

TABLE DES MATIERES

DEDICACE.....	i
REMERCIEMENTS.....	ii
TABLE DES MATIERES	iv
LISTE DES TABLEAUX	vii
LISTE DES FIGURES.....	viii
LISTE DES PLANCHES.....	ix
LISTE DES SIGLES ET ABREVIATIONS.....	x
RESUME	xi
ABSTRACT	xii
INTRODUCTION.....	1
1 REVUE BIBLIOGRAPHIQUE.....	3
1.1 Les cultures.....	3
1.1.1 Le niébé : <i>Vigna unguiculata</i> (L.) Walpers.....	3
1.1.1.1 Description, origine et taxonomie	3
1.1.1.2 Ecologie de la plante.....	3
1.1.1.3 Importance socio-économique.....	4
1.1.2 La patate douce : <i>Ipomea batatas</i> L.	5
1.1.2.1 Description, origine et taxonomie	5
1.1.2.2 Ecologie de la patate douce	6
1.1.2.3 Importance socio-économique.....	6
1.2 Le sol	7
1.3 La symbiose mycorhizienne	9
1.3.1 Les différents types de mycorhizes	9
1.3.2 Les champignons mycorhiziens à arbuscules.....	11
1.3.3 Classification des Champignons Mycorhiziens à Arbuscules (CMA).....	12
1.3.4 Cycle et facteurs de développement des Champignons Mycorhiziens à Arbuscules	

1.3.5	Importances des Champignons Mycorhiziens à Arbuscules.....	14
1.4	La dépendance mycorhizienne vis-à-vis d'un CMA	18
1.5	La diversité des CMA chez les plantes.....	18
2	MATERIEL ET METHODES	19
2.1	Matériel.....	19
2.1.1	Matériel végétal.....	19
2.1.2	Souches de champignons mycorhiziens	19
2.1.3	Sol.....	19
2.2	Méthodes	20
2.2.1	Production d'inoculum.....	20
2.2.2	Vérification de la viabilité et identification morphologique des spores indigènes du sol de Nioro.....	20
2.2.3	Détermination du Potentiel Infectieux Mycorhizogène du sol de Nioro	21
2.2.4	Mise en place de l'expérimentation.	23
2.2.5	Paramètres évalués	24
2.2.6	Coloration des racines selon la méthode de Phillips et Hayman, (1970).....	24
2.2.7	Observations et mesures des paramètres de mycorhization	25
2.2.8	Protocole d'analyse des végétaux	26
2.3	Analyses statistiques.....	27
3	RESULTATS ET DISCUSSION	28
3.1	Résultats.....	28
3.1.1	Vérification de la viabilité et identification morphologique des spores indigènes du sol de Nioro.....	28
3.1.1.1	Densité de spores dans le sol de Nioro	28
3.1.2	Identification morphologique des spores indigènes du sol de Nioro	28
3.1.3	Potentiel mycorhizogène du sol de Nioro	29
3.1.4	Effet de l'inoculation des CMA sur les accessions de niébé et de la patate douce.	

3.1.4.1	Mesure de la teneur en chlorophylle des feuilles des plantes de niébé	30
3.1.4.2	Intensité de mycorhization des accessions de niébé.....	32
3.1.4.3	Biomasse aérienne et racinaire des accessions de niébé.....	33
3.1.5	Mesure de teneur en chlorophylle des feuilles de la patate douce	36
3.1.6	Intensité de mycorhization des accessions de patate douce	38
3.1.7	Biomasse aérienne et racinaire des accessions de patate douce.....	39
3.1.8	Effet de l'inoculation des CMA sur la biodisponibilité des micronutriments pour les accessions de niébé.....	42
3.2	Discussion.....	45
CONCLUSION ET PERSPECTIVES		47
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES		48

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Teneur en éléments minéraux dans 1kg de graines sèches de niébé.....	5
Tableau 2 : Teneur en éléments nutritifs dans 100g de patate douce.....	7
Tableau 3 : Accessions de patate douce et de niébé utilisées pour les expérimentations	19
Tableau 4 : Dilutions réalisées sur des échantillons de sol de Nioro pour évaluer son Potentiel Infectieux Mycorhizogène.....	21
Tableau 5 : Densité de spores de CMA contenues dans les inocula et le sol de Nioro.....	28
Tableau 6 : Potentiel infectieux mycorhizogène du sol de Nioro sur le maïs et le niébé	30
Tableau 7 : Nombre d'accessions de niébé mycorhizées par les souches de CMA.....	32
Tableau 8 : Matrice de corrélation entre les différents paramètres évalués chez le niébé.	36
Tableau 9 : Nombre d'accessions de la patate douce mycorhizées par les souches de CMA	38
Tableau 10 : Matrice de corrélation entre les différents paramètres évalués chez la patate. ...	42

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : <i>Vigna unguiculata</i> (L.) Walp (Fabacées), antérieurement appelée <i>Vigna sinensis</i> ..	4
Figure 2 : Plante de patate douce en culture montrant les tubercules de patate	6
Figure 3 : Principaux types de mycorhizes représentés sur une coupe transversale de racine	11
Figure 4 : Classification des Champignons Mycorhiziens à Arbuscules	13
Figure 5 : Dispositif expérimental de culture des accessions de niébé et de patate douce en serre.	24
Figure 6 : Notation de l'infection mycorhizienne (classe 0 à classe 5).....	25
Figure 7 : Evolution de la teneur en chlorophylle des feuilles des accessions de niébé non inoculées.....	31
Figure 8 : Evolution de la teneur en chlorophylle des feuilles des accessions de niébé inoculées avec <i>Glomus mosseae</i>	31
Figure 9 : Evolution de la teneur en chlorophylle des feuilles des accessions de niébé inoculées avec <i>Rhizophagus irregularis</i> 10.....	32
Figure 10 : Intensité de mycorhization des racines des accessions de niébé.	33
Figure 11 : Biomasse aérienne des accessions de niébé.....	34
Figure 12 : Biomasse racinaire des accessions de niébé.	35
Figure 13 Evolution de la teneur en chlorophylle des feuilles des accessions de patate douce non inoculées.....	36
Figure 14 : Evolution de la teneur en chlorophylle des feuilles des accessions de patate douce inoculées avec <i>Glomus mosseae</i>	37
Figure 15 : Evolution de la teneur en chlorophylle des feuilles des accessions de patate douce inoculées avec <i>Rhizophagus irregularis</i> 10.	37
Figure 16 : Intensité de mycorhization des racines des accessions de patate douce.....	39
Figure 17 : Biomasse aérienne des accessions de patate douce	40
Figure 18 : Biomasse racinaire des accessions de patate douce.....	41
Figure 19 : Teneur en micronutriments dans 1 kg de feuilles des accessions de niébé	43
Figure 20 : Teneur en micronutriments dans 1 kg de racines des accessions de niébé.....	44

LISTE DES PLANCHES

Planche 1 : Mise en place de l'expérimentation permettant d'évaluer le potentiel infectieux mycorhizogène du sol de Nioro.	23
Planche 2 : Coloration des racines de différentes accessions de niébé et de patate douce.....	25
Planche 3 : Evaluation du taux de mycorhization des racines de plantes.	26
Planche 4 : Spores de CMA retrouvés dans le sol de Nioro.....	29

LISTE DES SIGLES ET ABREVIATIONS

CMA : Champignon Mycorhizien à Arbuscule

IRD : Institut de Recherche pour le Développement

ISRA : Institut Sénégalais de Recherches Agricoles

LAMA : Laboratoire des Moyens Analytiques

LCM : Laboratoire Commun de Microbiologie

LNRPV : Laboratoire National de Recherche sur les Productions Végétales

UCAD : Université Cheikh Anta Diop de Dakar

OR4FOOD: Organic Residual products for Food for Africa

RESUME

L'Afrique subsaharienne est une région du monde où la prévalence de l'insécurité alimentaire est élevée. Au Sénégal, elle est accompagnée d'une malnutrition surtout dans les zones rurales. Elle affecte 37% des femmes en âge de procréer et 55,7% des enfants de moins de 5 ans. Cette malnutrition est essentiellement due aux faibles apports en micronutriments contenus dans les aliments consommés. Il paraît donc intéressant de trouver des solutions adéquates adaptées au contexte socio-économique pour y remédier. Parmi ces solutions : (1) l'utilisation des engrais chimiques qui causent malheureusement d'énormes dégâts à l'environnement et (2) la biofertilisation des cultures pour augmenter non seulement la quantité mais aussi la qualité des nutriments par amélioration de la biodisponibilité des nutriments. Cette biofertilisation pourrait se faire grâce à des microorganismes indigènes des sols appelés champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA). Ainsi, la présente étude vise à évaluer la contribution des CMA dans la biodisponibilité des micronutriments pour des accessions de niébé et de patate douce. Pour ce faire, deux souches de CMA (*Rhizophagus irregularis* 10 et *Glomus mosseae*) ont été inoculées à différentes accessions de niébé et de patate douce cultivées sur un sol non stérilisé prélevé de la station expérimentale de l'ISRA à Nioro. Cette expérimentation a été conduite en conditions semi-contrôlées pendant 2 mois. A la récolte des plants, les taux de mycorhization arbusculaire, les biomasses aériennes et racinaires ainsi que leurs compositions chimiques ont été évaluées. Les résultats issus de cette étude montrent que les intensités de mycorhization sont faibles pour les accessions de la patate douce quel que soit la souche de CMA utilisée. Cependant, l'inoculation avec *G. mosseae* a induit une intensité de mycorhization plus élevée comparée à *R. irregularis* 10. Les accessions de niébé montrent des intensités de mycorhization plus élevées avec la souche *R. irregularis* 10 par rapport à *G. mosseae*. Certaines accessions de niébé (Ndiolo fouta, Pakao, Thiey et Sara-Ndour) ont présenté des taux de mycorhization significativement plus importants par rapport aux autres. De plus, l'inoculation des accessions de niébé avec *R. irregularis* 10 a permis d'augmenter les quantités de micronutriments tels que le Phosphore, le Zinc, le Fer et le Potassium chez Thiey et Pakao. L'inoculation a également induit l'augmentation des biomasses aériennes chez les accessions de niébé et de la patate douce. L'expérimentation menée pour la détermination du potentiel mycorhizogène du sol de Nioro en utilisant deux plantes différentes (maïs et niébé). Les résultats montrent que ce potentiel mycorhizogène avec le maïs était supérieur à celui du niébé. Il en ressort que ce paramètre dépend fortement de la plante hôte utilisé.

