire fongique hétérotrophe (Smith & Read, 2008). Le phénomène de symbiose mycorhiziens est donc un phénomène généralisé des plantes à l'exception de quelques familles comme : les Brassicaceae, les Caryophyllaceae, les Cypéracées, les Juncacées, les Chénopodiacées et les Amaranthacées qui ne présentent pas d'association mycorhiziennes (Duponnois *et al.*, 2013).

I.2.3. Les principaux types de mycorhizes

Il existe trois grands types de mycorhizes, les ectomycorhizes (mycorhizes externes) qui se rencontrent chez environ 5% des végétaux, les endomycorhizes (mycorhizes internes) qui sont les plus répandues, environ 80% des végétaux et les ectendomycorhizes les moins importantes (Bonfante et Genre, 2010). Les plus dominants chez les sapotaceae sont : les ectomycorhizes (association entre les arbres et des champignons Basidiomycetes) et les endomycorhizes vésiculaires à arbuscules, présent chez à peu près 70% des espèces de plantes (Peterson *et al.*, 2004).

-Les ectomycorhizes (du grec *ektos* qui signifie à l'extérieur) sont des champignons qui se développent essentiellement autour de la racine, sans jamais pénétré à l'intérieur de ces racines. Ce type d'association concerne 13 à 15% des plantes vasculaires. Ils appartiennent majoritairement à la famille des Ascomycetes et des Basidiomycetes. Ils se développent de façon intercellulaire, le mycélium progresse entre les cellules du cortex racinaire mais ne pénètre pas dans la cellule vivante. Les ectomycorhizes sont formées par trois composants : un manteau fongique, les hyphes qui constituent le réseau de Hartig et un réseau d'hyphes extra radiculaire (Wabg et Qui, 2006).

-Les endomycorhizes se différencient par l'absence de manteau fongique autour de la racine. En effet, à vue d'œil, l'aspect extérieure ne varie pas par rapport à une racine non infectée par le champignon et par la pénétration des hyphes à l'intérieur des cellules corticales, et par conséquent l'absence du réseau de Hartig (Dalpé, 1997). Leurs observations se font uniquement au microscope après une coloration spécifique et selon la forme que prend leurs champignons associés. Selon le type de formation intra ou extra cellulaire, on distingue : les endomycorhizes à pelotons d'hyphes cloisonnés (les endomycorhizes éricoides et les endomycorhizes orchidoides), et les endomycorhizes à vésicules et arbuscules (Simon *et al.*, 1993). Les endomycorhizes à vésicules et

arbuscules concernent environ 95% des végétaux à mycorhizes : les plantes ligneuses, fougères, mousses, gymnospermes, angiospermes, plusieurs conifères et la majorité des plantes à fleurs, mono et dicotylédones. Contrairement aux autres types de mycorhizes, ce sont des champignons aseptés faisant partie de l'ordre des Glomales (Oehl et al., 2011). Les hyphes des champignons mycorhiziens à arbuscule (CMA) se développent dans le cortex racinaire ou ils forment des arbuscules intra cellulaires et des vésicules. Les endomycorhizes à vésicules et arbuscules se définies par différentes structures telles que :

➤ **Les spores**

Les spores se forment lorsque les conditions de vie deviennent défavorables (en condition de stress). La spore est un organisme de résistance et ou de reproduction. Elle germe et donne naissance à des filaments mycéliens (Bouchet et al., 2005). Elle est produite à l'extérieur des hyphes suspenseurs ou sporogones (structure reliant la spore aux hyphes du mycélium), dont la morphologie est utilisée pour identifier certains genres de CMA. Elle est également produite à l'intérieur des racines, dans le sol ou encore elle adhère aux racines du végétale (Souza et al., 2005).

➤ **Les arbuscules**

Les arbuscules sont des excroissances d'hyphes mycéliens en forme de petits arbres que l'on retrouve dans les mycorhizes. C'est une ramification des hyphes fongiques dans les cellules du cortex racinaire ou le champignon pénètre et croît à l'intérieur. Cela améliore le transfert des éléments nutritifs présents dans le sol, tout particulièrement le phosphore, vers le système racinaire (Guissou, 2001).

➤ **Les vésicules**

Les vésicules sont des structures de stockages à paroi fine, à contenu lipidique et apparaissent généralement dans les espaces intercellulaires (Harley & Smith, 1983).

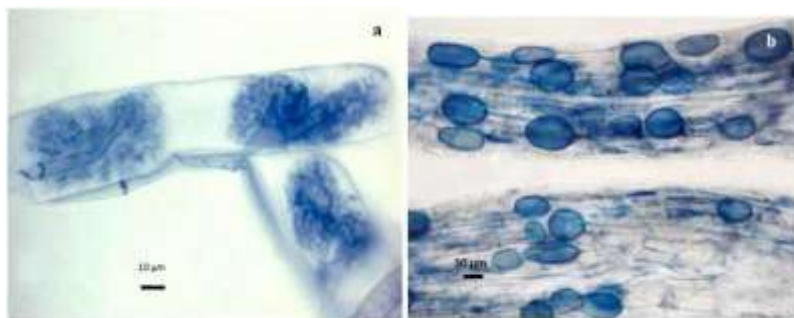


Figure 5: Structures caractéristiques des champignons mycorhiziens arbuscules (Nabila, 2014). a- arbuscules, b- vésicules

➤ Les hyphes extra-radicaux

Les hyphes extra-radicaux sont des organes de propagation. De ce fait, ils peuvent coloniser une plante autre que la plante dont ils sont issus (Souza, 2005)

-Les ectendomycorhizes présentent à la fois les caractères structuraux des ectomycorhizes et des endomycorhizes, par la présence du manteau mycélien et le développement d'hyphes inter et extracellulaires. Elles présentent une morphologie semblable à une ectomycorhize simple. En effet il y'a un manteau fongique mince, un réseau de Hartig et une formation de pelotons d'hyphes intracellulaires. Ce type de mycorhize a été observé chez les Arbutacées et les Monotropacées. Ils sont formés par des Basidiomycetes (Cortinarius, Boletus) et sont également présent chez d'autres genres tels que Casuarina, Eucalyptus et Populus qui sont formés par les ascomycètes (Peterson, *et al.*, 2004).

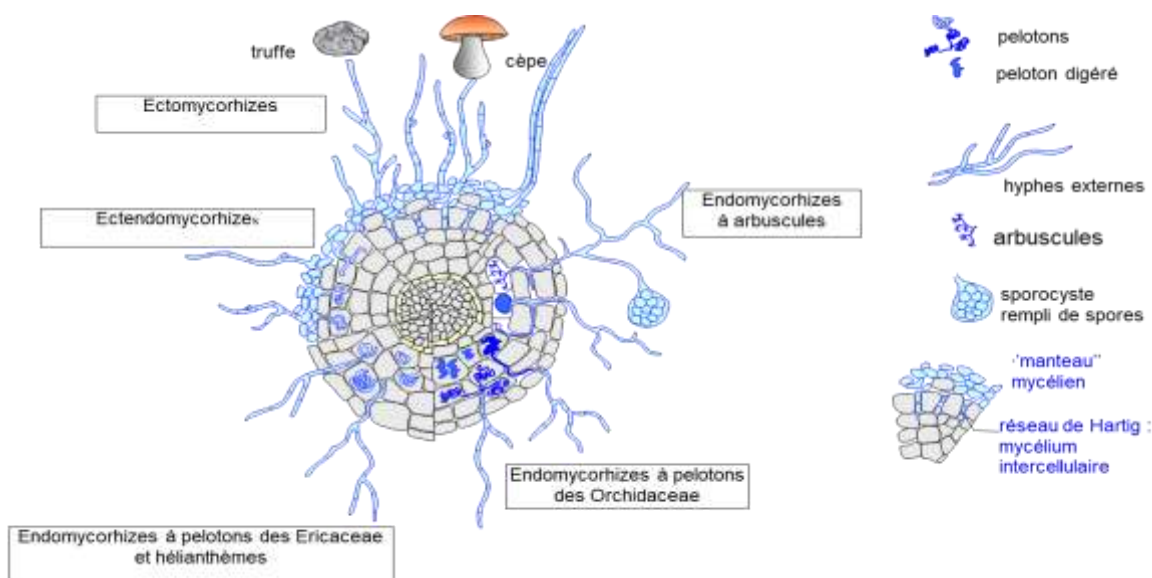


Figure 6: Principaux types de mycorhizes représentés sur une coupe transversale de la racine (Le Tacon, 1985)

1.2.4. Étapes de formations de la symbiose endomycorhizienne

A) phase asymbiotique

Les premiers hyphes ont probablement deux origines : elles proviennent des racines mycorhizées et de la germination des spores. Cependant les hyphes issus de la germination de spores ont une durée de vie très limitée, elles dépérissent si elles ne rencontrent pas rapidement une racine

compatible. Ce champignon est en fait un biotrophe obligatoire (il ne peut pas se développer sans son hôte). Les hyphes d'origine racinaires résultent de l'activité d'une mycorhization antérieure qui développe son réseau mycélien dans le but de rechercher des éléments nutritifs ou à partir de la conquête d'autres racines. Ils ne sont pas cloisonnés, elles ont une structure coenocytique, les noyaux sont dans un même cytoplasme (Buée *et al.*, 2000).

B) la phase présymbiotique

Une racine, au cours de sa croissance rencontre les hyphes du sol. Cependant, ces hyphes sont comme attirés par elle. Ils viennent se placer le long de la racine et les contacts s'établissent, des petits gonflements apparaissent. Ils correspondent à des appressoriums à partir desquels les hyphes vont pénétrer dans la partie externe de la racine en passant entre les cellules de l'épiderme et du cortex. C'est ainsi que les hyphes vont pouvoir se développer, se ramifier et coloniser la racine. Cette communication entre les hyphes et les racines des plantes ne sera possible qu'après la libération par la plante de la molécule de strigolactone (5-deoxystrigol) en très faible concentration pour stimuler l'activité des mitochondries du champignon qui reprend son activité métabolique (Bonfante *et al.*, 2010).

C) Prolifération intra-racinaire

Au niveau de l'appressorium, l'hyphe va essayer de passer dans les espaces intracellulaires disponibles. Ainsi, deux types de propagations sont définis : la propagation linéaire qui s'effectue principalement dans les espaces intercellulaires longitudinaux et la propagation en enroulement dans lequel les hyphes ont tendance à s'enrouler et à suivre un cheminement tortueux lorsque l'espace intercellulaire disponible est insuffisant (Zhang *et al.*, 2010).

D) formation des arbuscules

Peu de temps après l'entrée dans le cortex, les hyphes vont se ramifier par dichotomie en donnant des hyphes ayant un diamètre de plus en plus petit à partir d'un hyphe initial. L'ensemble des ramifications prend alors la forme d'un petit arbre, d'où le terme « arbuscule » attribué à cette structure qui est un haustorium particulier. C'est ainsi que le champignon mycorhizien devient fonctionnelle et obtient le carbone sous forme de sucre de la plante hôte (Zhang *et al.*, 2010).

E) Formation des Vésicules

Après le développement des arbuscules, les hyphes commencent à se ramifier à certains endroits de leur parcours ou à leurs extrémités pour donner des espaces de stockage qui permettront

la mise en réserve de diverse substances telles que : les lipides, triacylglycérol (TAG)... Ces structures appelées vésicules peuvent être inter ou intracellulaires (Zhang *et al.*, 2010).

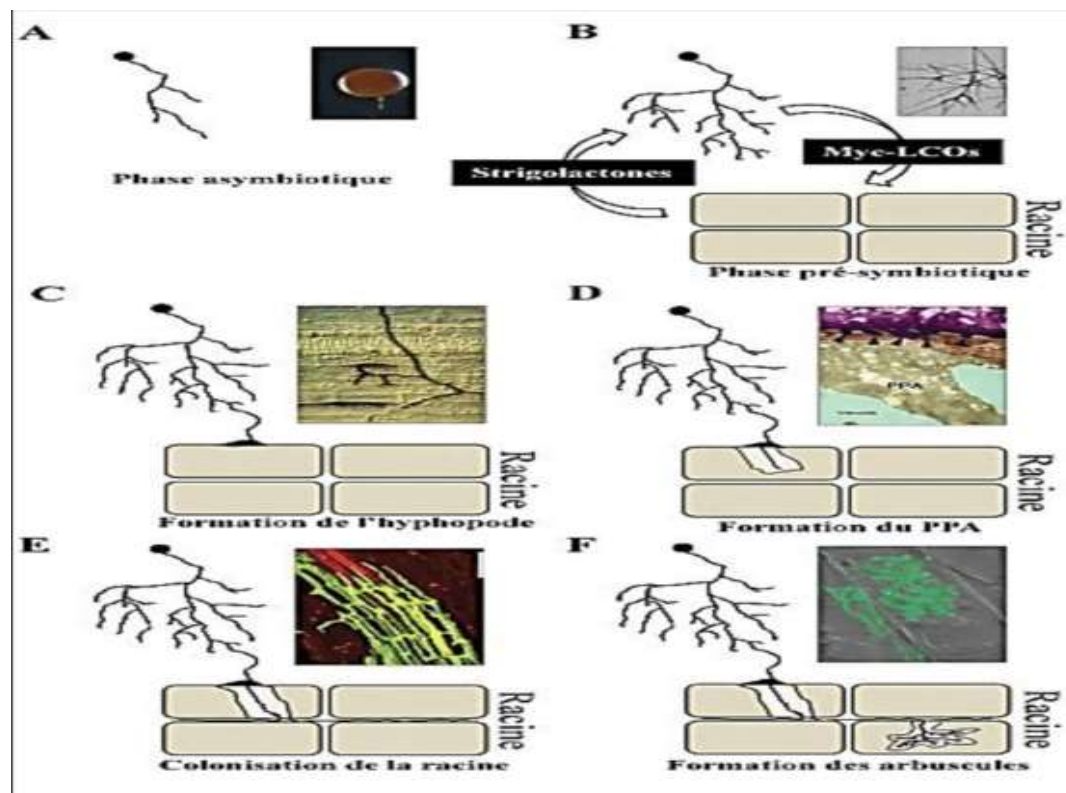


Figure 7: Étapes de formation de la symbiose endomycorhizienne (Bouabdelli, 2019)

I.2.4.3. Systématique et classification des CMA

À l'origine, les CMA étaient tous classés dans un seul ordre : les Glomales, au sein du phylum Zygomycota (Morton & Redecker, 2001). En utilisant les analyses moléculaires (Schüssler *et al.*, 2001) ont proposé alors une nouvelle structure taxonomique conçue sur la base des analyses phylogénétiques des séquences codant l'ARNr 18S. Les CMA sont regroupés dans un nouveau phylum, Glomeromycota un groupe monophylétique comprenant quatre ordres et dix familles.