Mots clés : Niébé, patate douce, mycorhization, champignons mycorhiziens à arbuscules, biodisponibilité.

ABSTRACT

Sub-Saharan Africa is the region of the world where the prevalence of food insecurity is high. In Senegal, it is accompanied by malnutrition, especially in rural areas, affecting 37% of women of childbearing age and 55.7% of children under 5 years old. This malnutrition is mainly due to low micronutrient intakes in the food consumed. It therefore seems interesting to find adequate solutions adapted to the socio-economic context to remedy it. Among these solutions: (1) the use of chemical fertilizers which unfortunately cause enormous damage to the environment and (2) the biofertilization of crops to increase not only the quantity but also the quality of nutrients by improving the bioavailability of nutrients. This biofertilization could be done by using indigenous microorganisms of soils called Arbuscular Mycorrhizal Fungi (AMF). Thus, the present study aims to evaluate the contribution of AMF in the bioavailability of micronutrients for cowpea and sweet potato accessions. To this end, two strains of AMF (*Rhizophagus irregularis* 10 and *Glomus mosseae*) were inoculated into different cowpea and sweet potato accessions grown on unsterilized soil collected from ISRA's Niore experimental station. This experiment was conducted under semi-controlled conditions for 2 months. At the harvest of the plants, the rates of shrub mycorrhization, the aerial and root biomasses as well as their chemical compositions were evaluated. The results of this study show that mycorrhization intensities are low for sweet potato accessions whatever the strain of AMF used. However, inoculation with *G. mosseae* induced a higher mycorrhization intensity compared to *R. irregularis* 10. Cowpea accessions showed higher mycorrhization intensities with *R. irregularis* 10 compared to *G. mosseae*. Some cowpea accessions (Ndiole fouta, Pakao, They and Sara-Ndour) showed significantly higher mycorrhization rates compared to others. In addition, inoculation of cowpea accessions with *R. irregularis* 10 increased the amounts of micronutrients such as Phosphorus, Zinc, Iron and Potassium in these accessions. In addition, an experiment was conducted to determine the mycorrhizogenic potential of Niore soil using two different plants (maize and cowpea). The results showed that the mycorrhizal potential with maize was higher than with cowpea. This parameter is highly dependent on the host plant used.

Keywords: Cowpea, sweet potato, mycorrhization, arbuscular mycorrhizal fungi, bioavailability.

INTRODUCTION

Les espèces végétales constituent un vivier de micronutriments qui contribuent fortement à la nutrition la croissance et la santé humaine. Cependant, l'expansion démographique, le manque de ressources financières suffisantes et les mauvaises pratiques agricoles rendent de plus en plus difficile la disponibilité et l'accès aux aliments sains et nutritifs ; d'où la prévalence de l'insécurité alimentaire. L'Afrique subsaharienne est la région du monde dont la prévalence est la plus élevée avec la persistance de l'insécurité alimentaire malgré des progrès réalisés par les états. Le Sénégal, à l'instar des autres pays de l'Afrique subsaharienne n'est pas épargné par cette insécurité alimentaire. Au contraire, celle-ci est accompagnée d'une malnutrition surtout dans les zones rurales (FAO, 2019 ; ONU, 2019). Les conséquences de l'insécurité alimentaire et la malnutrition constituent une menace pour le développement humain, la paix sociale, la santé et par conséquent, le développement économique global de la région (Ogunniyi *et al.*, 2016).

Au Sénégal, la prévalence des carences affecte 37% des femmes en âge de procréer et 55,7% des enfants de moins de 5 ans. Les carences observées sont dues aux faibles apports en micronutriments contenus dans les aliments consommés (Harika *et al.*, 2017). Il s'avère donc impératif de développer des stratégies naturelles pour répondre aux défis d'insécurité alimentaire et de malnutrition des populations. Parmi ces stratégies, les techniques d'agriculture biologique comme la biofortification agronomique permettant d'augmenter la valeur qualitative (nutriments et oligoéléments) et quantitative (rendement) des végétaux. Dans ces techniques, s'inscrit la symbiose mycorhizienne à arbuscules qui concerne 80% des plantes terrestres (Smith & Smith, 2011). En effet, les Champignons Mycorhiziens à Arbuscules (CMA) sont des organismes procaryotes capables de développer une symbiose de préférence avec les angiospermes dont le mil, le niébé et la patate douce qui sont utilisés dans l'alimentation humaine en Afrique notamment l'Afrique subsaharienne. Ces champignons en symbiose avec le végétal, assurent non seulement une croissance mais également un bon développement des plantes par l'augmentation de leur nutrition minérale et hydrique à travers le transfert des éléments minéraux (Fer, Zinc, Vitamines, N, P, K, ...) biodisponibles dans le sol et l'eau vers la plante hôte (Smith & Read, 2008). En contrepartie, cette dernière fournit aux CMAs, le carbone dont ils ont besoins.

Dans l'optique de contribuer à résoudre les problèmes d'insécurité alimentaire et de malnutrition que connaît l'Afrique subsaharienne, ce travail vise à étudier l'effet des champignons mycorhiziens à arbuscules associés à différentes accessions de niébé et patate

douce dans l'amélioration de la biodisponibilité des éléments minéraux dans la rhizosphère afin de permettre l'accélération de la composition en nutriments des produits de ces cultures.

L'objectif général de la présente étude est d'évaluer la contribution des champignons mycorhiziens à arbuscules dans la biodisponibilité des micronutriments pour des accessions de niébé et de patate douce.

Spécifiquement, il s'est agi de :

- Sélectionner des couples symbiotiques performants (souches de CMA-plante hôte) permettant l'amélioration des teneurs en micronutriments (vitamine A, Zn et Fe) d'accessions locales de patate douce et de niébé ;
- Evaluer les teneurs en nutriments des plants de niébé et de la patate douce inoculés par des champignons mycorhiziens à arbuscules.

Pour y parvenir, deux hypothèses suivantes ont été émises :

- Au moins une souche de CMA aurait d'effet positif sur le développement d'accession pour chaque spéculation ciblée (niébé et patate douce).
- Au moins une souche de CMA permettrait d'améliorer les teneurs en micronutriments dans la biomasse des accessions de niébé et de patate douce.

1 REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

1.1 Les cultures

1.1.1 Le niébé : *Vigna unguiculata* (L.) Walpers

1.1.1.1 Description, origine et taxonomie

Le niébé, *Vigna unguiculata* (L.) Walpers, est une plante herbacée annuelle de cycle court, appartenant à la grande famille des Fabacées communément appelée Légumineuse. C'est une espèce diploïde ($2n = 2x = 22$) et essentiellement autogame avec 0,2 à 2% d'allogamie (Adam, 1986). Il se reproduit par voie sexuée (Ehlers & Hall, 1997) et serait originaire d'Afrique (Coulibaly *et al.*, 2002 ; Pasquet & Baudoin, 1997). Le niébé est une plante grimpante à port rampant, semi- rampant ou érigé. La tige est frêle, cylindrique, lisse ou rugueuse présentant peu de ramifications et sa taille varie suivant les cultivars. Ses feuilles sont composées de trois folioles ovales, alternées et sont rattachées aux tiges par un pétiole d'environ 25 cm de long. Ses inflorescences portent deux à quatre fleurs au niveau du rachis. Les fleurs, de couleur blanche, jaunâtre, bleu pâle, rose ou violette, sont à l'extrémité d'un long pédoncule, formant des grappes axillaires. Les fruits sont des gousses, indéhiscentes, de forme cylindrique plus ou moins comprimées et dressées par paire (Borget, 1989). La taille du génome de la plante est estimée à 620 Mégabases (Chen *et al.*, 2007).

1.1.1.2 Ecologie de la plante

Le niébé est une plante annuelle qui s'adapte aux températures élevées et à la sécheresse (Falalou, 2006). Sa température optimale de développement tourne autour de 28°C (Craufurd *et al.*, 1997). Selon Franco & Munns, 1982, il est cultivé sur de nombreux sols de texture sableuse à argileuse et tolère une faible salinité du sol. Dans les régions équatoriales et subtropicales, le niébé peut être cultivé sur toutes les altitudes (Ehlers & Hall, 1997). Il possède une aptitude à la symbiose mycorhizienne qui lui permet de puiser une quantité importante de micronutriments, d'éléments minéraux et d'oligoéléments biodisponibles dans le sol. De même, le niébé est capable de contracter également une symbiose bactérienne, lui permettant d'utiliser l'azote atmosphérique fixé par les bactéries. Cette double symbiose (mycorhizienne et bactérienne) améliore la nutrition du niébé et lui permet de s'adapter aux conditions de stress biotique et abiotique (Ollivier *et al.*, 1982). Parmi les variétés de niébé, on distingue des variétés à cycle précoce (55 jours), intermédiaire (65 à 80 jours), ou tardif (100 à 120 jours). Cette distinction est basée sur la durée entre le semis et la floraison (50% de floraison). Les variétés

de niébé sont sensibles à la photopériode et tendent à fleurir quand les jours sont courts. Le cycle de développement de la plante varie selon les variétés (Ehlers & Hall, 1997).