Domaine : Eukaryota

Règne : Fungi ou Mycota (champignon)

Tableau 2. Principaux embranchements des Glomeromycota (Schüßler *et al.*, 2001)

Ordre	Famille	Genre
<i>Archeosporales</i>	<i>Archaeosporaceae</i>	<i>Archaeospora</i> , <i>Intraspora</i>
	<i>Geosiphonaceae</i>	<i>Geosiphon</i>
	<i>Ambisporaceae</i>	<i>Ambispora</i>
<i>Diversisporales</i>	<i>Acaulosporaceae</i>	<i>Acaulospora</i> , <i>Kuklospora</i>
	<i>Diversisporaceae</i>	<i>Diversispora</i> , <i>Otospora</i> ,
	<i>Entrophosporaceae</i>	<i>Entrophospora</i>
	<i>Gigasporaceae</i>	<i>Gigaspora</i> , <i>Scutellospora</i>
	<i>Pacisporaceae</i>	<i>Pacispora</i>
<i>Glomerales</i>	<i>Glomeraceae</i>	<i>Glomus</i>
<i>Paraglomerales</i>	<i>Paraglomeraceae</i>	<i>Paraglomus</i>

I.2.4. Les avantages de la symbiose mycorhizienne

La symbiose mycorhizienne est réalisée par les deux partenaires de la symbiose, chacun des associés cherche à obtenir le maximum. Mais globalement, les échanges se produisent avec bénéfices réciproques et chaque symbiote tire avantage de cette vie en association

I.2.4.1. Avantages pour le champignon

Le mycosymbiote hétérotrophe ne sait pas fabriquer de glucides à partir de l'eau et du dioxyde de carbone. Il n'est pas capable de dégrader la cellulose et la lignine. C'est la plante autotrophe qui va lui fournir ses molécules carbonées des photosynthétats, principalement des hexoses (comme le glucose par exemple) qui ont trois utilisations principales :

- être dégradés pour fournir de l'énergie aux cellules fongiques,
- être utilisés comme squelettes carbonés pour la synthèse des composés cellulaires.
- être stockés pour une utilisation ultérieure, sous forme de glycogène dans les hyphes extraracinaires ou sous forme de tri-acylglycérol dans les vésicules (Bago *et al.*, 2000).

I.2.4.2. Avantages pour la plante-hôte

La nutrition minérale et l'augmentation de l'absorption en eau par la plante sont certainement les bénéfices les plus connus des mycorhizes. Celles-ci confèrent toutefois plusieurs autres avantages aux plantes et aux écosystèmes : notamment l'agrégation du sol, la protection contre les pathogènes et la résistance aux stress environnementaux (Tao & Zhiwei, 2005).

I.2.4.2.1. Protection contre les pathogènes et ravageurs

Dans la rhizosphère, il existe trois types d'interactions biologiques, à savoir les interactions plantes-plantes, plantes-micro-organismes et micro-organismes-micro-organismes. L'implication des CMA dans ces trois types d'interaction leur confère un potentiel de protection biologique reconnu. De nombreuses recherches ont pu confirmer ce potentiel (Azcon-Aguillar and Barea, 1997). Les résultats montrent globalement que l'augmentation de la résistance ou de la tolérance des plantes aux pathogènes requiert l'établissement d'une symbiose fonctionnelle préalablement à l'attaque par le pathogène. L'ensemble des recherches menées à ce jour a permis de dégager sept mécanismes par lesquels la symbiose mycorhizienne est susceptible d'augmenter la résistance des plantes aux pathogènes (Azcon-Aguilar and Barea, 1997). On peut citer entre autre : la contribution des CMA à la nutrition minérale des plantes qui les rends plus vigoureuses, la compensation des pertes de biomasse ou de fonctions racinaires occasionnées par les pathogènes ; la compétition pour les produits de la photosynthèse ; la compétition pour les sites d'infection et de colonisation ; les changements anatomiques et morphologiques du système racinaire.

I.2.4.2.2. Tolérance aux stress abiotiques

La présence des CMA peut protéger la plante contre certains stress abiotiques tels que la présence des métaux lourds, ou d'ions phytotoxiques. Les CMA peuvent rétablir l'équilibre d'absorption minérale altéré par les métaux lourds, ainsi que diminuer la toxicité aluminique des sols (Cardoso and Kuyper, 2006). Les stress hydriques et salins sont également diminués chez les plantes mycorhizées (Gianinazzi et al., 2010). Enfin, la mycorhization peut fournir à la plante une meilleure résistance aux stress provoqués par les biocides. (Planchette *et al.*, 2005).

I.2.4.2.3. Accroissement du volume de sol exploitable

Les possibilités d'échanges entre les racines d'une plante et le sol sont limitées au volume de sol accessible aux racines. Ce volume correspond à la rhizosphère. Lorsque les racines sont prolongées par des hyphes fongiques, le volume de sol exploitable augmente, il y a création d'une mycorhizosphère qui amplifie de façon très significative la zone dans laquelle la plante peut extraire de l'eau et des éléments nutritifs et peut explorer des couches humides situées à une grande

profondeur. Chez certaines plantes de déserts (Acacias), les hyphes extraracinaires peuvent aller extraire l'eau à plusieurs dizaines de mètres de profondeur (Lambers *et al.*, 2008).

I.2.4.2.4 Agrégation des sols

Les mycéliums ont la propriété d'excréter une glycoprotéine : la glomaline. Les champignons mycorhiziens qui sont très abondants dans certains sols peuvent en produire des quantités importantes, dont plusieurs études ont montré le rôle dans la stabilité structurale du sol. La glomaline qui agit comme une colle, assemble les particules les plus fines du sol pour en faire des agrégats dont on connaît le rôle fondamental pour la fertilité des sols, en retenant l'eau et les éléments minéraux et en favorisant les échanges gazeux et l'aération (Fortin *et al.*, 2008).

I.2.4.2.5 Résistance aux stress de l'environnement

On constate que la présence des mycorhizes modifie plusieurs aspects de la plante hôte et de l'environnement qui permettent une meilleure résistance aux stress environnementaux. Les CMA permettent à la plante d'avoir un meilleur accès aux éléments nutritifs et à l'eau du substrat, ce qui favorise sa croissance et lui permet de mieux résister aux périodes de stress environnementaux comme la sécheresse et les pathogènes (Fortin *et al.*, 2008).

I.2.4.2.6 Amélioration de la disponibilité de l'azote

Les hyphes externes des champignons mycorhiziens absorbent l'ammonium et jouent un rôle direct dans la provision de NO₃⁻ pour les racines mycorhizées, particulièrement sous les conditions de sécheresse (Tobar *et al.*, 1994 ; Subramanian & Charest, 1999 ; Rains & Bledsoe, 2007). Ils sont capables d'absorber de l'azote organique ou inorganique, de réduire les nitrates et de modifier le métabolisme azoté de la plante-hôte. Cette propriété de réduction du nitrate est importante dans les sols calcaires où l'azote minéral est prépondérant (Mousain, 1984).

I.2.4.2.7 Amélioration de la disponibilité du phosphore

Dans le sol, les ions phosphates sont retenus dans les colloïdes ou immobilisés sous forme de phosphates de fer ou d'aluminium. Bien que présent dans le sol, la majorité du phosphate est donc indisponible pour les plantes. L'équipement enzymatique des champignons est très vaste. Grâce aux actions des phosphatases qui sont accompagnées au niveau des membranes fongiques par des mécanismes de transport actif, le phosphore se retrouve dans les hyphes extra- racinaires. Les ions phosphates absorbés ont trois devenir possibles. Soit une partie est utilisée par le champignon, soit elle est cédée à la plante via l'interface arbusculaire et le reste est mis en réserve dans les vacuoles des cellules fongiques. (Smith & Read, 2008).

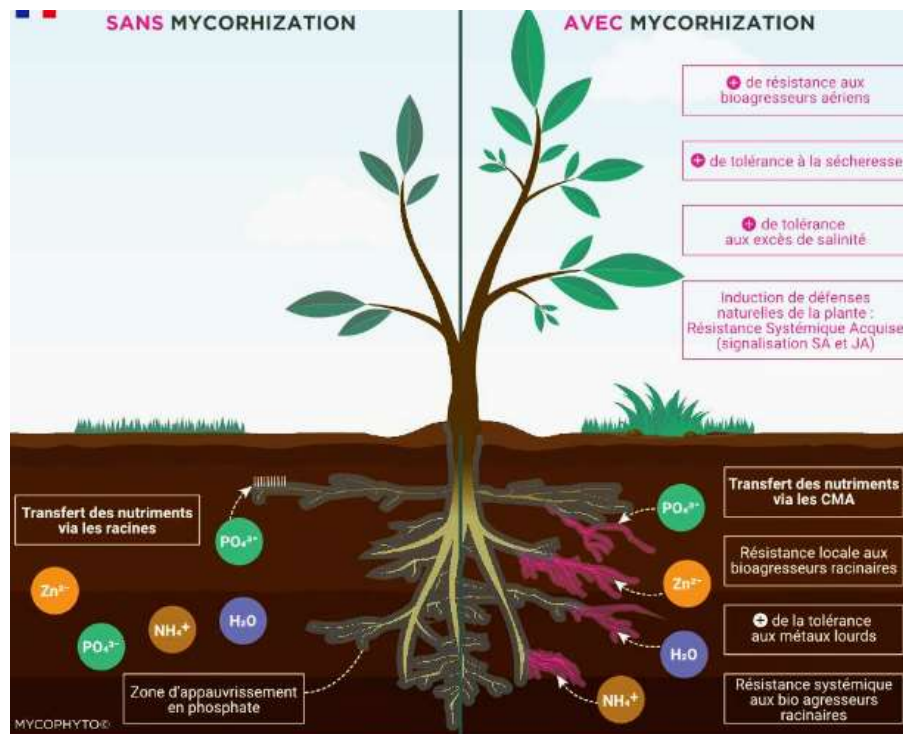


Figure 8: Représentation schématique du volume de sol influencé par les racines et les microorganismes associés et du volume du sol qui environne une racine colonisée par un champignon mycorhizien à arbuscule (Jacott *et al.*, 2017).

I.2.4. Symbiose arbre-CMA

La première démonstration de la nécessité de l'association des arbres forestière avec des champignons mycorhiziens a été faite il y'a de cela plus d'un siècle (Fraga-Beddiar et le Tacon 1990). L'objectif de la mycorhization contrôlée des arbres forestiers est d'associer au stade de la pépinière les jeunes plants avec des souches fongiques mycorhiziennes performantes. C'est ainsi qu'après transfert de ces plants en forêt, les souches fongiques inoculées peuvent survivre et assurer ainsi une meilleure reprise ou une meilleure croissance des arbres. Les arbres appartenant à la famille des sapotaceae sont très mycorhizés car ils nécessitent du phosphore, l'azote, le soufre et une complexité de nutriments pour bien fonctionner. Les mycorhizes par leur capacité à fixer l'azote atmosphérique apportent beaucoup d'azote à la plante via une dégradation de la matière organique. Cependant ; l'azotes se trouve sous trois formes : l'azote libre dans le sol qui est directement absorbé par la plante elle-même, l'azote atmosphérique fixé par les rhizobiums et enfin l'azote mobilisé par les symbioses mycorhiziens. Ainsi les réseaux mycorhiziens permettent d'accélérer le processus classique de recyclage de l'azote.

CHAPITRE II MATERIEL ET METHODES

II.1. Site d'étude

Notre étude s'est déroulée au sein du jardin botanique de l'université de Yaoundé 1 situé dans la région du centre Cameroun département du Mfoundi. Il y règne un climat équatorial de type guinéen caractérisé par une pluviométrie bimodale avec deux saisons de pluies et de deux saisons sèches. La température moyenne annuelle est d'environ 25°C, avec une latitude de 3°85'N et une longitude de 11°49'E. Les analyses microbiologiques des sols et des racines des plants ont été effectuées au Centre de Biotechnologie de Nkolbisson et au Laboratoire de Microbiologie des sols de l'Université de Yaoundé I.