Figure 1 : *Vigna unguiculata* (L.) Walp (Fabacées), antérieurement appelée *Vigna sinensis* (Francisco Manuel Blanco, 1983).

1.1.1.3 Importance socio-économique

Le niébé constitue l'une des principales légumineuses à graines qui jouent un rôle de premier plan dans les systèmes de cultures en restaurant la fertilité des sols par la fixation de l'azote atmosphérique (Moussa *et al.*, 2011). Il fait partie des cultures primaires les plus cultivées et consommées dans le monde notamment en Amérique et en Afrique de l'Ouest. Le niébé présente d'énormes potentialités agronomiques et alimentaires. Ses graines contiennent des macros et micros nutriments (comme le fer, Zinc ou Calcium) (FAO, 2018). Elles apportent une quantité importante de protéines, glucides, vitamines du groupe B (niacine, acide pantothénique, thiamine, ...) ainsi que des fibres alimentaires. Elles apportent aussi de l'acide folique très importante pour les femmes enceintes pour la lutte contre la malformation du nouveau-né.

Dans l'alimentation, les produits issus de la culture du niébé servent à divers usages. Les feuilles juvéniles et les gousses immatures sont consommées sous forme de légume, alors que les graines sèches sont utilisées dans une variété de mets préparés (Dugje *et al.*, 2009). La composition en éléments nutritifs des graines est consignée dans le Tableau 1. Le commerce des produits frais et des nourritures dérivées du niébé offre des revenus substantiels pour les exploitations agricoles (Ouédraogo *et al.*, 2004).

Tableau 1 : Teneur en éléments minéraux dans 1kg de graines sèches de niébé.

Eléments minéraux	Quantité (mg/kg)
Calcium	1200
Phosphore	3100
Magnésium	2300
Potassium	15000
Manganèse	20
Zinc	38
Cuivre	9
Fer	422

1.1.2 La patate douce : *Ipomea batatas* L.

1.1.2.1 Description, origine et taxonomie

La patate douce (*Ipomea batatas* L.) est une Convolvulacée vivace cultivée comme une plante annuelle. Les tiges rampantes aux extrémités dressées, supportent des feuilles alternes polymorphes, à découpures nettes, d'un vert violacé et des fleurs à style capité et à corolle infundibuliforme de couleur violette ou blanche, groupées en ombelles axillaires. Le fruit est une capsule indéhiscente comportant une ou deux graines semblables à celles du liseron ; graines qu'on voit rarement car la plante fructifie peu en culture. Il s'agit d'une plante pérenne qui est cependant traitée par les paysans comme une plante annuelle. Ses tiges longues et fines s'étendent sur le sol. La taille et la forme des feuilles sont extrêmement variables. Chaque plante produit quelques tubercules sur le site de plantation (10 environ) et d'autres près des nœuds. Ces tubercules pèsent entre 0,1 à plus d'un kg et contiennent un latex blanc et gluant. Selon l'accession, ils sont de couleur variable, avec de nombreuses nuances de blanc, de jaunâtre, de rose et de pourpre (Onwueme, 1978).

Selon Huamán *et al.*, (1999), l'origine de la patate douce se situe sur le continent américain, dans une région bordée au nord par la péninsule du Yucatan et au sud par la rivière Orénoque. Yen, (1982) précise une autre origine au nord-ouest de l'Amérique du Sud (Colombie, Équateur, Nord Pérou) et identifie des centres secondaires de forte densité génétique au Guatemala et au Sud du Pérou. Il est certain que la patate douce était déjà utilisée et répandue dans les zones tropicales américaines bien avant l'arrivée de Colomb en 1492. Ce sont d'ailleurs les navigateurs portugais et espagnols qui vont disséminer la plante, dès le 16ème siècle, à travers le monde.

On peut donc dire que la patate douce a une origine polyphylétique en Amérique tropicale, au Mexique et de la Colombie au Pérou.



Figure 2 : Plante de patate douce en culture montrant les tubercules de patate
(Anne Marie ALIA, ENSTA/Djougou 2016)

1.1.2.2 Ecologie de la patate douce

La patate douce est une culture à grande plasticité écologique, elle peut être cultivée à toute altitude du niveau de la mer jusqu'à 1900 m d'altitude. Les températures de 20° à 25° C lui sont favorables et peuvent aller jusqu'à 34° C (Janssens, 2001). La patate douce est exigeante en lumière ; le rendement diminue fortement lorsqu'elle est cultivée sous ombrage. Une pluviométrie de 500 à 600 mm peut être suffisante pour le cycle de 5 mois ; mais les pluies sont essentiellement importantes pour les 2 premiers mois de culture. La patate douce pousse mieux sur un sol léger, sablo-limoneux, pas trop humide et pas trop riche en humus (sol trop riche en humus favorise le développement du feuillage au détriment des tubercules) et sans excès d'azote (Janssens, 2001). Elle pousse même sur un sol épuisé. La croissance des tubercules passe par trois stades bien précis à savoir : l'accroissement du nombre de cellules, l'accroissement de la taille des cellules et le stockage d'amidon dans les cellules (Gura *et al.*, 1991). L'obscurité souterraine, la bonne aération du sol et la haute teneur en potasse sont indispensables à chacun de ces stades. Un taux d'acide indol acétique élevé est essentiel dans l'accomplissement des deux premiers.

1.1.2.3 Importance socio-économique

La patate douce *Ipomoea batatas* (Lam) est une plante vivace, cultivée pour ses tubercules, de forme et de couleur variables. Elle est originaire de l'Amérique tropicale et sa production mondiale est estimée à 91 millions de tonnes et seulement 39 mille tonnes au Sénégal (FAOSTAT, 2020). Aujourd'hui on rencontre la patate douce partout sous les tropiques à cause de son importance économique.

La production de la patate douce est moins coûteuse que la plupart des autres cultures du fait qu'elle est facile à cultiver, qu'elle a un cycle court et donne en général des rendements satisfaisants. Elle demande un entretien assez régulier, mais le désherbage n'est essentiel qu'en début de développement. Le cycle court de la patate douce facilite son intégration dans des systèmes intensifs de production mixte. En raison du développement rapide des feuilles, la patate douce peut servir comme première culture couvrant le sol en vue de prévenir l'érosion et de permettre le bon développement de cultures plus lentes. La patate douce constitue une réserve alimentaire entre deux cultures de maïs, et en Afrique de l'Ouest elle peut précéder le riz dans la rotation (Gura, 1991).

Ces tubercules légèrement sucrés car riches en glucides et en fécule, moins riches en vitamines et oligoéléments, mais pauvres en protides, sont comestibles. Leur constitution en éléments nutritifs est présentée dans le Tableau 2.

Tableau 2 : Teneur en éléments nutritifs dans 100g de patate douce (Ciqual, 2017).

Minéraux et oligoéléments	Quantité (mg)	Min – Max (mg)
Calcium	32,5	14 – 94 mg
Cuivre	0,13	0,02 – 0,42 mg
Fer	0,71	0,27 – 1,32 mg
Iode	0,003	-
Magnésium	22,5	15 – 45 mg
Manganèse	0,38	0,11 – 1,85 mg
Phosphore	43	22 – 82 mg
Potassium	353	186 – 817 mg
Sodium	31,5	4 – 122 mg
Zinc	0,26	0 – 0,77 mg

1.2 Le sol

Le sol est la couche la plus externe de la croûte terrestre (à l'état naturel ou aménagée par l'homme) résultant de l'interaction entre la lithosphère, l'atmosphère, l'hydrosphère et la biosphère. Il résulte de la transformation de la roche-mère enrichie par des apports organiques et caractérisée par la présence de vie. Il est un support et une ressource de base pour la plupart des activités humaines. Le sol constitue un environnement où interagissent directement ou indirectement de nombreux microorganismes, entre eux, mais aussi avec les composantes abiotiques du sol (matière organique, matrice minérale, etc.) et avec les racines des plantes, à

une échelle microscopique (Albino et Andrade, 2006). Par conséquent, il est un réacteur biologique très actif où se développent des réactions biochimiques abondantes et variées.

La production primaire des plantes, à travers la transformation de la matière organique sénescente et les rhizodépôts d'exsudats, constitue une des principales voies par lesquelles le Carbone atmosphérique alimente le cycle du Carbone dans le sol (Carpenter-Boggs *et al.*, 2000; Six *et al.*, 2006). De nombreux autres composés chimiques et certains xénobiotiques se retrouvent également dans les sols et les microorganismes sont fortement impliqués dans leur évolution (Corgié *et al.*, 2006). Ces mécanismes d'origine biotique et abiotique permettent un retour des éléments chimiques dans le pool de nutriments dissous dans la solution de sol qui sont alors mobilisables par la plante pour assurer ses besoins.

La structure des communautés microbiennes associées aux racines des plantes est fortement dépendante de la quantité et de la qualité des exsudats racinaires. La composition de ces exsudats racinaires est principalement déterminée par les caractéristiques du couvert végétal en présence : des conditions environnementales (Grayston & Campbell, 1996) et de la composition spécifique, âge de la formation, etc. (Grayston & Campbell, 1996; Coleman *et al.*, 2000).