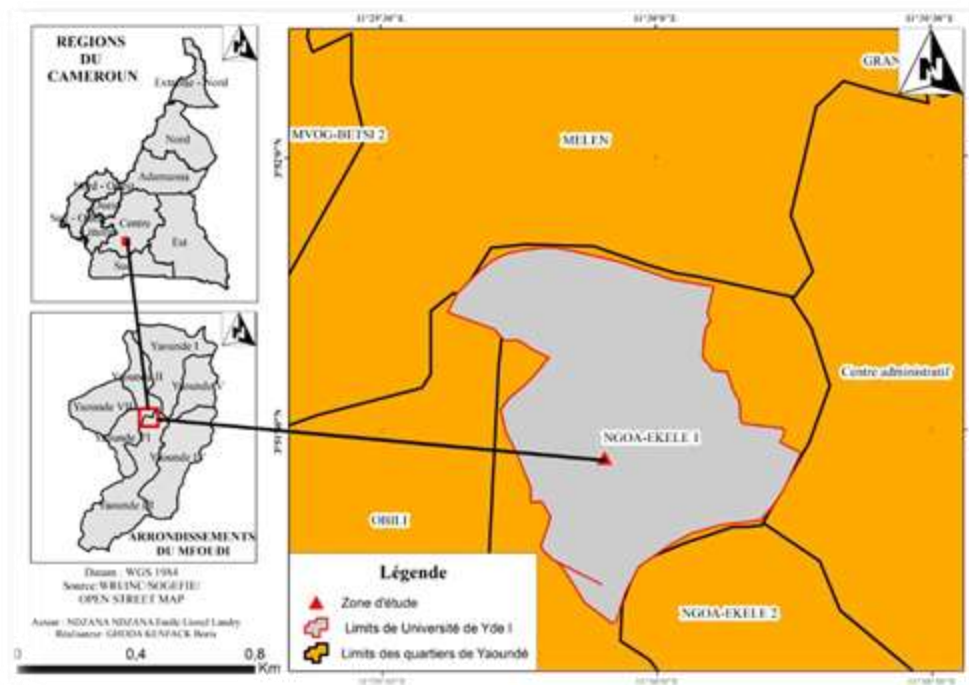


Figure 9: Site expérimental (Ghoda, 2023)

II.2. Matériel

Le matériel que nous avons utilisé a été scindé en trois groupes ; le matériel végétal, le matériel biologique et le matériel non biologique

II.2.1. Matériel végétal

Le matériel végétal utilisé est constitué uniquement des jeunes plants d'*Autranella congolensis* fourni par le laboratoire de microbiologie de l'université de Yaoundé 1.

II.2.2. Matériel biologique

Le matériel biologique est constitué de quatre souches de biofertilisants mycorhiziens sélectionnées (*Rhizophagus irregularis*, *Rhizophagus intraradices*, *Rhizophagus hoi* et *Gigaspora margaritaria*). Ce matériel a été fourni par le laboratoire de microbiologie du sol et de l'environnement de l'université de Yaoundé 1.



Figure 10: Inoculum à base de CMA (cliché Essono)

II.2.3. Matériel non biologique

Pour ce travail, nous avons utilisé un autoclave pour stériliser la terre. La stérilisation s'est faite à 121°C pendant une heure à 1 atm. Nous avons également utilisé les Sachets plastiques noirs de 3kg pour notre expérimentation. Nous avons de même utilisé différents appareils pour la prise des paramètres morphométriques comme le pied à coulisse électronique pour mesurer les diamètres de la tige au collet, le chlorophylle-mètre pour évaluer l'indice de chlorophylle, et le mètre pour mesurer la taille des plants et calculer la surface foliaire. Une balance sensible de précision $\pm 0,1g$ a été utilisée pour peser les différents traitements et les réactifs.

II.2.3.1. Matériel de laboratoire

Appareillage :

- Une balance électronique utilisée pour peser le matériel végétal et les réactifs ;
- Un stéréo microscope et un microscope optique sont utilisés respectivement pour le comptage des spores et pour l'observation des structures intra racinaire des CMA ;
- L'étuve universelle UN 30 est utilisée pour sécher le matériel végétal ;
- Le bain marie (Salvis) est utilisé pour le chauffage des solutions ;
- La cellule de comptage quadrillée pour le comptage des spores ;

- Des tamis de mailles de 710, 200, 100 et 45 µm utilisés pour extraire les spores de CMA à partir de 100 g de sol

Réactifs et solutions :

- L'eau de robinet utilisée pour rincer la verrerie, arroser les plantes, extraire les spores et laver le matériel végétal ;
- L'alcool à 65° est utilisé pour conserver les racines des différents plants,
- Le KOH 10% utilisé pour éclaircir les racines ; Le HCl 1% pour épaissir les structures des mycorhizes ;
- L'acide lactique-glycérol-eau (5-2-2) est associé à la Fuchsine acide pour colorer les racines et la même solution sans colorant pour la décoloration.

Verrerie :

- l'ermeneyer, le bécher et la fiole jaugée sont utilisés pour la préparation et le conditionnement des réactifs et solutions ;
- la pipette et les micropipettes sont utilisés pour prélever de petits volumes de solutions ;
- l'éprouvette et les tubes à essais sont utilisés pour mesurer ou contenir des volumes de solvants et effectuer les dosages.

II.3. Méthode

II.3.1. Préparation du site expérimental

Cette étape consiste à nettoyer le site à l'aide de la machette, de la houe et d'une pelle dans le but d'enlever les mauvaises herbes et de repousser les bio-agresseurs.

II.3.2. Traitement et disposition des sols

Le substrat utilisé est un mélange de sol de litière de forêt provenant de Yaoundé plus précisément et du sable fin. Le sable et la terre ont été préalablement tamisés séparément avec un tamis de 2 mm de maille, ils sont par la suite mélangés aux proportions 2/1 et 1/3 (deux brouettes de terre pour une brouette de sable) pour obtenir un substrat avec une bonne capacité de rétention d'eau, un bon drainage et une bonne aération (Okiobé *et al.*, 2015). En ce qui est du substrat stérile, nous avons utilisé un autoclave pour stériliser une quantité de mélange terre-sable. Ceci afin d'éliminer toutes traces de microorganismes susceptibles de contaminer l'inoculum (Sieverding, 1991 ;

Brundrett et *al.*, 1996). L'inoculation par les champignons mycorhiziens arbusculaires s'est faite de la façon suivante : nous avons au préalable introduit une quantité du mélange terre-sable dans les sachets de 3kg, puis nous avons introduit l'inoculum des CMA dans le pocket à 4 cm de profondeur à raison de 20 g. Par la suite, nous avons déposés les plants sur l'inoculum et enfin nous avons complété avec le mélange terre-sable (Anonyme, 2008).

II.3.1. Analyses physicochimiques du sol

Cet exercice permet d'identifier et chercher la quantité de tous les éléments présents dans le sol pouvant être bénéfique ou néfaste pour la croissance des plantes. Les différentes analyses ont consisté à déterminer la granulométrie (sol sableux, argileux ou limoneux), le pH, la conductivité électrique, l'oxygène dissous, le pourcentage de la matière organique, l'azote (N), la capacité d'échange cationique (CEC Ph), le rapport (C/N), le phosphore assimilable.

II.3.2. Dispositif expérimental

Nous avons utilisé un dispositif en bloc de Fisher randomiser à 2 blocs de 2 essais donc une partie avec la terre stérile et une autre partie avec la terre non stérile (Mouria et *al.*, 2007). Chaque traitement comprenait 20 répétitions dont

- ✓ Un traitement témoin (T) avec la terre non stérile et non mycorhizé ;
- ✓ Un traitement (T1) avec la terre non stérile et mycorhizé
- ✓ Un traitement (T2) avec la terre stérile non mycorhizé
- ✓ Un traitement (T3) avec la terre stérile et mycorhizé

Tableau 3. Dispositif expérimental

Bloc1					Bloc2				
T	T	T	T	T	T1	T1	T1	T1	T1
T	T	T	T	T	T1	T1	T1	T1	T1
T	T	T	T	T	T1	T1	T1	T1	T1
T	T	T	T	T	T1	T1	T1	T1	T1
Terre non stérile									
Bloc1					Bloc2				
T2	T2	T2	T2	T2	T3	T3	T3	T3	T3
T2	T2	T2	T2	T2	T3	T3	T3	T3	T3
T2	T2	T2	T2	T2	T3	T3	T3	T3	T3
T2	T2	T2	T2	T2	T3	T3	T3	T3	T3
Terre stérile									



Figure 11: Dispositif expérimental (cliché Essome)

II.3.3. Évaluation des paramètres morphométriques des différents traitements

Pour évaluer l'effet des différents traitements sur la croissance et le développement des plants, les paramètres suivants ont été considérés : la taille des plants (cm), le diamètre au collet (mm), la surface foliaire (cm²), le nombre de feuilles et l'indice de chlorophylle.

Les tailles des plants (cm) ont été mesurées avec le mètre à partir de la terre dans les pots jusqu'à l'extrémité supérieure des plants (bourgeon apical). Le diamètre au collet (mm) a été mesuré à l'aide du pied à coulisse électronique de précision 1/100. La surface foliaire (cm²) a été mesurée à l'aide du mètre en mesurant la longueur puis la largeur de la troisième feuille de chaque plant. Par la suite, nous avons utilisé la formule suivante : longueur x largeur x 0,8. Le nombre de feuilles a été déterminé par comptage direct sur chacun des plants. L'indice de chlorophylle a été mesuré à l'aide du chlorophylle-mètre en faisant la moyenne de l'indice de chlorophylle de trois feuilles sur chaque plant.



Figure 12: Prise de l'indice de chlorophylle (cliché Essome)

II.3.4. Évaluation des paramètres symbiotiques des différents traitements

II.3.4.1 Dépendance mycorhizienne relative

Trois plants par traitement ont été choisis de façon à assurer la moyenne dans chaque traitement (un plant parmi les plus grands, un parmi les moyens et un parmi les plus petits). Après la récolte, les plants (parties aériennes et racinaires) ont été bien lavés et rincés à l'eau du robinet puis séchés à l'étuve à 45°C pendant 4 jours jusqu'à élimination totale d'eau. Les pesées se sont faits séparément pour chaque répétition à l'aide d'une balance.

Ces résultats nous permettent de calculer la Dépendance Mycorhizienne Relative (DMR). Pour cela, nous avons utilisé la formule donnée par Planchette *et al.*, (1983).

$$DMR = \frac{BSTM - BSTO}{BSTM} * 100$$

DMR = Dépendance Mycorhizienne Relative

BSTM = Biomasse Sèche du Traitement Mycorhizé

BSTO = Biomasse Sèche du Traitement non Mycorhizé

II.3.4.2. Réponse à la Mycorhization (RM).

Pour calculer la réponse à la mycorhization (RM), nous avons utilisé la formule donnée par Planchette *et al.*, (1983).

$$RM = \frac{BSTM - BSTO}{BSTO} * 100$$

RM = Réponse à la Mycorhization

BSTM = Biomasse Sèche du Traitement Mycorhizé

BSTO = Biomasse Sèche du Traitement non Mycorhizé

II.3.4.4. Taux de colonisation racinaire des champignons

Trois plants par traitement ont été choisies de façon à assurer la moyenne (un plant parmi les plus grands, un parmi les moyens et un parmi les petits). Les fins fragments de racines ont été récoltés, puis introduit dans des tubes à essais et traité selon la méthode de Kormanik et Mc Graw (1982). Suivant la procédure : les racines récoltées sont découpées à l'aide du sécateur puis lavé à l'eau du robinet. Ensuite, les racines sont conservées dans des tubes à essai contenant de l'alcool dilué à 65%. Les tubes à essai contenant les racines sont transportés au laboratoire puis lavé à l'eau oxygénée (H₂O₂). Elles sont ensuite éclaircies dans le KOH 10% pendant 30mn à 90°C au bain marie. Les racines sont de nouveau lavées trois fois à l'eau du robinet, puis acidifiées dans le HCL à 1% pendant 60 mn à une température ambiante. La coloration des racines est faite pendant 10mn à 90°C dans une solution de fuchsine acide 0,05% et/ou le bleu trypan additionné à la solution constituée d'acide lactique-glycérol-eau. Puis la solution est vidée du tube à essai et les racines sont à nouveau rincées trois fois à l'eau du robinet. La décoloration se fait dans une solution d'acide lactique-glycérol-eau pendant 24 heures au moins. Les fragments de racines colorés (30 fragments par traitement) sont montés parallèlement sur les lames couvertes par les lamelles par groupe de 10 et observés au microscope au grossissement 10 et 40, trois répétitions sont effectuées. La présence

ou l'absence des structures caractéristiques des mycorhizes (filament mycéliens, spores, vésicules, arbuscules) ont permis d'évaluer la fréquence de colonisations racinaires.

$$\% Co = \frac{Nfc}{NTf} \times 100$$

%Co = pourcentage de colonisation

Nfc = nombre de fragments racinaires observées possédant une ou plusieurs structure (s) mycorhizienne (s) colonisée(s)