L'exsudation racinaire représente la diffusion passive de solutés racinaires vers la solution du sol. Ces exsudats sont constitués majoritairement de sucres, d'acides carboxyliques et d'acides aminés. Ils sont plus particulièrement présents en abondance au niveau des extrémités racinaires (Jones, 2020). La rhizosphère a été définie par Hiltner (1904) comme le volume de sol évoluant sous influence des racines et caractérisé par une intense activité microbienne résultant de la diffusion ou de l'exsudation de composés organiques au niveau racinaire (Grayston & Campbell, 1996). Cette rhizosphère est un processus dynamique résultant d'interactions entre la plante hôte, le sol, les microorganismes telluriques et différentes caractéristiques du milieu (climat, pratiques culturales ...) attribuant à ce compartiment rhizosphérique des caractéristiques physico-chimiques et biologiques particulières (Yang & Crowley, 2000; Wieland *et al.*, 2001). D'après Souchie *et al.*, 2006 ; Stinson *et al.*, 2006, les interactions entre la plante hôte et les microorganismes peuvent être soit facilitatrices, soit antagonistes pour un indicateur donné (ex. : croissance de la plante). Ces deux catégories d'interactions se manifestent également entre les microorganismes telluriques (Duponnois *et al.*, 2005). Parmi les groupes fonctionnels composant la microflore tellurique, certains jouent un rôle majeur dans l'amélioration de la croissance et de la survie des plantes en augmentant notamment la biodisponibilité d'éléments minéraux qui constitue fréquemment la principale contrainte au bon développement du végétal. Dans cette perspective, de nombreux microorganismes telluriques ont été considérés comme des biofertilisants potentiels dans le cadre d'une agriculture durable

à faible apport d'intrants (Rodríguez & Fraga, 1999; Douds Jr. *et al.*, 2005). Il s'agit notamment des champignons mycorhiziens qui améliorent la nutrition hydrique et minérale (Lambers *et al.*, 1998; Duponnois *et al.*, 2005) et la protection phytosanitaire (Joner & Leyval, 2003) des plantes ; des bactéries fixatrices d'azote qui sont capables de piéger l'azote atmosphérique et de le rendre accessible aux plantes (Samba *et al.*, 2002). Des processus de mobilisation d'éléments nutritifs à partir de formes complexes de phosphates organiques et inorganiques ont également été mis en évidence chez ces microorganismes (Chabot *et al.*, 1996). De nombreuses autres bactéries (notamment les bactéries des genres *Pseudomonas*, *Bacillus*) peuvent également solubiliser ces phosphates (Souchie *et al.*, 2006) et/ou produire des hormones de croissance, des antibiotiques, etc. (Gentili et Jumpponen, 2006). Pour cet effet positif sur la croissance des plantes, ces bactéries sont nommées « Plant Growth Promoting Rhizobacteria (PGPR) ». En revanche, il existe des microorganismes phytopathogènes dans le sol et susceptibles de réduire fortement la survie et le développement des végétaux (Nyvall, 1999).

1.3 La symbiose mycorhizienne

La symbiose mycorhizienne est une association mutuelle entre les racines des plantes et les champignons du sol (Sieverding *et al.*, 1991; Strullu, 1991). Dans cette symbiose, la plante fournit des photosynthétats, des acides aminés et vitamines au champignon qui à son tour, grâce au mycélium extra matriciel assure le transport des éléments minéraux du sol vers la plante (Smith & Read, 1997; Selosse *et al.*, 2007). La plante va absorber les nutriments du sol que le champignon avait recueilli : le Fer, le Zinc, l'Azote, le Potassium, le Phosphore, etc. Cette symbiose se trouve dans la plupart des écosystèmes où il y a de la production végétale. Environ 80% des plantes possèdent la symbiose mycorhizienne (Smith & Read, 2008) parmi lesquelles plus de 86% sont des angiospermes (Tedersoo *et al.*, 2010). Quelques rares familles de plantes terrestres ne forment pas ou forment peu de mycorhizes. Il s'agit entre autres des Brassicacées, des Caryophyllacées, des Chénopodiacées, des Cyperacées, des Juncacées et des Amaranthacées (Strullu, 1991; Norman *et al.*, 1995). Ces dernières ne peuvent donc pas entrer en symbiose avec les champignons (Norman *et al.*, 1995).

1.3.1 Les différents types de mycorhizes

Les mycorhizes (du grec myco = champignon et rhiza = racine) sont le résultat de l'association symbiotique, appelée mycorhization, entre des champignons et des racines des plantes. Les champignons « infectent » le système racinaire des végétaux et développent un réseau de filaments mycéliens connecté aux radicelles. Les mycorhizes constituent des composantes

essentielles dans la relation sol-plantes-microorganismes. Du point de vue morphologique, écologique, structurale et développement, les deux principaux groupes de mycorhizes sont : les endomycorhizes et les ectomycorhizes (LE TACON, 1985).

❖ Les endomycorhizes

Étymologiquement du grec endo « intérieur », myco « champignon » et rhiza « racine », les endomycorhizes sont des mycorhizes qui se développent à l'intérieur des racines. Elles sont caractérisées par l'absence de manchon mycélien, ce qui entraîne leur visibilité qu'au microscope. Elles sont donc invisibles à l'œil nu. Ce type de symbiose ne modifie pas la morphologie des apex au niveau des racines. Les différents types d'endomycorhizes sont : les endomycorhizes à peloton intracellulaire, les endomycorhizes des éricoïdes, les ectendomycorhizes, les endomycorhizes à vésicules et les endomycorhizes à arbuscules.

Les endomycorhizes des Orchidacées sont formées par des Basidiomycètes et des Ericacées qui sont associées aux ascomycètes. A l'intérieur des cellules du parenchyme cortical se forment des pelotons grâce au mycélium. Les orchidacées sont dépendantes de la symbiose et en devenant des mycohétérotrophes, exploitent leurs champignons comme source de carbone (Selosse, 2005). Par ailleurs les champignons qui sont responsables des endomycorhizes des Cistacées font partie des Basidiomycètes ou Ascomycètes hypogés de la famille des *Terfeziaceae* (Choiromycés, *Terfezia*...). A ce niveau, les pénétrations intracellulaires prennent une forme coralloïde et entrent en symbiose avec les Ericales.

En outre, les ectendomycorhizes sont des mycorhizes de type arbutoïde. Les pelotons intracellulaires formés sont comme celles des endomycorhizes, mais accompagnés d'un manteau qui entoure la racine comme celui des ectomycorhizes. Ils développent alors des hyphes inter- intracellulaires et sont retrouvés chez les Arbutacées, les *Monotropaceae* formés.

❖ Les ectomycorhizes

Du grec « ektos » qui signifie extérieur, myco « champignon » et rhiza « racine », les ectomycorhizes sont des champignons qui se développent autour des racines tout en développant un manchon fongique appelé manteau. Ils sont de ce fait visibles à l'œil nu. Ils modifient la morphologie des apex racinaires et sont retrouvés chez les essences forestières des régions méditerranéennes, tempérées et chez quelques espèces tropicales de la famille des Diptérocarpacées (*Marquesia*, Monotes), Euphorbiacées (*Uapaca*), Césalpiniacées (*Afzelia*, *Isobertinia*), Myrtacées (*Eucalyptus*, *Leptospermum*) et Fagacées (*Castanea*, *Quercus*) (Sanon *et al.*, 1997). Ils ont pour partenaire fongique les Basidiomycètes et les Ascomycètes (Sanon *et al.*, 1997).

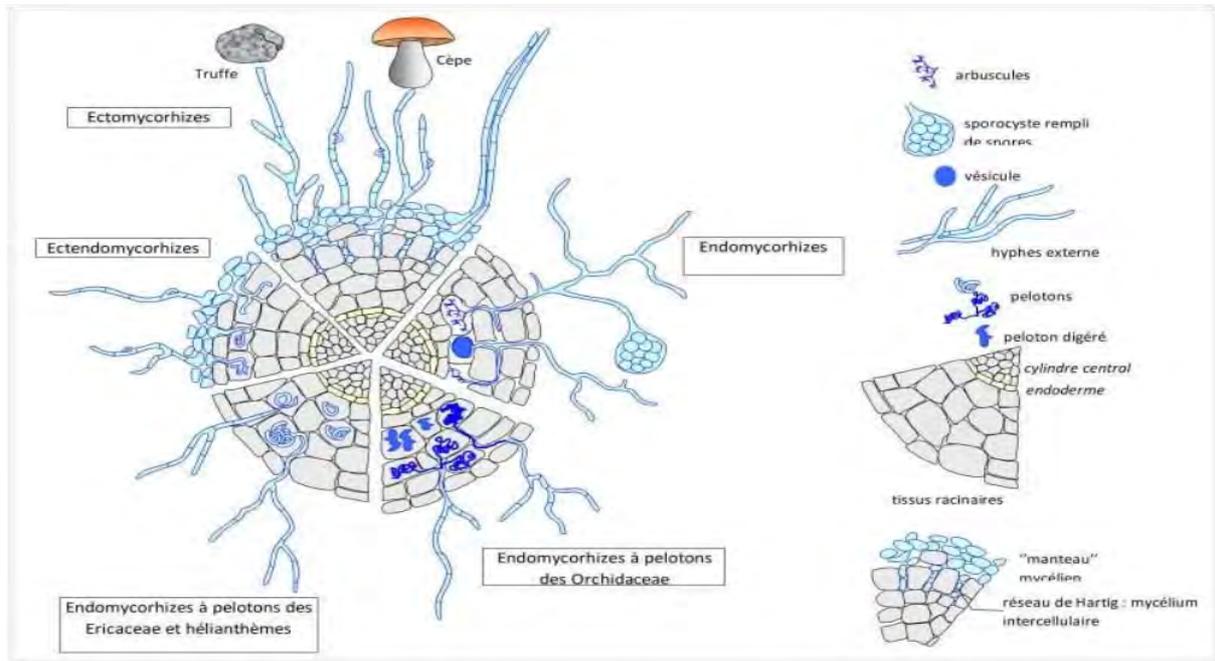


Figure 3 : Principaux types de mycorhizes représentés sur une coupe transversale de racine (Halle *et al.*, 2008).