NTf = nombre total de fragments

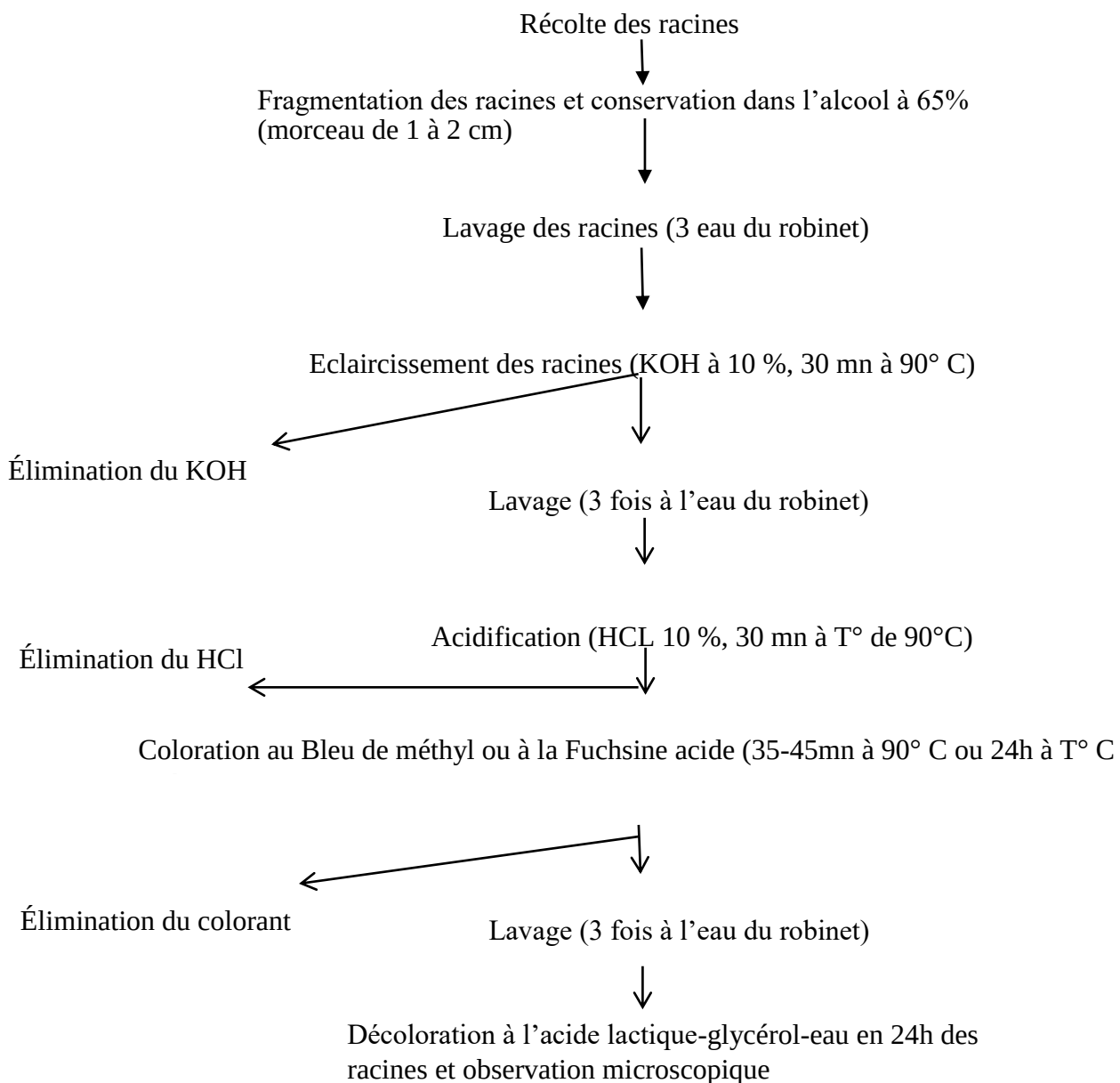


Figure 13: Etapes de la coloration racinaire (Ngonkeu, 2003)

II.3.4.5. Extraction et dénombrement des spores

II.3.4.5.1. Extraction des spores

Les spores sont des organites solides dans le sol (Hawaou, 2018). Elles forment des agrégats dans le sol où elles sont organisées autour d'un plexus mycélien (Gendermann et Trappe, 1974). Elles peuvent être classées en fonction de leurs couleurs, leurs tailles, leurs formes et le nombre des hyphes suspenseurs (Morton, 1988).

Pour extraire les spores dans notre sol, nous avons soumis au préalable nos pots contenant les plantes au stress hydrique pendant 3 semaines pour stimuler la production des spores. A l'aide de quatre tamis dont les mailles sont de 710 μm , 200 μm , 100 μm et 45 μm , nous avons extrait les pores selon le protocole de Schenck et Perez, (1990). Pour cela, nous avons procédé de la façon suivante :

Nous avons mélangé 100g de terre contenant les spores de CMA avec 300 ml d'eau dans un erlenmeyer par la suite, nous avons secoué énergiquement pendant au moins 2 minutes pour détacher les spores des particules de terre. Par la suite, nous avons laissé décanter pendant 15 secondes pour que les particules de terre se déposent au fond et que toutes les spores qui se sont détachés des particules de terre remontent dans le surnageant, puis nous avons recueillie seulement le surnageant dans les tamis empilés les uns sur les autres (les tamis sont empilés par ordre décroissant de mailles).

Par la suite, nous avons ajouté à nouveau 300 ml d'eau dans l'erlenmeyer et nous avons secoué à nouveau énergiquement pendant au moins 2 minutes pour détacher les spores qui sont encore collées aux particules de terres. Nous avons laissé décanter pendant 15 secondes, puis nous avons recueillie le surnageant sur le jeu de tamis.

Enfin, nous avons ajouté une troisième fois 300 ml d'eau dans l'erlenmeyer puis nous avons secoué à nouveau énergiquement pendant au moins 2 minutes pour détacher les spores qui sont encore collées aux particules de terres. Ensuite nous avons laissez décanté 15 secondes, puis nous avons recueillie le surnageant sur le jeu de tamis.

Le lavage sur les tamis s'est fait de la façon suivante : nous avons ouvert le robinet en laissant couler l'eau de telle manière que l'eau traverse le jeu de tamis en maintenant une pression adaptée. Après rinçage, nous avons recueilli le surnageant obtenue dans chaque tamis dans les flacons préalablement étiqueté. Les flacons obtenus à ce niveau ont constitué la première répétition et chaque traitement a eu 3 répétitions.

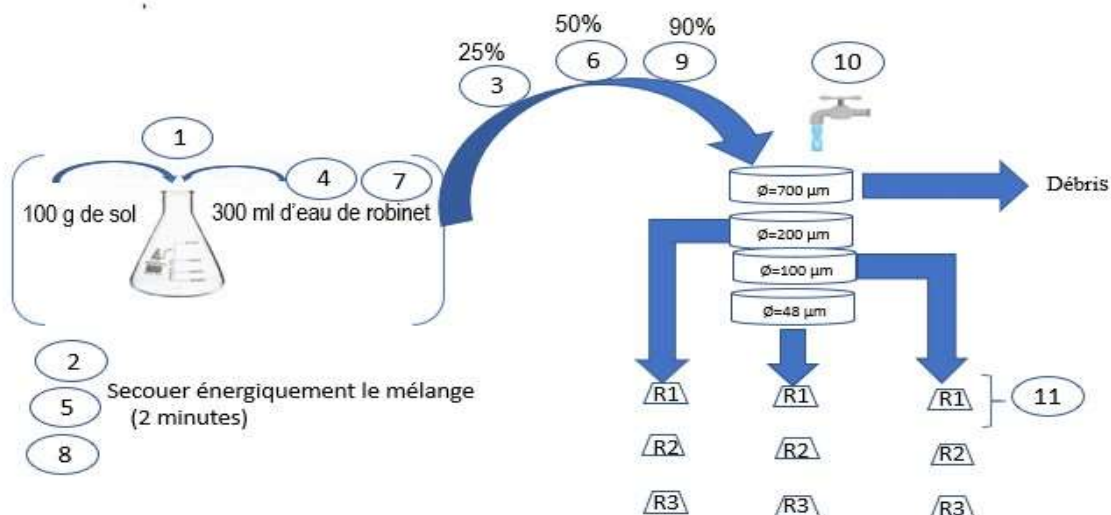
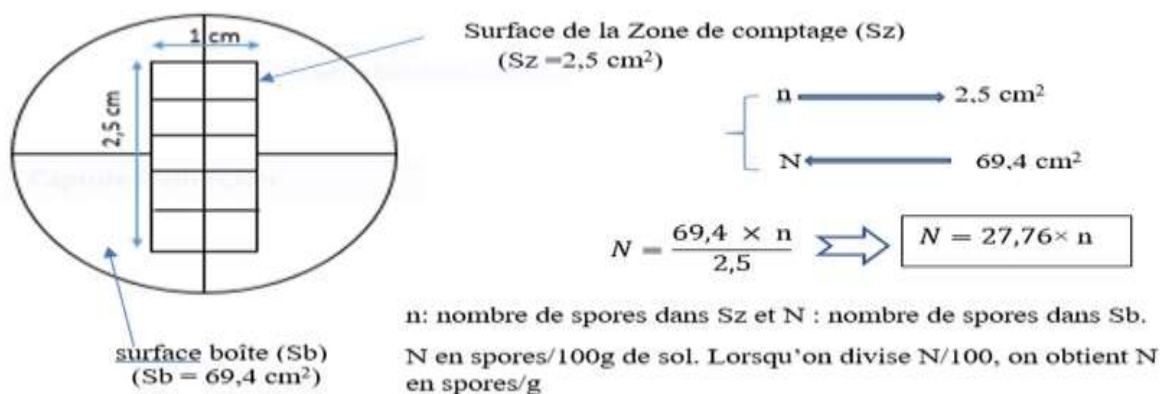


Figure 14: Mode opératoire d'extraction des spores des CMA (Schenck et Perez, 1990)

I.3.4.5.2. Dénombrement des spores

Pour le comptage des spores, nous avons recueillie le surnageant dans une cellule de comptage de 69,4 cm² de surface sectionnée en 10 carreaux rangés en deux groupes de 5 carreaux de 2,5 cm² de surface totale. Le comptage des spores, a été fait à travers un stéréo microscope (Ngonkeu, 2003).



II.3.5. Analyse statistique des résultats

Les données issues des différents traitements ont été saisis et traitées de façon descriptive dans le logiciel Microsoft Office Excel 2016. Pour la comparaison des moyennes, une analyse de la variance à un facteur (ANOVA) a été entreprise. Lorsque l'ANOVA a révélé l'existence de différences statistiques entre les différentes moyennes comparées, des séparations par paires ont été faites grâce au test post hoc HSD de Tukey. Les calculs ont été effectués sur ordinateur à l'aide du logiciel SPSS version 16.0 au seuil d'erreur consenti de 5 %

CHAPITRE III : RÉSULTATS ET DISCUSSION

III.1 RÉSULTATS

L'évaluation du potentiel des champignons mycorhiziens symbiotes sur la croissance et le développement d'*Autranella congolensis* a permis de collecter et d'analyser un certain nombre de résultats. Ceci afin d'en ressortir une explication scientifique des comportements observés dans les différents traitements.

III.1.1. Composition physico-chimique du sol utilisé pour l'expérimentation

Les analyses physicochimiques des échantillons du sol de l'expérimentation ont été réalisées à l'Institut International d'Agriculture Tropicale (IITA). Les caractéristiques du sol utilisé pour l'expérimentation sont consignées dans le tableau ci-dessous.

Les résultats de ces analyses révèlent que le sol utilisé est argilo-sableux, de pH 6,19 avec une conductivité électrique de 39,6 μ S/cm, une fertilité moyenne de (CEC 4,15 méq/100g et Phosphore assimilable de 1,31 mg/kg) et un pourcentage en matière organique élevée.

Tableau 4. Composition physico-chimique du sol de l'expérimentation

Paramètre	Éléments	Teneur
Texture (%)	Argile	41,11
	Limon	13,99
	Sable	44,90
	Classe texturale	CL/LA-
Réactivité des sols	pH-eau	6,19
	Conductivité électrique (μ S/cm)	39,6
Matière organique	CO (%)	1,40
	MO (%)	6,43
	N tot. (g/kg)	0,122
	Rapport C/N	11,48
Capacité d'Echange Cationique (méq/100g)	CEC Ph	4,15
Phosphore assimilable	Bray (μ g/g)	1,31

III.1.2. Influence des CMA sur les paramètres de croissances végétales.

Bien que plusieurs paramètres aient été pris, un accent a été mis sur les paramètres tailles des plants, diamètre au collet, nombre de feuilles et surface foliaire. Ceci dû au fait que ces paramètres sont les plus importants pour la croissance et le développement de notre taxon en étude.

III.1.2.1. Influence des CMA sur la taille des plants

Les résultats de l'analyse de variance ont montré que la taille des plants a été considérablement influencé par les CMA ajoutés et par le substrat utilisé ($p < 0,001$). Le paramètre taille des plants a été pris le premier et le troisième mois après le début de l'expérimentation. On constate qu'au premier mois, il y a eu une légère différence significative entre les traitements inoculés et les témoins dans chaque substrat. Cependant, c'est à partir du troisième mois que les traitements inoculés sont significativement différents de leurs témoins respectifs dans chaque substrat. Dans le substrat non stérile, on observe une moyenne de taille de $35,25 \pm 1,72$ cm et $44,07 \pm 2,04$ cm respectivement pour les traitements T0 et T1. De même, dans le substrat stérile, on observe une moyenne de taille de $27,02 \pm 2,03$ cm et $28,92 \pm 1,74$ cm respectivement pour les traitements T2 et T3. On constate également que le substrat utilisé a influencé sur le paramètre taille des plants. En général, les tailles des plants dans les traitements du substrat non stérile sont significativement plus grandes que celles du substrat stérile. Le traitements inoculés (T1) du substrat non stérile est ainsi le traitement qui présente la taille la plus grande.