1.3.2 Les Champignons Mycorhiziens à Arbuscules (CMA)

Les CMA sont des microorganismes indigènes du sol qui s'associent aux racines des plantes pour former des mycorhizes à arbuscules au sein desquelles ils mobilisent pour la plante le phosphore et les micronutriments du sol (Brigitta et Sumalan, 2011). Les mycorhizes à arbuscules sont des endomycorhizes qui se caractérisent par un développement des champignons à l'intérieur de la racine. Du point de vue morphologique, les champignons mycorhiziens à arbuscules se reproduisent par voie asexuée (Sanders *et al.*, 2005). Ils ne fructifient pas contrairement aux ectomycorhizes et sont des organismes hétérotrophes pour le Carbone. Ils ne se cultivent pas, ne présentent pas de spécificité et ne modifient pas la morphologie des racines des plantes avec lesquels ils entrent en symbiose. Les spores de CMA diffèrent morphologiquement par l'arrangement, la forme, la couleur, la taille, la structure de la paroi (nombre de couche, épaisseur...) et aussi par leur structure typique. Ces champignons sont des symbiotes obligatoires et ne peuvent produire des spores et compléter leur cycle de vie que suite à la colonisation des racines d'une plante hôte (Hijri & Sanders, 2005). Ils représentent près de 200 espèces Ubiquistes des écosystèmes terrestre (Walker & Trappe, 1993; Smith & Read, 1997).

Les CMA se retrouvent chez beaucoup de plantes notamment les Angiosperme, les Gymnosperme, les Fougères, les Lycopodes et les Bryophytes (SCHÜBLER *et al.*, 2001). Ils sont présents dans la majorité des écosystèmes terrestres et constituent une importante

composante de la microflore (Tchabi *et al.*, 2008). Ils apparaissent ainsi comme un acteur clé des services écosystémiques rendus par la nature à la société humaine.

1.3.3 Classification des Champignons Mycorhiziens à Arbuscules

Selon la classification récente, les champignons endomycorhiziens appartiennent au phylum des *Glomeromycota*. Le phylum des *Glomeromycota* fait mention d'environ 240 espèces décrites et réparties en 4 ordres, 11 familles et 25 genres (Redecker *et al.*, 2013). Avec cette classification, une grande partie des noms scientifiques des espèces a été revue. Elle a pour intérêt le couplage phylogénique (moléculaire et morphologique) des spores, l'élévation du polymorphisme génétique, l'identification des CMAs dans les racines et la connaissance de la structure de leur communauté. Cependant, six genres (*Tricispora*, *Otospora*, *Corymbiglomus*, *Intraormatospora*, *Paradendiscutata* et *Sacculospora*) présentent une position systématique encore ambiguë.

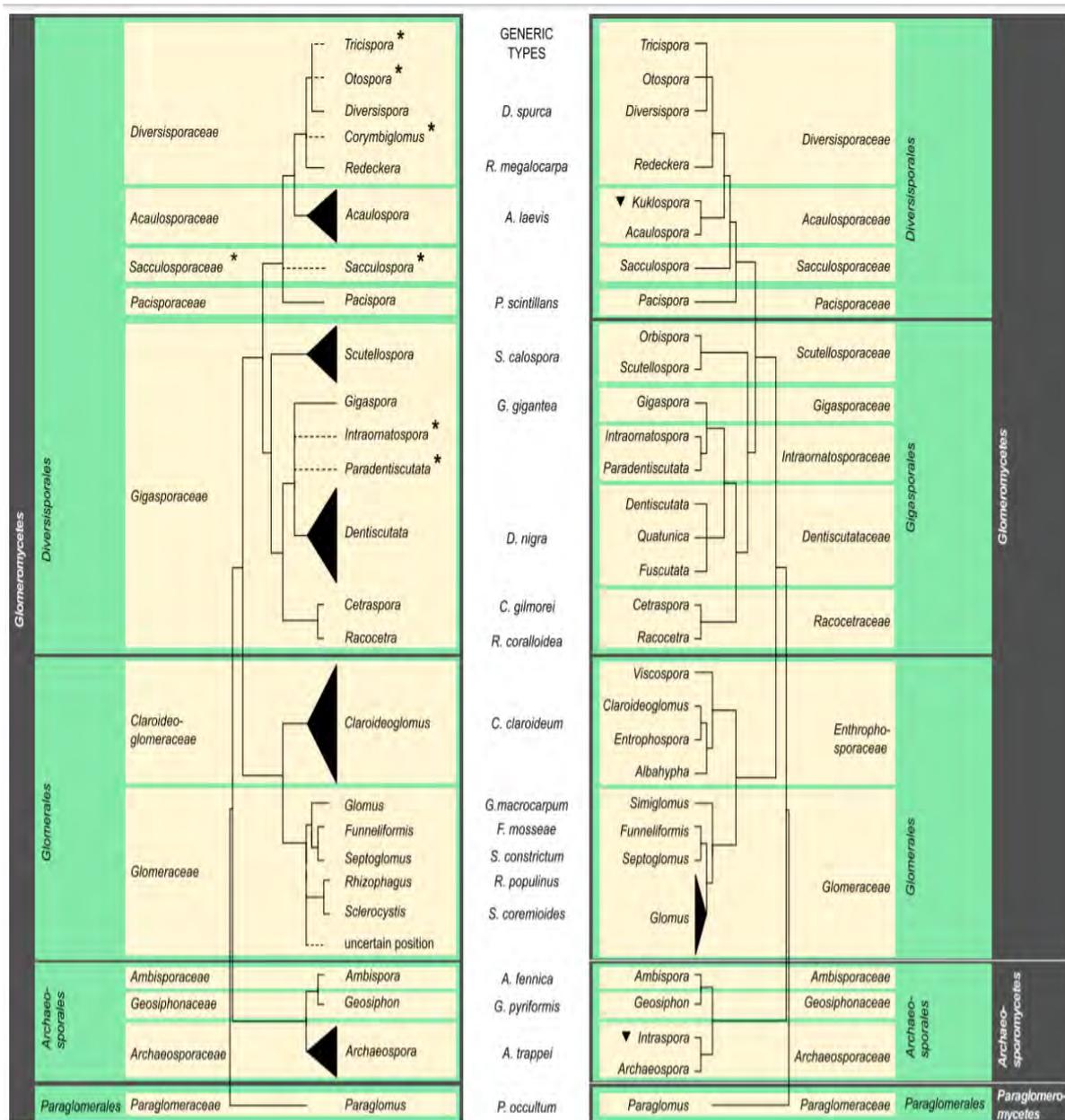


Figure 4 : Classification des Champignons Mycorhiziens à Arbuscules (Redecker *et al.*, 2013)

1.3.4 Cycle et facteurs de développement des Champignons Mycorhiziens à Arbuscules

❖ Cycle de développement des Champignons Mycorhiziens à Arbuscules

La plupart des sols ont la capacité d'assurer la propagation des hyphes et spores des champignons lorsqu'ils sont en contact avec les racines. Les CMA étant des endomycorhizes, se développent à l'intérieur des racines tout en formant des vésicules et/ou arbuscules. Les hyphes des champignons continuent leur développement et explorent une partie considérable du sol grâce à la germination des spores. Les hyphes formés par les champignons sont visibles au bout de 1 à 3 mois (INVAM, 2009). Cette visibilité des spores varie selon l'espèce de plante

hôte et des champignons (Manga *et al.*, 2007). Les hyphes nouvellement formés infectent d'autres racines et le cycle recommence.

❖ **Facteurs de développement des Champignons Mycorhiziens à Arbuscules**

Le développement des CMAs dépend de plusieurs facteurs comme : la température, la dormance, la fertilisation et l'application des produits chimiques phytosanitaires.

La température est un élément important du climat agissant sur le développement des CMAs. Ces derniers se développent mieux lorsque la température est élevée (> à 20°). Des études ont montré que certains isolats de CMAs comme *Acaulospora* et *Scutellospora* ne se développent pas bien à de faibles températures (Sieverding, 1988).

Certaines espèces de champignons possèdent des spores qui entrent en dormance avant la germination. Ainsi si cette période de dormance est longue, il peut y avoir une diminution variable et considérable du nombre de spores germées (INVAM, 2009).

La fertilisation est l'utilisation des engrais chimiques ou organiques. Le principal avantage que procure la fertilisation à la plante est donc une meilleure nutrition minérale en particulier en phosphore (Smith & Read, 2008). Elle augmente la quantité de N, P, K des plantes. Mais le phosphate soluble du sol réduit la capacité des CMAs à infecter les racines, ce qui peut empêcher l'activité mycorhizienne (Ingleby *et al.*, 2001). Par ailleurs l'utilisation des produits phytosanitaires comme les bactéricides, les nématicides et les fongicides tuent les microorganismes du sol. Ce qui crée un déséquilibre de l'écosystème donc sa dégradation. Ainsi les fongicides utilisés dans les champs réduisent ou empêchent la symbiose mycorhizienne ayant lieu entre les racines des plantes hôtes et les champignons, car ces champignons sont presque détruits et/ou ne possèdent plus leur pouvoir germinatif et de développement de leurs hyphes.