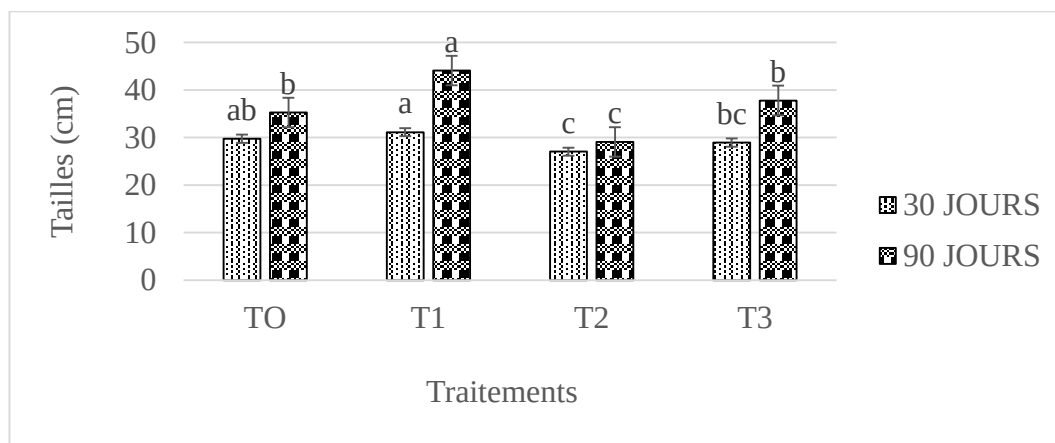


Figure 15: Effet des CMA sur la taille des plants d'*Autranella congolensis*

T0= traitement témoin du substrat non stérile T1= traitement inoculé par les CMA du substrat non stérile T2= traitement témoin du substrat stérile T3= traitement inoculé par les CMA du substrat stérile. Les moyennes ayant les mêmes lettres ne sont pas significativement différentes selon le test de Turkey au seuil de 5 %.

III.1.2.2. Influence des CMA sur le diamètre au collet

Les résultats de l'analyse de variance des moyennes du diamètre au collet enregistrés sur chaque traitement illustré sur la figure 17, ont montré que dès le premier mois, on note déjà des différences significatives entre les traitements inoculés et les témoins au sein de chaque substrat. Dans le substrat stérile, on observe une différence significative avec des moyennes de $8,60 \pm 1,17$ mm et $6,80 \pm 0,76$ mm respectivement pour les traitements T3 et T2. De même, dans le substrat non stérile, on observe également une différence significative avec des moyennes de $8,97 \pm 0,87$ mm et $7,17 \pm 0,73$ mm respectivement pour les traitements T1 et T0. Au troisième mois, un effet plus prononcé a été observé dans les différents substrats. Dans le substrat stérile, on note une différence significative avec des moyennes de $9,94 \pm 1,35$ mm et $7,06 \pm 0,55$ mm respectivement pour les traitements T3 et T2. Pareillement, dans le substrat non stérile où l'on observe une différence significative avec des moyennes de $10,92 \pm 1,29$ mm et $8,32 \pm 0,84$ mm. On constate que, les deux traitements inoculés (T1 et T3) des deux substrats sont les traitements qui présentent les plus grands diamètres au collet. Cependant, on constate que le substrat a influencé sur ce paramètre, car à partir du troisième mois, on note une différence significative entre les traitements T0 et T2.

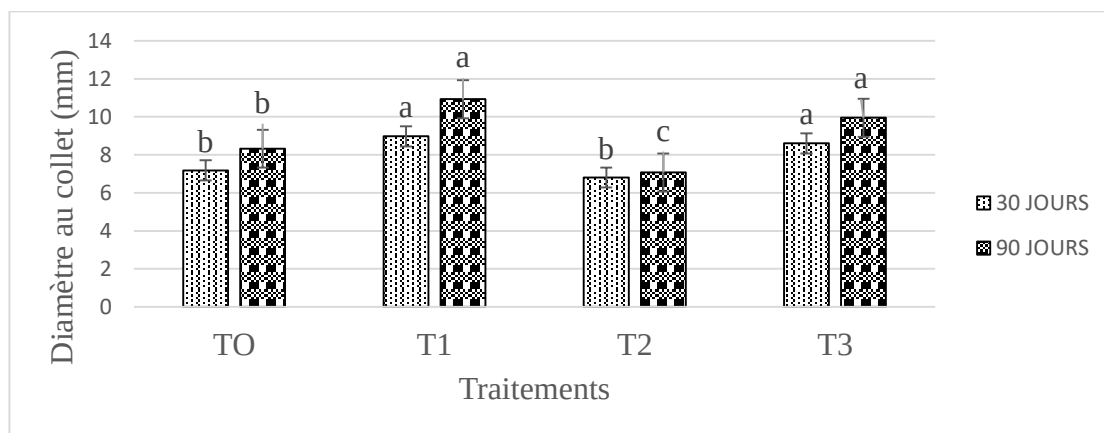


Figure 16: Effet des CMA sur le diamètre au collet

T0= traitement témoin du substrat non stérile T1= traitement inoculé par les CMA du substrat non stérile T2= traitement témoin du substrat stérile T3= traitement inoculé par les CMA du substrat stérile. Les moyennes ayant les mêmes lettres ne sont pas significativement différentes selon le test de Turkey au seuil de 5 %.

III.1.2.3. Influence des CMA sur le nombre de feuilles

Les résultats de l'analyse des variances des moyennes du nombre de feuilles enregistré sur les plants d'*Autranella congolensis* le premier et le troisième mois ont révélé une différence significative ($P < 0,05$) entre les traitements inoculés et leurs témoins respectifs au sein des deux

substrats (substrat stérile et substrat non stérile). Au premier mois, on observe déjà une différence significative entre le traitement inoculé (T1) et son témoin (T0) dans le substrat non stérile. Ces deux traitements présentent une moyenne de nombre de feuille de $20,8 \pm 2,06$ et $23,8 \pm 2,21$ respectivement pour T1 et T0. Dans le substrat stérile, la différence est encore plus significative avec une moyenne de nombre de feuille de $10,13 \pm 1,15$ et $15,8 \pm 1,83$ respectivement pour les traitements T2 et T3. Au troisième mois, la différence est toujours plus significative dans le substrat stérile avec une moyenne de nombre de feuille de $10,25 \pm 1,06$ et $23,12 \pm 2,17$ respectivement pour les traitements T2 et T3. En ce qui est du substrat non stérile, on observe une différence significative avec une moyenne de nombre de feuille de $25,75 \pm 2,31$ et $30,8 \pm 1,92$ respectivement pour les traitement inoculé T0 et T1. Le traitement T1 reste ainsi le traitement avec le nombre de feuilles le plus élevé. Le substrat utilisé a influencé sur ce paramètre : Car, on remarque que les plants du substrat non stérile ont un nombre de feuilles supérieur à ceux du substrat stérile.

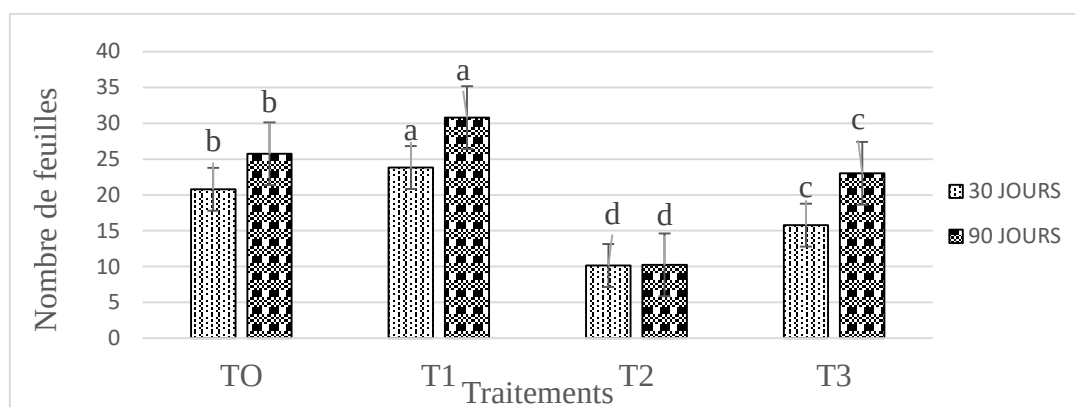


Figure 17: Effet des CMA sur le nombre de feuille

T0= traitement témoin du substrat non stérile T1= traitement inoculé par les CMA du substrat non stérile T2= traitement témoin du substrat stérile T3= traitement inoculé par les CMA du substrat stérile. Les moyennes ayant les mêmes lettres ne sont pas significativement différentes selon le test de Turkey au seuil de 5 %.

III.1.2.4. Influence des CMA sur la surface foliaire

Les résultats de l'analyse de variance de la surface foliaire moyenne enregistrés sur chaque traitement illustré sur la figure 19, ont montré une influence suite aux CMA utilisés et au substrat utilisé ($P < 0,05$). Au premier mois, on n'observe pas de différences significatives entre les traités et les témoins dans les deux substrats. Cependant à partir du troisième mois, les analyses effectuées montrent clairement des différences significatives entre les traités et les témoins dans les deux substrats. La différence est plus significative dans le substrat non stérile avec $43,41 \pm 2,18 \text{ cm}^2$ et

37,51±2,81cm² respectivement pour les traitements T1 et T0. Cependant, dans le substrat stérile on note une différence significative de 39,62±2,64cm² et 34,37±2,22cm² respectivement pour les traitements T3 et T2. Le traitement T1 reste donc le traitement avec une moyenne de surface foliaire la plus élevée.

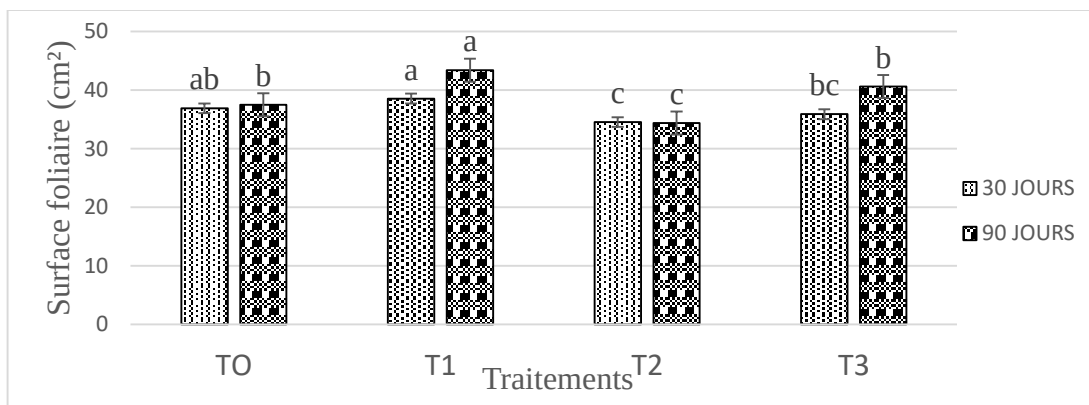


Figure 18: Effet des CMA sur la surface foliaire

T0= traitement témoin du substrat non stérile T1= traitement inoculé par les CMA du substrat non stérile T2= traitement témoin du substrat stérile T3= traitement inoculé par les CMA du substrat stérile. Les moyennes ayant les mêmes lettres ne sont pas significativement différentes selon le test de Turkey au seuil de 5 %.

Tableau 5. Récapitulatif des effets des CMA sur les paramètres de croissance végétale d'*Autranella congolensis* le trentième et le quatre-vingt-dixième jours.

Paramètres	Traitements	30J	90J
Taille des plants (cm)	T0	29,74±1,66 ^{ab}	35,25±1,72 ^b
	T1	31,11±1,96 ^a	44,07±2,04 ^a
	T2	27,02±2,03 ^c	29,05±1,75 ^c
	T3	28,92±1,74 ^{bc}	37,79±1,9 ^b
Diamètre au collet (mm)	T0	7,1785±0,73 ^b	8,321±0,84 ^b
	T1	8,9725±0,87 ^a	10,927±1,29 ^a
	T2	6,8075±0,76 ^b	7,0695±0,55 ^c

	T3	8,604±1,17 ^a	9,9495±1,35 ^a
Surface foliaire (cm ²)	T0	36,89±2,18 ^{ab}	37,51±2,81 ^b
	T1	38,55±2,94 ^a	43,4±2,18 ^a
	T2	34,55±1,94 ^c	34,37±2,25 ^c
	T3	34,9±1,92 ^{bc}	39,62±2,64 ^b
Nombre de feuille/plant	T0	20,8±2,06 ^b	25,75±2,31 ^b
	T1	23,8±2,21 ^a	30,8±1,92 ^a
	T2	10,14±1,15 ^d	10,25±1,06 ^d
	T3	15,83±1,83 ^c	23,12±2,17 ^c

T0= traitement témoin du substrat non stérile T1= traitement inoculé par les CMA du substrat non stérile T2= traitement témoin du substrat stérile T3= traitement inoculé par les CMA du substrat stérile. Les moyennes ayant les mêmes lettres ne sont pas significativement différentes selon le test de Turkey au seuil de 5 %.