1.3.5 Importances des Champignons Mycorhiziens à Arbuscules

Les champignons mycorhiziens à arbuscules rendent aux écosystèmes un grand nombre de services (Gianinazzi *et al.*, 2010). La multitude des services bénéfiques directs et indirects qu'ils rendent peut-être classée en deux catégories : un rôle nutritif et un rôle protecteur. Les symbioses mycorhiziennes jouent également un rôle primordial dans la bio séquestration du Carbone, le cycle des nutriments, la biodiversité végétale et la productivité des écosystèmes naturels et agricoles.

❖ **Rôle des CMAs dans la nutrition minérale des plantes hôtes**

Une fois la symbiose mise en place, la plante, agissant comme une source, fournit des produits carbonés issus de la photosynthèse au symbiote, agissant comme un puits (Bago *et al.*, 2003).

Ce dernier les transfère alors vers les parties en croissance de son organisme, tels que le mycélium extra radicaire ou les spores en formation. La plante fournit 30 % de sa production carbonée au champignon (Smith & Read, 2008). Cette association augmente la capacité à puiser des ressources minérales en couvrant un très grand territoire et un accès à des nutriments qui sont inaccessibles aux racines. Les hyphes accélèrent l'altération des roches permettant ainsi d'augmenter la disponibilité des éléments minéraux. Ceci facilite alors une absorption plus efficace des éléments minéraux et des oligo-éléments du sol (P, K, Cu, Fer, Zn, ...). Les champignons mycorhiziens sont des organismes hétérotrophes incapables de synthétiser leurs hydrates de carbone comme le font les plantes vertes chlorophylliennes. De plus, ils ne peuvent, à la manière des saprophytes les mobiliser directement à partir de la litière. Par conséquent, leur association avec les plantes autotrophes leur est plus que favorable puisqu'en leur procurant les sucres qu'elles photosynthétisent, les plantes leur permettent de survivre et de boucler leur cycle de vie (Egli et Ivano, 2002). Par ailleurs, les CMA jouent un rôle important dans la nutrition azotée des plantes (Smith & Read, 2010).

L'azote a une importance capitale dans le développement et la croissance des plantes. Il est assimilé de façon préférentielle sous forme de nitrate et faiblement sous sa forme d'ammonium. Le CMA puise l'ammonium du sol et le transfère à la plante plus facilement. La plante utilise moins d'énergie pour puiser et assimiler une quantité importante de l'ammonium grâce aux CMA (Casieri *et al.*, 2013). Les gènes codant pour le transport des différentes formes d'azotes et les transporteurs eux-mêmes, ont été identifiés actifs lors de la symbiose mycorhizienne à arbuscules (Hohnjec *et al.*, 2005). Le mycélium du CMA peut aussi accélérer la dégradation des matières organiques, ce qui permet la biodisponibilité de l'azote pour la plante. Comme l'azote, le phosphore est aussi un élément nutritif important non seulement pour la plante, mais aussi pour la symbiose mycorhizienne.

Le phosphore favorise la croissance de la plante. Son action est conjuguée à celle de l'azote. Il favorise la rigidité des tissus, la fécondation et la qualité des produits. Une carence en Phosphore ralentit la croissance et affaiblit la plante. Le phosphore est disponible en quantité dans le sol sous forme organique ou inorganique estimé entre 200 et 3000 mg/kg de sol (Harrison, 1987). La majorité du phosphore est sous forme d'orthophosphate inorganique absorbés par les cations (Ca, Fer, Al, ...) pour former le complexe CaPO_4 à un pH élevé et les complexes FePO_4 , AlPO_4 à des pH faibles. Ils forment alors de molécules organiques (Javot *et al.*, 2007a; Smith & Smith, 2011). Le phosphore est peu disponible dans le sol sous forme directement assimilables par les plantes (Javot *et al.*, 2007a). Les CMA favorisent l'hydrolyse du phosphore organique et sont impliqués dans la photosynthèse, la respiration

oxydative, la protection contre les radicaux libres ou encore la biosynthèse des lipides (Da Silva & Williams, 2001). Plusieurs transporteurs de phosphore inorganique chez la plante ont été identifiés comme étant induits chez les CMA (Javot *et al.*, 2007a). Grâce au réseau mycélien, les CMA favorisent le transfert du phosphore inorganique aux plantes.

En outre, l'inoculation mycorhizienne améliore la nutrition en zinc et en cuivre chez le pois chiche, le soja, le trèfle et le lexème (Schoeneberger *et al.*, 1989). Les CMA favorisent l'assimilation des oligo-éléments comme le fer, le zinc, le cuivre, le calcium, le potassium et le soufre par la plante (Smith & Read, 2008; Casieri *et al.*, 2013). A titre d'exemple, il a été détecté deux fois plus de zinc, fer et manganèse et trois fois plus de cuivre dans des plants d'arachides mycorhizées par *Glomus fasciculatum* par rapport à des plants non mycorhizés (Krishna & Bagyaraj, 1984). Ces oligoéléments jouent un rôle dans l'activité enzymatique de la plante et améliorent la capacité compétitive de certaines espèces par rapport aux espèces dominantes (Van Der Heijden *et al.*, 2006).

L'amélioration de l'absorption de ces éléments est associée à une augmentation de la biomasse des plantes mycorhizées. Ainsi, ils améliorent la quantité et la qualité des productions végétales. Par contre les effets observés sont variables selon les caractéristiques du sol (P assimilable, C organique, pH, CEC, texture, etc.) et l'association plante champignon (Jakobsen *et al.*, 1992; Monzon & Azcón, 1996). Aussi des études ont montré que les CMA affectent positivement la concentration de Zn dans divers tissus végétaux dans des conditions environnementales distinctes (Elsevier, 2013).

La mycorhization peut jouer un rôle de protection de la plante, par une forte rétention des éléments présents en fortes quantités et possèdent de ce fait un caractère toxique (Liu *et al.*, 2000). Les CMA jouent également le rôle de signalisation durant la symbiose (Javot *et al.*, 2007b).

❖ **Importance des CMA dans la bioprotection des plantes.**

Les CMA permettent à la plante de résister aux stress biotiques et abiotiques. Ils assurent et favorisent ainsi la bioprotection de la plante. L'utilisation abusive des pesticides pose des problèmes environnementaux et de santé humaine aussi bien pour le consommateur que pour l'utilisateur. De ce fait, il est alors très important de faire recours à l'agriculture biologique dans le but de réduire les dégâts causés non seulement à l'environnement mais aussi à la santé humaine. Une des stratégies de l'agriculture biologique consiste à utiliser les plantes mycorhizées pour stimuler la défense naturelle des plantes contre les pathogènes (Whipps, 2004). Les CMA ont la capacité de réduire la sévérité et l'incidence des dommages causés par certains champignons et phytopathogènes racinaires comme : *Rhizoctonia*, *Fusarium*,

Verticillium, *Phytophthora*, *Pythium* et *Aphanomyces* (St-Arnaud *et al.*, 1995; Whipps, 2004), certains nématodes tels que *Meloidogyne incognita* et *Pratylenchus penetrans* et certaines bactéries comme *Xanthomonas Campestris* (Liu *et al.*, 2007). Par exemple, une étude de (Gallou *et al.*, 2011), a révélé par RT-qPCR l'induction de l'expression de deux gènes codant pour des Protéines de Résistance (*PRJ* et *PR2*) au niveau des feuilles de plants de pomme de terre mycorhizés, cultivés *in vitro*, peu de temps après leur infection par *Phytophthora infestans*. Cela suggère une résistance systémique des plantes induite grâce à la mycorhization par *Glomus* sp. Aussi, les CMA ont la capacité de réduire les dommages causés par les traces métalliques comme le cadmium sur la croissance des plantes (Janoušková *et al.*, 2006). Ils favorisent une meilleure croissance des plantes mycorhizées dans les conditions de sécheresse, de salinité, de sols pollués par les radios éléments, d'usage de fongicides, et de présence de polluants organiques (Leyval 2005; Augé 2001; Ferrol *et al.*, 2009 ; Campagnac *et al.*, 2010 ; Calonne *et al.*, 2010 ; Porcel, Aroca, and Ruiz-Lozano 2012). Les CMA protègent la plante en accumulant et rendant moins disponibles les métaux lourds du sol.

En résumé, Les CMA sont utilisés comme amendement biologique. Ils vivent avec la majorité des espèces végétales et sont présents dans la plupart des sols naturels et anthropiques. Ils présentent des intérêts multiples dans la phytoremédiation des sols pollués : Ils atténuent la phytotoxicité des polluants grâce à l'aptitude qu'ils ont à stimuler les défenses des plantes contre les stress abiotiques. Ils augmentent l'accès des plantes aux éléments nutritifs dans la rhizosphère. Ils améliorent la croissance des plantes qui sont installées dans des conditions défavorables. Ils permettent d'explorer un volume de sol beaucoup plus important et par conséquent une dissipation plus élevée des polluants. Ils favorisent l'élimination des polluants métalliques et organiques.

❖ **Importance écologique des CMA dans l'amélioration de la qualité du rendement**

L'exploration du volume du sol par le mycélium extramatriciel et sa capacité à mobiliser des éléments nutritifs à partir des minéraux primaires favorisent la nutrition phosphatée des plantes (Manjunath *et al.*, 1989; Landeweert *et al.*, 2001). Cette amélioration de la nutrition minérale des plantes concerne également d'autres macroéléments (N, K) et oligoéléments (B, Br, Cl, Cu, Cr, Cs, Co, Fe, Mo, Mn, Ni, Si, Zn) (He et Nara, 2007). Ces associations mycorhiziennes jouent également un rôle significatif dans la décomposition et la minéralisation de la matière organique tellurique et mobilisent les nutriments au bénéfice de la plante hôte (Lambers *et al.*, 1998; Gobat *et al.*, 2003). L'amélioration de la nutrition hydrique des plantes grâce à la symbiose mycorhizienne a également été déterminée et cet effet « mycorhize » est attribué à une meilleure

utilisation de l'eau par la plante en raison du volume de sol exploré par les hyphes mycéliens (Garbaye, 2000; Augé, 2001).