III.1.3. Influence des CMA sur les paramètres symbiotiques

III.1.3.1. Influence des CMA sur le taux de colonisation racinaire dans les différents traitements

Une variabilité importante du taux de colonisation racinaire a été observée dans les différents substrats suite au traitement appliqué. Les plants inoculés présentent un taux colonisation racinaire supérieure aux témoins dans les deux substrats. Une démarcation a été observée dans le traitement T1 par rapport à son témoin (T0) et avec tous les autres traitements. Le traitement (T1) a un taux de colonisation de 96,66% suivi des traitements T3 et T0 qui ne présentent pas de différence significative et qui ont des taux de colonisation respectif de 70% et 63,33%. Le plus faible taux de colonisation racinaire est observé dans le traitement T2 sur substrat stérile avec un taux de colonisation de 36,66% et est ainsi significativement différents des autres traitements. En comparant les taux de colonisation entre les traitements témoin T0 sur substrat non stérile et T2 sur substrat stérile, on constate que le substrat utilisé a influencé sur ce paramètre. Le traitement T0 a un taux de colonisation de 63,33% qui est supérieure et significativement différent du traitement T2.

Tableau 6. Taux de colonisation racinaire d'*Autranella congolensis*

Traitements	Taux de colonisation racinaire (%)
T0	63,33
T1	96,66
T2	36,66
T3	70

T0= traitement témoin du substrat non stérile T1= traitement inoculé par les CMA du substrat non stérile T2= traitement témoin du substrat stérile T3= traitement inoculé par les CMA du substrat stérile.

L'observation microscopique des racines nous permet de dire que les CMA inoculés ont largement colonisé les racines de nos plants par rapport au témoin, cela se caractérise par la présence des structures caractéristiques (Figure 19).



Figure 19: Structures de CMA observées dans les fragments de racines d'*Autranella congolensis* inoculés ou non après coloration (cliché Essome)

III.1.3.1.1. Influence des CMA sur le taux de colonisation racinaire par les hyphes, les spores et les vésicules

Le graphe ci-dessous présente les taux de colonisation des fragments de racines par les hyphes, les spores et les vésicules dans les différents traitements. Les résultats de l'analyse de variance nous ont permis de constater que, le taux de colonisation racinaire par ces différentes structures (hyphes, spores et vésicules) est plus élevé dans les traitements inoculés par rapport à

leurs témoins respectifs dans les deux substrats (substrat stérile et substrat non stérile). Le taux de colonisation des deux traitements inoculés (T1 et T3) est dominé par les hyphes, suivi des spores et en fin les vésicules. La colonisation par les différentes structures est plus élevée dans le traitement inoculé T1 avec un taux de colonisation moyen de $90\pm 0,5\%$; $90\pm 0,1\%$ et $83,33\pm 0,44\%$ respectivement pour les hyphes, les spores et les vésicules. Ce traitement présente ainsi une différence significative comparé à son témoin et avec tous les autres traitements. Cependant on n'observe pas de différences significatives entre les traitements T0 et T3. Le traitement T2 reste le traitement le moins colonisé avec un taux de colonisation de $33,33\pm 0,44\%$; $43,3\pm 0,66\%$ et $26,66\pm 1,11\%$ respectivement pour les hyphes, les spores et les vésicules.

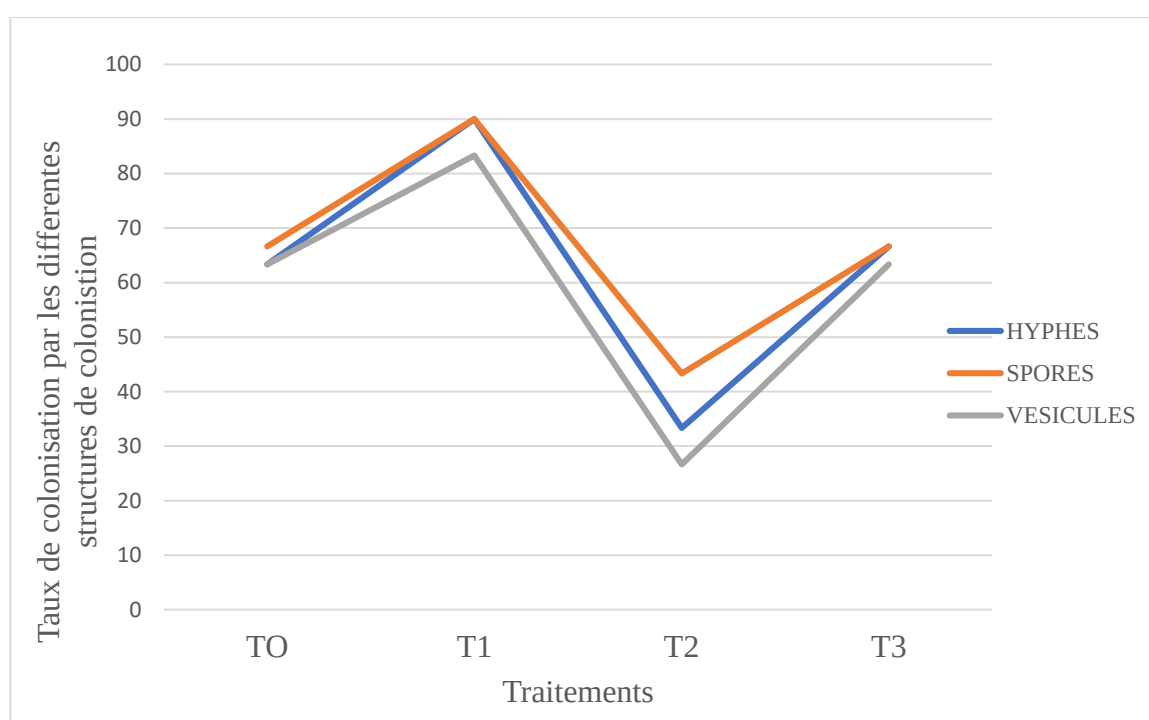


Figure 20: Effet des CMA sur le taux de colonisation racinaire d'*Autranella congolensis* par les hyphes, les spores et les vésicules.

T0= traitement témoin du substrat non stérile T1= traitement inoculé par les CMA du substrat non stérile T2= traitement témoin du substrat stérile T3= traitement inoculé par les CMA du substrat stérile.

III.1.3.2. Sporulation

Après extraction et dénombrement des spores, les résultats de l'analyse de variance des moyennes du nombre de spores contenue dans 1g de sol sont illustrés dans le (Tableau 7). Les résultats de la sporulation montrent que, bien que les témoins ont un nombre de spores considérable

(avec 37 et 20 spores/g de sol respectivement pour le témoin du substrat non stérile(T0) et du substrat stérile (T1)), les spores ont été plus nombreux dans les traitements inoculés. Par ailleurs, les résultats des analyses de variance ont montré un effet significatif non seulement entre les traitements inoculés et les traitements témoins, mais aussi entre le substrat non stérile et le substrat stérile. Le traitement inoculé sur terre non stérile (T1) se présente donc avec le plus grand nombre de spores (58 spores/g de sol).

Tableau 7. Nombre de spores /g de sol

Traitements	Sporulation (spores /g de sol)
T0	39±2,22 ^b
T1	58±3,55 ^a
T2	20±3,62 ^c
T3	37±2,66 ^{bc}

T0= traitement témoin du substrat non stérile T1= traitement inoculé par les CMA du substrat non stérile T2= traitement témoin du substrat stérile T3= traitement inoculé par les CMA du substrat stérile. Les moyennes ayant les mêmes lettres ne sont pas significativement différentes selon le test de Turkey au seuil de 5 %.

Les observations microscopiques (Figure 20) révèlent la présence de plusieurs morphotypes de spores de couleurs (gris, jaune pâle, brune, marron, blanche et noire) et les diversités de spores obtenues présentent des formes plus homogènes (sphérique, ovale, irrégulière et globuleuse).

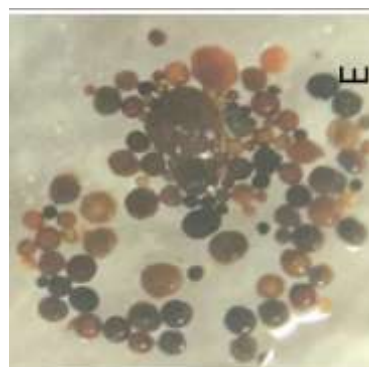


Figure 21: Diversité de morphotypes de spores de CMA au microscope optique 100x (cliché Essome)

III.1.3.3. Influence des CMA sur la teneur en chlorophylle

Les résultats de l'analyse de variance, montrent une variabilité de la teneur en chlorophylle totale des plants d'*Autranella congolensis* en fonction du traitement appliqué et du substrat utilisé. Dans le substrat non stérile, on observe une différence significative entre le traitement inoculé (T1) et son témoin (T0) avec une teneur en chlorophylle respectivement de $57,20 \pm 1,70 \text{ mg/l}$ et $54,22 \pm 2,53 \text{ mg/l}$. cependant, on note une différence plus significative dans le substrat stérile entre le traitement inoculé (T3) et son témoin (T2) avec une teneur en chlorophylle respectivement de $55,075 \pm 1,72 \text{ mg/l}$ et $47,63 \pm 2,34 \text{ mg/l}$. Les deux traitements inoculés (T0 et T3) présentent donc les meilleures teneurs en chlorophylle. Par ailleurs, le substrat a influencé de façon significative sur ce paramètre. Les traitements du substrat non stérile présentent les meilleurs teneurs en chlorophylle par rapport à ceux du substrat stérile.

Tableau 8. Effets des CMA sur la teneur en chlorophylle

Traitements	Teneur en chlorophylle (mg/g)
T0	$54,22 \pm 2,53^b$
T1	$57,20 \pm 1,70^a$
T2	$47,63 \pm 2,34^c$
T3	$55,075 \pm 1,72^{ab}$

T0= traitement témoin du substrat non stérile T1= traitement inoculé par les CMA du substrat non stérile T2= traitement témoin du substrat stérile T3= traitement inoculé par les CMA du substrat stérile. Les moyennes ayant les mêmes lettres ne sont pas significativement différentes selon le test de Turkey au seuil de 5 %.

III.1.2.5 Influence des CMA sur la biomasse sèche

L'effet de la mycorhization sur les biomasses sèches d'*Autranella congolensis* est présenté dans le tableau 20. L'analyse de variance a montré une différence significative entre les traitements mycorhizés et les témoins dans les deux substrats. Les résultats sur la (Figure 20) montrent que les biomasses sèches par plants d'*Autranella congolensis* varient en fonction du traitement appliqué et du substrat utilisé. Dans le substrat non stérile, on observe une différence significative entre les traitement T0 et T1 avec des moyennes respectives de $16,67 \pm 1,02 \text{ g}$ et $38,12 \pm 2,07 \text{ g}$. De même, dans le substrat stérile on note une différence significative entre T2 et T3 avec des moyennes respectives

de $3,4 \pm 0,28$ g et $14,96 \pm 1,28$ g. Les DMR et RM ont été positives, *Autranella congolensis* est donc une plante dite mycotrophe. Elle présente par ailleurs des résultats plus élevés dans le substrat stérile par rapport au substrat non stérile

Tableau 9. Effet des CMA sèche totale de *Autranella congolensis*

Traitement	Biomasse sèche (g)	RM (%)	DMR (%)
T0	$16,67 \pm 1,02^b$	-	-
T1	$38,12 \pm 2,07^a$	+77,27	+56,26
T2	$3,4 \pm 0,28^c$	-	-
T3	$14,96 \pm 1,28^b$	+340	+128,67

T0= traitement témoin du substrat non stérile T1= traitement inoculé par les CMA du substrat non stérile T2= traitement témoin du substrat stérile T3= traitement inoculé par les CMA du substrat stérile. Les moyennes ayant les mêmes lettres ne sont pas significativement différentes selon le test de Turkey au seuil de 5 %.

III.2. Discussion

III.2.1. Analyse physico chimique du sol utilisé.

Le sol constitue un environnement où interagissent directement ou indirectement de nombreux microorganismes telluriques entre eux mais aussi avec les composantes abiotiques du milieu. Il est également le milieu naturel pour la croissance des plantes. L'analyse physico-chimique du sol a permis d'apporter des explications partielles sur plusieurs mécanismes et le comportement des plants dans les différents substrats (substrat stérile et substrat non stérile).

La texture d'un sol est la répartition granulométrique de ses constituants. Elle apporte des informations utiles à la gestion de l'eau et de la fertilisation d'un sol. Elle conditionne également le choix des végétaux, leur arrosage ainsi que l'apport d'éventuels engrais. Trois principales particules caractérisent la texture d'un sol (l'argile, le limon et le sable). Lorsqu'il n'y a pas de particules dans un sol, il s'agit de la porosité qui est le volume vide du sol. Cette porosité est la perméabilité du sol qui définit la quantité d'eau que le sol peut fournir à la plante. Dans notre étude, le sol utilisé est la terre noire de Nyom (Yaoundé) qui est un sol Limoneux-argileux. Ce type de sol ne pose pas véritablement de problèmes en ce qui concerne la culture de notre espèce. Car le sol qu'on a utilisé provient de la même zone agro-écologique que les forêts humides du sud Cameroun où l'on trouve

notre taxon en étude (zone forestière bi-modale). Cependant, pour une meilleure perméabilité et une bonne aération du sol, nous avons ajouté une quantité de sable correspondant à 1/3 de la quantité de terre utilisée ce qui corrobore avec les résultats de Okiobé et al., (2015) qui en travaillant dans l'amélioration de la production d'inoculum de CMA par la concentration de la solution nutritive et les variations de la texture du sol, ont montré que pour obtenir un substrat avec une bonne capacité de rétention d'eau, un bon drainage et une bonne aération, le sol doit avoir les proportions 1/3 ; 2/3 correspondant respectivement à la quantité de sable et de terre.

Pour la bonne croissance du végétal, plusieurs éléments minéraux sont fondamentaux (l'azote (N) ; le phosphore (P) ; le potassium (K)...). L'azote, quant à lui favorise surtout le développement de la partie aérienne de la plante en assurant leur précocité. Notre sol a une valeur C/N égale à 11,48 ce qui signifie que l'azote est minéralisé et disponible en grande quantité dans le sol. Ce qui peut justifier la raison pour laquelle dès le premier mois, nous observons déjà une amélioration des paramètres de croissances dans nos différents traitements. Ce résultat corrobore avec celui de (Bipfubusa, 2006) qui a montré qu'un rapport C/N inférieur à 20 indique que l'azote est minéralisé et disponible en grande quantité dans le sol. Quant au phosphore, il joue un rôle important dans la croissance des feuilles, à la respiration des plantes et à la photosynthèse. Cet élément est facilement absorbé par la plante à un $\text{pH} \leq 7$, et moins assimilable à un $\text{pH} \geq 7$ (Hopkins, 2003). Notre sol a une quantité assimilable en phosphore faible (1,31 g/kg) à pH 6,19. Ce résultat est contradictoire avec ceux de Hopkins, (2003) car à un $\text{pH} \leq 7$, notre sol a une quantité de phosphore assimilable faible. Cependant, ce résultat corrobore avec celui de (Huynh, 2009) qui justifie cette contradiction par la présence de fortes quantités de métaux lourds dans le sol, qui peut influencer sur la mobilité des nutriments.

III.2.2. Evaluation des CMA sur la croissance d'*Autranella congolensis*

Les champignons mycorhiziens arbusculaires sont des microorganismes bénéfiques du sol qui peuvent réaliser une symbiose avec le système racinaire de plusieurs espèces forestières telles que le *Dacryodes macrophylla*, *Guibourtia tessmannii* et *Pericopsis elata* (Essono, 2017). En d'autres termes, la symbiose entre les CMA et *Autranella congolensis* peut avoir une influence positive sur sa croissance et son développement.

La présente étude avait pour objectif général de chercher les stratégies efficaces visant à optimiser le potentiel mycorhizien des plantules de *Mukulungu* en milieu semi contrôlé. Il en ressort de cette expérimentation que l'inoculation des plants d'*Autranella congolensis* en symbiose avec

notre consortium de CMA a influencé positivement sur l'ensemble de ses paramètres croissances (taille, diamètre au collet, nombre de feuilles et surface foliaire).

Les résultats de l'analyse de variance montrent que, dès le premier mois, on observe des légères différences significatives sur l'ensemble des paramètres de croissance entre les traitements inoculés et les témoins dans les deux substrats. Ces différences sont plus poussées au troisième mois où l'on observe des pourcentages d'augmentations plus considérable. Dans le substrat non stérile, on observe des pourcentages d'augmentations de 4,6% ; 25,10% ; 14,42% et 4,49% respectivement pour la taille des plants, le diamètre au collet, le nombre de feuilles et la surface foliaire. En ce qui est du substrat stérile, les traitements inoculés avec les CMA comparé à leurs témoins présentent des pourcentages d'augmentations de 7,03% ; 26,47% ; 55,97% et 1,01% respectivement pour la taille, le diamètre au collet, le nombre de feuilles et de la surface foliaire. Ces résultats confirment ceux de Secilia & Bagyaraj (1994) qui ont montré que les CMA améliorent significativement les paramètres de croissance. Ceci démontre que le consortium de CMA utilisé possède des propriétés stimulatrices de la croissance et du développement d'*Autranella congolensis*. Cependant, on a remarqué l'influence du substrat utilisé sur le développement de l'ensemble des paramètres de croissance. La comparaison entre les traitements témoins T0 sur terre non stérile et T2 sur terre stérile montre que les différents paramètres de croissance sont plus évolués dans le traitement T0 avec des pourcentages d'augmentations de 21,32% ; 17,84% ; 151,21% et 9,13% respectivement pour la taille, le diamètre au collet, le nombre de feuilles et de la surface foliaire. Ce qui peut être expliquer par le fait que, la stérilisation a détruit de façon importante la microflore du sol qui serait importante pour la croissance de la plante. Ce résultat est en phase avec ceux de Plenchette et al (1983) qui ont montré qu'après stérilisations du sol, l'inoculation est alors très souhaitable voir même indispensable pour les espèces arborées très importante comme le Frêne, le Merisier.

III.2.3. Symbiose mycorhizienne et *Autranella congolensis*.

Les résultats obtenus pour les paramètres symbiotiques des plants d'*Autranella congolensis* (taux de colonisation racinaire, sporulation, teneur en chlorophylle) sur terre stérile et non stérile en fonction des différents traitements (T0, T1, T2 et T3) indiquent que les plants inoculés avec les CMA présentent les meilleures performances symbiotiques quel que soit les paramètres et le substrat comparé aux plants témoins. Ceci démontre que la symbiose mycorhizienne a bien été établie. La quantification de l'infection racinaire par les CMA a montré que la fréquence et l'intensité de mycorhization de l'essence étudié est de 63,33% ; 96,66% ; 36,66% et 70% respectivement pour les traitements T0 ; T1 ; T2 et T3. Le traitement T1 (traitement inoculé sur terre non stérile) a eu un résultat plus affirmatif, que les autres. Ce résultat peut s'expliquer par le fait qu'il y'ait eu

complémentarité positive entre le consortium de CMA inoculé, la microflore naturelle présente dans la terre utilisée et la microflore de la rhizosphère de départ aux plants. Cela suggère que les CMA pourrait être impliqué dans l'architecture imposante de cette essence. Car selon Diagne et Ingleby 2003, au-delà de 12% d'intensité de mycorhization, les bénéfices tirés par le symbiote végétal ne sont pas négligeables. Ci-dessous, les résultats de la sporulation viennent en soutien à celui du taux de colonisation. Comparativement aux traitements témoins T0 et T2, le paramètre sporulation a été fortement influencé par les traitements T1 et T3 ayant été inoculé avec le consortium de CMA. Nous avons enregistré un pourcentage d'augmentation du nombre de spores de 48,71% sur substrat non stérile et de 85% sur substrat stérile. Différents genres de spores ont été observé. Il s'agit particulièrement des genres *Glomus* et *Gigaspora*. Le genre *Glomus* est le plus prédominant ce qui concorde avec les résultats de Pante et Tarafdar., 2004, qui expliquent cette prédominance du genre *Glomus* par son adaptation et sa stabilité dans les milieux tropicaux en diverses conditions. Les résultats sur la teneur en chlorophylle montrent que les CMA ont augmenté la teneur en chlorophylle chez les traitements inoculés par rapport aux témoins d'un seuil de 5,49% tant sur substrat stérile que non stérile.

La DMR évaluée avec le consortium de CMA constitué de quatre souches identifiés (*Rhizophagus irregularis*, *Rhizophagus intraradices*, *Rhizophagus hoi* et *Gigaspora margaritaria*) a fait état de ce qu'*Autranella congolensis* est une plante mycotrophe obligatoire. Ce résultat est en accord avec ceux rapportés dans la littérature par Janos, 1980 ; Gobat *et al.*, 2003 qui ont montré que, la plupart des essences forestières en forêt tropicale humide (95%) forment des associations endomycorhizienne et ne peuvent se maintenir dans les conditions naturelles que si les champignons avec lesquels elles forment la symbiose mycorhizienne sont présents. Les résultats de la DMR montrent qu'*Autranella congolensis* dépend des CMA avec une réponse à l'inoculation de 128,26% et 340% respectivement dans le substrat non stérile et dans le substrat stérile. La dépendance mycorhizienne est de 56,26% et 77,27% respectivement dans le substrat non stérile et dans le substrat stérile. Ces résultats sont en accord avec ceux rapportés dans la littérature par Nwaga *et al.*, 2010 qui, en travaillant sur la mycorhization de plus de 12 cultures (arachide, bananier, igname, maïs, mucuna, niébé, palmier à huile, piment, poireau, sorgho, soja, tomate, riz), ont montré que plusieurs souches sélectionnées de microorganismes ont augmenté la productivité de l'ordre de 48 à 478 % seuls ou en combinaison avec d'autres intrants agricoles qui stimulent leurs effets.

CHAPITRE IV : CONCLUSION ET PERSPECTIVES

IV.1. CONCLUSION

A l'issu de notre travail qui portait sur le potentiel symbiotique des champignons mycorhiziens arbusculaires sur les plantules d'*Autranella congolensis* : taxon en danger critique d'extinction dans les écosystèmes forestiers du grand sud Cameroun, ceci dans le but d'optimiser le potentiel mycorhizien des plantules d'*Autranella congolensis* en milieu semi contrôlé. Les résultats qui en ont découlé, ont permis d'affirmer que le sol utilisé est Limoneux-argileux, de pH 6,19 avec une fertilité moyenne et un pourcentage en matière organique élevé. Ces résultats font état de ce que le substrat utilisé ne cause pas véritablement de problèmes à la croissance des plants. En effet, les résultats de l'analyse des variances des différents paramètres morphométriques obtenus à partir du troisième mois attestent que les traitements inoculés avec notre consortium de CMA stimulent mieux l'ensemble des performances de croissances par rapport à leurs témoins respectifs dans les deux substrats. De même, il en ressort que les traitements inoculés avec notre consortium de CMA stimulent mieux l'ensemble des performances symbiotiques par rapport à leurs témoins respectifs dans les deux substrats avec des pourcentages d'augmentations minimum de 48,71% et de 85% respectivement dans le substrat non stérile et stérile. On note également que le consortium de CMA a augmenté la teneur en chlorophylle chez les traitements inoculés par rapport à leurs témoins d'un seuil de 5,49% tant sur substrat stérile que non stérile. Il en découle des résultats des DMR (56,26% et 77,27% respectivement sur substrat non stérile et stérile) qu'*Autranella congolensis* est une espèce mycotrophe obligatoire en milieu semis contrôlé. De même, les résultats obtenus à l'issu de ce travail montrent que l'inoculation avec les CMA augmente le rendement de 128,26% et 340% respectivement sur substrat non stérile et stérile.

IV.2. PERSPECTIVES

Pour approfondir cette expérimentation, il serait souhaitable de :

- ✓ Observer le comportement de nos plants lorsqu'ils seront mis en plein champ
- ✓ Isoler, caractériser et identifier les souches de champignons bénéfiques inféodé dans la rhizosphère de *Autranella congolensis* ;
- ✓ Proposer un inoculum composite pour optimiser la production des plants biofertilisés
- ✓ Vulgariser de manière permanente la culture de ce taxon à travers des graines qui ont un faible pouvoir germinatif.
- ✓ Étendre cette recherche à d'autres taxons menacés pour tirer les conclusions adéquates sur le statut mycorhizien des espèces à haute valeur de conservation

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Adjanohoun, E., A. Ahyi, L. Aké Assi, K. Akpagana, P. Chibon, A. Elhadji, J. Eyme, 1986.**
Contribution aux études ethnobotaniques et floristiques au Togo. ACCT, Paris, 671 p.
- Akogo, M.G., J.M. Mbani, C. Tako, A. Batoum, G. Nemoh, & Z. Nchimfor. 1994.** *///egal timber exploitation hot spots in Mabeta-Moliwe and Etinde Proposed Forests Reserves*. Limbe Botanic Garden/Mount Cameroun Project. Limbe.
- Alsace, 2019.** La fertilité des sols : l'importance de la matière organique. 46p.
- Anonyme, 2022.** La gestion durable des forêts au service de la biodiversité dans le monde.
- Anonyme, 2020.** Evaluation des ressources forestières mondiales (FRA2020).
- Anonyme, 2008.** *Bio-fertilisant mycorhizien*, 4e éd. Centre de Biotechnologie, Université de Yaoundé I, 2 p.
- Anonyme, 2009.** Les forêts du bassin du Congo – Etat des Forêts 2008. Eds: de Wasseige C., Devers D. , de Marck en P. , Eba'a Atyi R., Nasi R et Mayaux Ph., Office des publications de l'Union européenne, Luxembourg. 430 p.
- Anonyme, 2010.** Rapport du Global Forest Watch: <https://blog.globalforestwatch.org/fr/data-and-research/donnees-mondiales-sur-la-perte-de-decouvert-arbore-2020/>
- Anonyme, 2011.** Les forêts du bassin du Congo – Etat des Forêts 2010. Eds: de Wasseige C. , Devers D. , de Marck en P. , Eba'a Atyi R., Nasi R et Mayaux Ph., Office des publications de l'Union européenne, Luxembourg. 278 p.
- Anonyme, 2011.** Lettre de suspension de l'exploitation du Wengé et du Bubinga . N° 182/N/ANAFOR/DG/DCC/CECOM. Yaoundé, Aout 2011. 1 p.
- Anonyme, 1998.** Evaluation du niveau d'application des mesures d'exploitation des forêts sur l'environnement.
- Aubreville, A, 1964 :** Flore du Cameroun, sapotacées. Museum national d'histoire Naturelle Laboratoire de phanérogamie, 16, rue buffon. Paris +100p.
- Azcon-Aguilar., Barea, J.M.(1997).** Arbuscular mycorrhizas and biological control of soil-borne plant pathogens-an overview of the mechanisms involved. *Mycorrhizas* 6, 457-464.
- Bago B., Pfeffer P.E., & Shachar-Hill Y., 2000.** Carbon metabolism and transport in arbuscular mycorrhizas. *Plant Physiology*, 124: 949-958.