1.4 La dépendance mycorhizienne vis-à-vis d'un CMA

La dépendance mycorhizienne est le degré par lequel une plante répond à l'inoculation du CMA. C'est une dépendance vis-à-vis des mycorhizes. Elle indique dans quelle mesure l'association symbiotique permet de satisfaire les besoins en éléments minéraux de la plante lorsque le sol est incapable de répondre aux exigences nutritionnelles de la plante hôte. Elle s'exprime par la différence de biomasse des plantes mycorhizées par rapport aux plantes non mycorhizées (Gerdemann, 1974). Vis-à-vis des CMA, la réactivité des espèces végétales peut être différente (Klironomos, 2003; Tawaraya, 2003). Elle a pour formule $DMR \% = 100 \times [(masse\ sèche\ des\ plants\ mycorhizés - masse\ sèche\ des\ plants\ non\ mycorhizés) / masse\ sèche\ des\ plants\ mycorhizés]$. Plusieurs facteurs comme l'espèce végétale utilisée, le symbiote fongique, la teneur du sol en élément minéraux et la structure racinaire peuvent modifier la dépendance mycorhizienne des plantes (Van Der Heijden *et al.*, 1998; Bâ *et al.*, 2001b; Sidibé *et al.*, 2012).

1.5 La diversité des CMA chez les plantes

Plusieurs plantes terrestres (arbre, arbustes, les angiospermes, les fagacées...), vivent en symbiose avec les champignons mycorhiziens notamment les CMA. Ces mycorhizes améliorent leur nutrition hydrique, minérale et leur croissance. Des études ont montré que les plantes répondent à l'inoculation mycorhizienne et/ou rhizobienne. Mais cette réponse à l'inoculation de souche de CMA peut varier en fonction des souches et aussi des plantes hôtes. Cette pratique n'est pas encore très populaire. Néanmoins elle est utilisée un peu partout dans le monde et surtout par les chercheurs pour stimuler la croissance quantitative et qualitative des plantes et lutter contre les stress biotiques et abiotiques subis par les plantes. D'une part, *Glomus mosseae* a été utilisé contre *Phytophthora parasitica* de même que *Gaeumannomyces Graminis* et *Glomus versiforme* contre *Ralstonia solanacearum* qui sont des ravageurs de la tomate. D'autre part, *Glomus Sp.* a été utilisé chez la pomme de terre pour résister aux *Phytophthora infestans* (Gallou *et al.*, 2011). Aussi, la mycorhization naturelle a eu une efficacité comparable à celle des souches inoculées sur le sésame en condition naturelle.

2 MATERIEL ET METHODES

2.1 Matériel

2.1.1 Matériel végétal

Des semences de huit (08) accessions de niébé et huit (08) accessions de la patate douce (Tableau 3) issues de la collection du Laboratoire National de Recherches sur les Productions Végétales (LNRPV) ont été utilisées dans cette étude. Des semences de maïs et de niébé fourrager issues de la même collection ont été également utilisées pour l'évaluation du potentiel mycorhizogène du sol utilisé dans les expérimentations.

Tableau 3 : Accessions de patate douce et de niébé utilisées pour les expérimentations

N° d'accessions	Patate douce	Niébé
1	YAAJEENDE	LISARD
2	BURGUNDI	LEONA
3	TIEBELLE	YACINE
4	APOMUDEN	KHELKOME
5	CRI-APOMUDEN	SARA NDOUR
6	DINA	NDIOL FOUTA
7	BEAU REGARD	PAKAO
8	CONVINGTON	THIEY

2.1.2 Souches de champignons mycorhiziens

Deux (02) souches de champignons mycorhiziens à arbuscules issues de la collection du Laboratoire Commun de Microbiologie (LCM) ont été utilisées pour les expérimentations. Il s'agit de : *Glomus mosseae* et *Rhizophagus irregularis 10*.

2.1.3 Sol

Le sol qui a servi de substrat pour les expérimentations est un sol prélevé à la station expérimentale de l'ISRA à Nioro située au sud-ouest du Sénégal dans la région de Kaolack. Ce sol comporte 0,02% d'azote, 0,30% de carbone avec un rapport C/N de 13.

2.2 Méthodes

2.2.1 Production d'inoculum

La production d'inoculum est un processus qui permet de multiplier les différentes souches de CMA afin d'obtenir une quantité importante.

Des souches de CMA ont été multipliées en serre par la méthode de piégeage en utilisant le maïs (*Zea mays* L.) qui est une plante mycotrophe. Les graines de maïs ont été directement semées dans des seaux contenant 10 kg de sol stérile auquel a été ajouté 100 g d'inoculum issu de la culture précédente. Après 3 mois de culture, les racines ont été collectées pour l'évaluation de la densité des spores et l'état de la mycorhization. L'inoculum ainsi produit constitué de fragments de racines colonisées, d'hyphes, et de spores est conservé à 4°C jusqu'à une utilisation ultérieure.

2.2.2 Vérification de la viabilité des spores des inocula et identification morphologique des spores indigènes du sol de Nioro

❖ Extraction et identification morphologique des spores

L'extraction des spores a été effectuée par la méthode de tamisage humide décrite par Gerdemann et Nicholson, (1963). Un échantillon de 100 g de sol sec a été mis en suspension dans 500 ml d'eau de robinet puis homogénéisé. La solution obtenue a été laissée décanter pendant 30 secondes puis la suspension a été versée à travers une série de quatre tamis superposés à mailles décroissantes (500-200-100-50 µm). Cette opération a été répétée trois fois afin de récupérer le maximum de spores possible. Pour chaque tamis, le mélange obtenu a été mis en suspension dans de l'eau de robinet puis réparti dans des tubes de centrifugation (tubes Corex). Un gradient de viscosité se crée en injectant soigneusement au fond de chaque tube, à l'aide d'une pipette, d'abord 5 ml d'une solution de saccharose à 20% puis 5 ml d'une solution de saccharose à 60%. Les tubes corex ont ensuite subi une centrifugation pendant 3 min à 3000 tours par minute et à une température de 4°C. Cette centrifugation sur un gradient de saccharose permet de concentrer les spores et de réduire les particules de sol et les fragments racinaires (Daniels et Skypper,1982). Les spores, concentrées en une bande distincte à l'interface des deux solutions de saccharose, ont été récupérées à l'aide d'une pipette Pasteur, rincées à l'eau dans un tamis de 50 µm et déposées dans une fiole. La suspension issue du dernier rinçage de chaque échantillon a été versée dans une boîte de Pétri quadrillée pour le comptage des spores à l'aide d'une loupe. Pour finir, des photos ont été faites grâce à une loupe binoculaire SMZ 745T (Nikon) associé à une caméra QImaging 01-GO-3-R-CRL-10 (RoHS) pour identifier les spores indigènes de CMA contenues dans le sol de Nioro.

2.2.3 Détermination du Potentiel Infectieux Mycorhizogène du sol de Nioro

Pour évaluer le potentiel mycorhizogène du sol utilisé, la méthode MPN a été utilisée. Cette méthode consiste à diluer le sol non stérile avec le même échantillon de sol mais cette fois-ci stérilisé à l'autoclave à 120°C pendant 2h. Pour chaque échantillon de sol, six (06) dilutions au 10^{ème} ont été effectuées, et pour chaque dilution, 4 répétitions ont été faites. Ainsi 4 pots de 125 ml contenant 100 g de sol ont été obtenus. Cette expérimentation a été conduite en utilisant deux plantes pièges : le niébé fourrager et le maïs.

Un total de 48 pots pour les 2 cultures a été obtenu. Après 45 jours de culture, les MPN ont été déterminés selon la méthode décrite par Sieverding (1991) et avec la table de Fischer et Yates (1948).

Tableau 4 : Dilutions réalisées sur des échantillons de sol de Nioro pour évaluer son Potentiel Infectieux Mycorhizogène

	Dilutions					
Quantité de sol	1	1/4	1/16	1/64	1/256	1/1024
Sol non stérile	100	25	6,25	1,56	0,39	0,01
Sol stérile	0	75	93,75	98,44	99,61	99,99

Après la coloration des racines selon la méthode de Phillips et Hayman, (1970) décrite ci-dessous, le potentiel de mycorhization a été déterminé en calculant le nombre le plus probable des propagules. Les racines ont été observées à la loupe binoculaire (x 40) pour observer la présence ou non de point d'infection dans chaque répétition, puis dans chaque dilution.

Les calculs ont été faites par la méthode de Sieverding (1991), d'après les tables publiées par Fisher et Yates (1948).

Le nombre le plus probable de propagules a été calculé selon la formule suivante :

$$\text{Log MPN} = x \text{ Log } a - K$$

Avec MPN : le nombre le plus probable de propagules

a : le facteur de la dilution. Il est de 4 pour la dilution ¼

x : la moyenne du nombre de godets mycorhizés.

K: est trouvé dans le tableau de Fisher et YATES (1970) à partir de la valeur de x ou y

y : est donné pour définir la valeur de K

$$y = s - x$$

s : le nombre de degré de dilution dont (1/4)^o est le premier degré.