- Bipfubusa M., 2006.** Influence of Mixed Mud Inputs from Fresh and Composted Paper Mills on Soil Aggregation Dynamics, *Soil Bacterial Diversity and Crop Yields*. Ph.D. Thesis, Laval University, Quebec
- Bofante P, Genre A (2010).** Plants and arbuscular mycorrhizal fungi : an evolutionary developmental perspective. *Trends. Plant. Sci* 13: 492-498
- Bouabdelli Zahra., 2019.** Etude des mycorhizes des especes du genre pistacia en fonction des conditions édapho-climatiques, en Algérie, 284p.
- Bouchet P.H., Guignard J.I., Pouchus Y.F. & Villard J., 2005.** Les champignons : Mycologie fondamentale et appliquée. *Ed. Masson: Paris*, 194p.
- Buée M., Rossignol M., Jauneau A., Ranjeva R., Bécard 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: MPMI* 13: 693-698.
- Cardoso,I.M., Kuyper,T.W. (2006).** Mycorrhizas and tropical soil fertility. *Agriculture, ecosystems & environnement* 116,72-84.
- Catalogue of life : Autrenella A. Chev. (Consulté le 7 avril 2023)**
- Dalpe Y., 1997.** Biodiversité des champignons mycorhiziens. Centre de recherches de l'est sur les céréales et les oléagineux (CRECO) *Ottawa, Ontario, Canada, KIA 0C6*. 13p
- Debroux, L., Delvingi, W., Mbolo, M. & Amougou,A., 1998.** Régénération du moabi et du mukulungu au Cameroun, perspective pour l'aménagement. *Bois et forêt des tropiques* 225(1) : 1-17.
- Diagne O et Ingleby K. ,2003.** Ecologie des champignons mycorhiziens arbusculaires infectant *Acacia raddiana* un arbre du désert Ed.Amazon, Paris,France. 313 p.
- Duponnois R., Hafidi M., Ndoye I., Ramanankierana H. & Bâ A., 2013.** Généralités sur la symbiose mycorhizienne : introduction, Marseille IRD, p 20-55.
- Essono M.D., 2017.** Aspect botanique entomologique et symbiotique de trois espèces de l'écosystème de forêt : production de plants inoculés par les bio-fertilisants mycorhizien et rhizobien. Thèse de Doctorat 3ème cycle. *Université de Yaoundé I Cameroun*, 163p.

- FAO., 2009a.** indigenous people food système the many dimensions of culture, diversity and environnement for nutrition and bealthb.Rome.
- Fortin J.A., Plenchette C., & Piché Y., 2008.** Les mycorhizes. La nouvelle révolution verte. *MultiMonde Quae, Québec*, 131p.
- Fraga-Beddiar et le Tacon (1990).** Interaction between a VA Mycorrhizal Fungus and Frankia Associated with Alder (*Alnus glutinosa*(L.) Gaetn.symbiosis, 9. Balban Publishers. Philadelphia. 247-256
- Franklin I.F., SHUGART H.H., HARMON M.E., 1987,** Tree death as an ecological process. *Biosciences*. 37(8): 550-556.
- Garbaye J. 2013.** La symbiose mycorhizienne : une association, entre les plantes et les champignons. France : *Quae*, 280p.
- GBIF Secretariat. GBIF Backbone Taxonomy. Checklist dataset** <https://doi.org>, consulté le 18 mai 2022.
- GM Nguenang, EF Fedoung, BA Nkongmeneck – Tropicultura, 2010 –** tropicultura.org
- Gobat, J.M., Aragno, M. & Matthey, W. (2003).** *Le sol vivant*, 2^e Edition. Presses Polytechniques Universitaires Romandes, Lausanne. 568 p.
- GUILLOTEAU (jean), 1998.-** La dégradation des sols dans les territoires d'outre-mer. Enquête en Afrique occidentale française et au Cameroun, pp. 1193-1242. *In* : conférence africaine des sols, Goma (Kivu), Congo belge, 8-16 novembre 1948. - (Extraits du *Bulletin agricole du Congo belge*, vol. XL, 1949, n°2)
- Guisso T.A.M., Plenchette C., Guinko S. & Duponnois R., 2001.** Effets des mycorhizes à arbuscules sur la tolérance à un stress hydrique de quatre arbres fruitiers. *Science et Changements Planétaires/ Sécheresse*, 12 (2) : 121-127.
- Hallé F. 2011.** Conférence Internationale. Université de Yaoundé 1,; Les nouveaux concepts des arbres.
- Harley J.L. & Smith S.E., 1983.** Mycorrhizal symbiosis. *Academic Press. New-York*, 483p.

- Hawaou., 2018.** Lutte contre les bio-agresseurs pour la production de l'oignon (*Allium cepa* L.) à partir des champignons mycorhiziens et d'un agent de bio contrôle, Mémoire de Master, Université de Yaoundé 1, Cameroun 75p
- Hopkins W. & Evrard C. 2003.** Physiologie Végétale. De Boeck Supérieur, Bruxelles.
- Huynh D.M.T., 2009.** Impacts des métaux lourds sur l'interaction plante/ ver de terre/ microflore tellurique. *Thèse de doctorat en Ecologie Microbienne, Université Paris Est*, 255p.
- JACOTT Catherine N., MURRAY, Jeremy D. et RIDOUT, Christopher J., 2017.** Trade-Offs in arbuscular Mycorrhizal Symbiosis; Disease Resistance, Growth Responses and Perspectives for Crop Breeding. In: *Agronomy*. Decembre 2017. Vol. 7, n° 4, pp. 75. DOI 10.3390/agronomy 7040075.
- Janos, D.P. (1980).** Mycorrhizae influence tropical succession. *Biotropica*, 12: 56-64.
- Kormanik P.P. & Mc Graw A.C., 1982.** Quantification of vesicular-arbuscular mycorrhizal in plants roots. In: Schenck NC (ed) *Methods and principles of mycorrhizal research. American Phytopathological Society St. Paul*, 37-45.
- Lambers H., John A.R., Gaius R.S., Sally E.S., 2008.** Plant nutrient-acquisition strategies change with soil age. *Trends in Ecology & Evolution*, 23(2): 95-103.
- Lemmens, R.H.M.J., 2007.** *Autranella congolensis* (De Wild.) A.Chev. In : Louppe,D., Oteng-Amoako,A.A. & Brink,M. (Editors). *PROTA (Plant Resources of Tropical Africa / Ressources végétales de l'Afrique tropicale)*, Wageningen, Netherlands.
- Le Tacon, F., G. Jung, Mugnier J, Michelot P and Mauperin C., 1985.** Efficiency in a forest nursery of an ectomycorrhizal fungus inoculum produced in fermentor and entrapped in polymeric gels. *Canadian Journal of Botany*, 63 : 1664-1668.
- Morton, J.A., 1998.** Taxonomy of V.A mycorrhizal fungi classification, nomenclature and identification. *Mycotaxon* 32: 267-324
- Morton J.B., Redecker D. 2001.** Two new families of Glomales, *Archaeosporaceae* and *Paraglomaceae*, with two new genera *Archaeospora* and *Paraglomus*, based on concordant molecular and morphological characters. *Mycologia*, 93: 181-195.

- Mousain D., 1984.** Aspects écologiques de la symbiose mycorhizienne. II –Rôle des mycorhizes dans la nutrition minérale des plantes. *Horticulture et histoire naturelle de l'Hérault*, 124 (1-2) : 20-31.
- Nabila A., 2014.** Application des mycorhizes arbusculaire en culture maraîchère cas de la pastèque (*Citrullus lanatus*). Mémoire de Master, Université Ferhat Abbas Sétif 183p.
- Ngonkeu M.E.L., 2003.** Biodiversité et potentiel des mycorhizes à arbuscules de certaines zones agro-écologique du Cameroun. Thèse de Doctorat 3ème cycle. *Université de Yaoundé I Cameroun*, 258p.
- Nogueira M.A. & Cardoso E.J.B.N., 2007.** Phosphorus availability changes the internal and external endomycorrhizal colonization and affects symbiotic effectiveness. *Science Agriculture*, 64: 295–300.
- Nwaga D., Jansa J., Abossolo A.M. & Frossard E., 2010.** The potential of soil beneficial microorganisms for slash-and-burn agriculture in the humid forest zone of Sub-Saharan Africa in soil Biology and Agriculture in the Tropics, *Dion (ed.), Springer-Verlag Berlin Heidelberg*, pp. 81107.
- ODUM., 1976.** Les contrastes écologiques en forêt tropicale humide : exemple des pygmées Aka de la Lpbaye (Centrafrique), 285 :253-258.
- Oehl F., Sieverding E., Palenzuela J., Ineichen K. & Alves da Silva G., 2011.** Advances in *Glomeromycota* taxonomy and classification. *IMA fungus*, 2: 191–199.
- Okiobé S.T., Abossolo A.M., Bougnom B.P., Boyomo O. & Nwaga D., 2015.** Improvement of arbuscular mycorrhizal fungi inoculum production by nutrient solution concentration and soil texture variation. *International Journal of Agronomy and Agricultural Research*, 6: 7-20.
- Onguéné A.N, Ngonkeu. M. E. L, Kuyper. T.,2010.** Growth response of *Pterocarpus soyauxii* and *Lophira alata* seedlings to host soil mycorrhizal inocula in relation to land use type. *Cameroon Journal of Experimental Biology* 6 (2) 63-73
- Onguéné, N. A., 2000.** Diversity and dynamics of mycorrhizal associations in Tropical rain forest with different disturbance regimes in south Cameroon.
- Peterson R. L., Massicotte H. B., Melville L. H. 2004.** Mycorrhizas: anatomy and cell biology. CABI publishing. 182 p.

- Plenchette C., Clermont-Dauphin, C., Meynard, J.M., Fortin, J.A. (2005).** Managing arbuscular mycorrhiza fungi in cropping systems. *Canadian journal of plant sciences* 85, 31-40.
- Plenchette C., Fortin J.A. & Furlan V., 1983.** Growth responses of several plant species to mycorrhizae in a soil of moderate P-fertility. Part I. Mycorrhizal dependency under field conditions. *Plant Soil*, 70: 199-209.
- Schenck C., Perez Y., 1990.** Manual for the identification of VA mycorrhizal fungi, Université of Florida Press, Florida, USA, pp 241.
- Schüßler A.H., Gehrig D., Schwarzott & Walker C., 2001.** Analysis of partial Glomales SSU rRNA gene sequences: implications for primer design and phylogeny, *Mycological Research*, 105: 5-15.
- Secilia J. & Bagyaraj D.J., 1994.** Selection of efficient vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for Wetland rice –a preliminary screen. *Mycorrhiza*, 4: 265-268.
- Sieverding E., 1991.** Vesicular-arbuscular mycorrhiza Management. In *Tropical Agrosystems*. GTZ n° 224 FRG. 281p.
- Simon L., Bousquet J., Levesque R.C. & Lalonde M., 1993.** Origin and diversification of endomycorrhizal fungi and coincidence with vascular plants. *Nature*, 363 : 67-69.
- Smith S. L. and Read D. J., 2008.** Mycorrhizal symbiosis, 3rd ed. New York: Elsevier, Academic Press New- York, Etats-Unis, 787p.
- Souza F.A., 2005.** Biology, ecology and evolution of the family of *Gigasporaceae*, arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomeromycota*). *Thèse de Doctorat. Leiden University, the Netherlands*, 55p.
- Tailfer, Y., 1989:** « La forêt dense d'Afrique centrale. Identification pratique des principaux arbres ». Tome2. CTA, Wageningen, Pays Bas. Tomes 2 (1271 p.).
- Tao L., & Zhiwei Z., 2005.** Arbuscular mycorrhizas in a hot and aride ecosystem in southwest China. *Appl. Soil Ecol*; 29: 135-141.
- Tobar R., Azcon R. & Barea J.M., 1994.** Improved nitrogen uptake and transport from N-labelled nitrate by external hyphae of arbuscular mycorrhiza under water-stressed condition. *New Phytol*; 126: 119-122.

- Trouvelot A, Kough J. L, Gianinazzi-Pearson V., 1986.** Mesure du taux de mycorhization VA d'un système racinaire. Recherche de méthodes d'estimation ayant une signification fonctionnelle. In : Gianinazzi-Pearson V. and Gianinazzi S. (Eds). physiology and genetics aspects of mycorrhizae. 1st ESM, INRA Press, Paris : 217-221.
- Vivien, J et Fauve, J 1985 :** Arbres des forêts denses d'Afrique centrale. Agence de coopération culturelle et technique. 19, quai André Citroën, 75015 Paris, 1010-120pp.
- Wang B, Qui YL (2006).** Phylogenetic distribution and evolution of mycorrhizas in land plants. *Mycorrhiza* 16: 299-363.
- Zang XX ,Nick G, Kailainem S, Terefwork Z , Paulin L, Tighe SW, Graham PH, Lindstrom K.(1999).** Phylogeny and diversity of Bradyrhizobium strains isolated from the root nodules of peanuts (*Arachis hypogaeae*) in Sichuan, China. *Syst. Appl. Microbiol.* 22: 378-386.