Le nombre le plus probable obtenu a été exprimé par 100 g du sol sec à 105°C.

Par la suite, un intervalle de confiance à 95% a été calculé

L'intervalle de confiance est aux environs de la valeur de l'écart type. Il correspond au nombre de propagules supérieur à 95% et le nombre de propagules inférieur à 95% au nombre de propagules dans 100 g de sol sec.

$$\text{Log MPN}_{si} = \text{Log MPN} \pm S * Z / \sqrt{n}$$

Avec : Log MPN si = le nombre de propagules supérieur et inférieur à 95% avec l'indice

« s » : supérieur et l'indice « i » : inférieur

S est la variance de MPN, elle est de $\sqrt{0.201}$ pour la dilution 1/4

n : nombre de la répétition par dilution

Z : 1.645 pour 95% de probabilité selon Sieverding

± : le plus est utilisé pour le nombre de propagules supérieur à 95% et le moins est utilisé pour le nombre de propagules inférieur à 95%. L'intervalle de confiance permet d'identifier la différence significative entre les différents échantillons. Si les intervalles se recouvrent, il n'y a pas de différence entre les échantillons mais s'ils ne se recouvrent pas, il existe une différence entre eux.

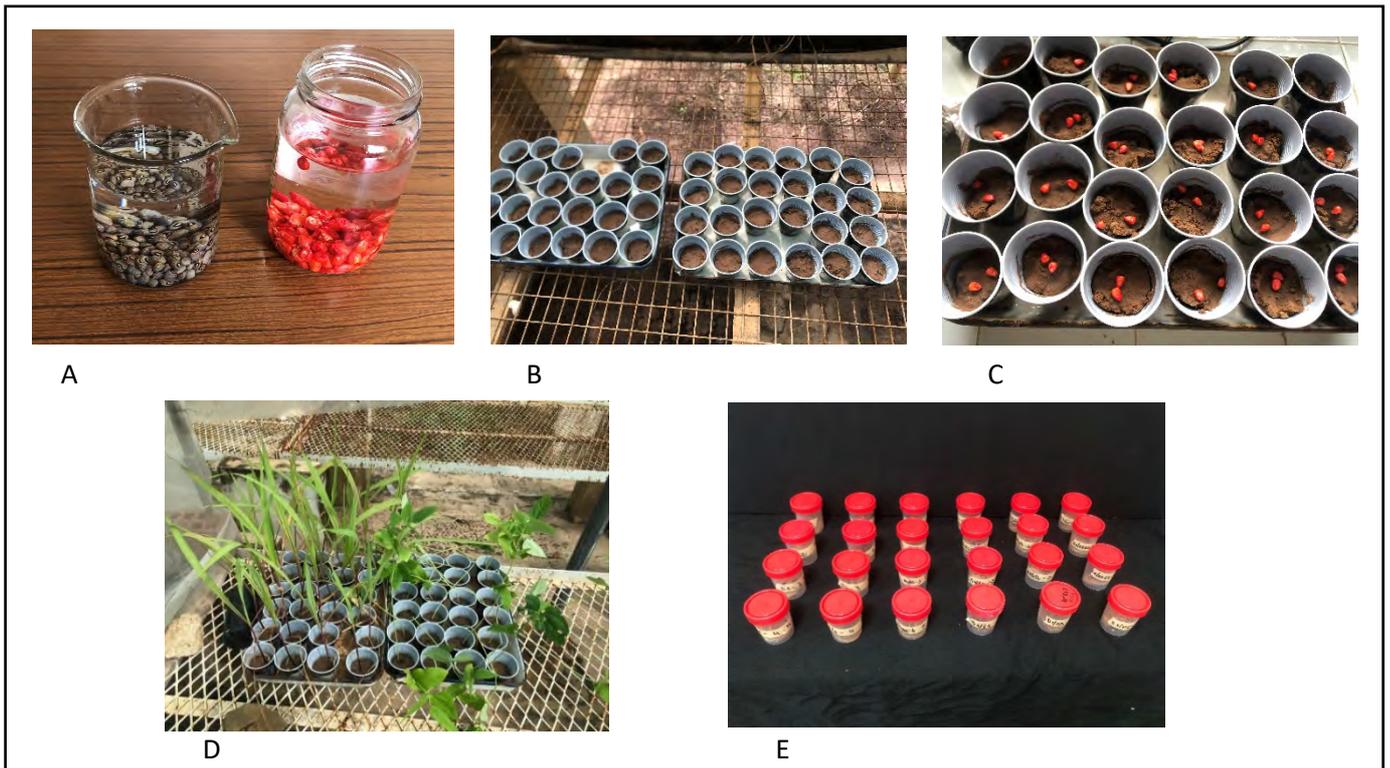


Planche 1 : Mise en place de l'expérimentation permettant d'évaluer le potentiel infectieux mycorrhizogène du sol de Nioro. A- Désinfection des graines de niébé fourrager et de maïs ; B- Pots en plastique contenant les différentes dilutions du sol de Nioro ; C- Semis des graines de maïs ; D- Plants de maïs et de niébé fourrager à 2 mois après semis ; E- Boîtes contenant des échantillons de racines récoltées après 2 mois

2.2.4 Mise en place de l'expérimentation.

Afin de déterminer les effets des mycorhizes sur la biodisponibilité des éléments nutritifs pour les accessions de niébé et de la patate douce, 288 pots en plastiques ont été remplis avec 1kg de sol de Nioro non stérile. Les semences des accessions de niébé et de patate douce ont été semées dans ces pots puis inoculées au semis avec les deux souches de CMA à raison de 10g d'inoculum par kg de sol. On dispose de 3 traitements que sont : le témoin non inoculé (T0), *G. mosseae* (T1) et *R. irregularis* 10 (T2). Chacun des traitements a été répété 4 fois. Les plants ont été cultivés en serre et régulièrement arrosés et suivis pendant 2 mois.

Le dispositif expérimental est composé de 3 blocs pour chaque spéculation. Chaque bloc représente un traitement et est composé de 4 répétitions pour chacune des 8 accessions. Soit 32 pots par bloc (Figure 6).



Figure 5 : Dispositif expérimental de culture des accessions de niébé et de patate douce en serre.

T0 : Témoin non inoculé ; T1 : *Glomus mosseae* ; T2 : *Rhizophagus irregularis* 10

2.2.5 Paramètres évalués

Différents paramètres ont été mesurés au cours de l'étude. Il s'agit de :

- la teneur en chlorophylle des feuilles, estimée grâce à une méthode indirecte utilisant un appareil nommé SPAD-502 Plus (Konica Minolta). Ce SPAD (Soil Plant Analysis Development) affiche la valeur estimée de la teneur en chlorophylle d'une feuille après que celle-ci ait été pincée par le bout de l'appareil. Cette teneur a été mesurée tous les 7 jours pendant l'expérimentation
- les biomasses sèches aériennes et racinaires des plantes, déterminées à la fin des expérimentations. Les biomasses aériennes et 50% de la biomasse racinaire ont été récoltées et séchées à l'étuve (80°C pendant 72h). Elles ont été ensuite pesées avec une balance de précision TE124S Analytical Balance (Satorius). Les 50% restant de la partie racinaire de chaque plante, ont été utilisés pour déterminer l'intensité et la fréquence de mycorhization
- Le taux de mycorhization des racines par les CMA après coloration des racines selon la méthode de Phillips et Hayman, (1970).
- La quantité de Fer, Zinc, Potassium et Phosphore biodisponible pour les plantes.

2.2.6 Coloration des racines selon la méthode de Phillips et Hayman, (1970)

Après la récolte des racines, elles ont été soigneusement lavées. Les plus jeunes racines ont été sélectionnées et coupées à une longueur de 1-2 cm. Elles ont ensuite été plongées dans une solution de KOH (10 %), et chauffées au bain marie 90° C durant environ 45-60 min. Cette opération élimine le contenu des cellules végétales et décolore les tanins des racines ligneuses. La solution devient alors brun-rouge. Les racines ont été rincées à l'eau puis immergées dans une solution de Bleu trypan acide à 0,5 %. L'ensemble a été mis à nouveau dans le bain marie pendant 45 minutes à 90°C. Enfin, les racines ont été rincées à l'eau distillée et sont prêtes pour

l'observation. Les structures fongiques, telles que les arbuscules, les vésicules et le mycélium prennent la coloration bleue. L'annotation de l'infection mycorhizienne (Figure 7) s'effectue suivant la méthode de Trouvelot et al, (1986).

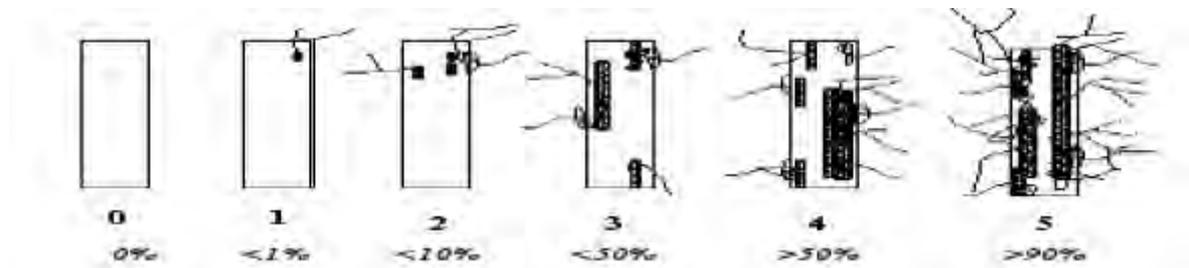


Figure 6 : Notation de l'infection mycorhizienne (classe 0 à classe 5) (Trouvelot *et al.*, 1986)

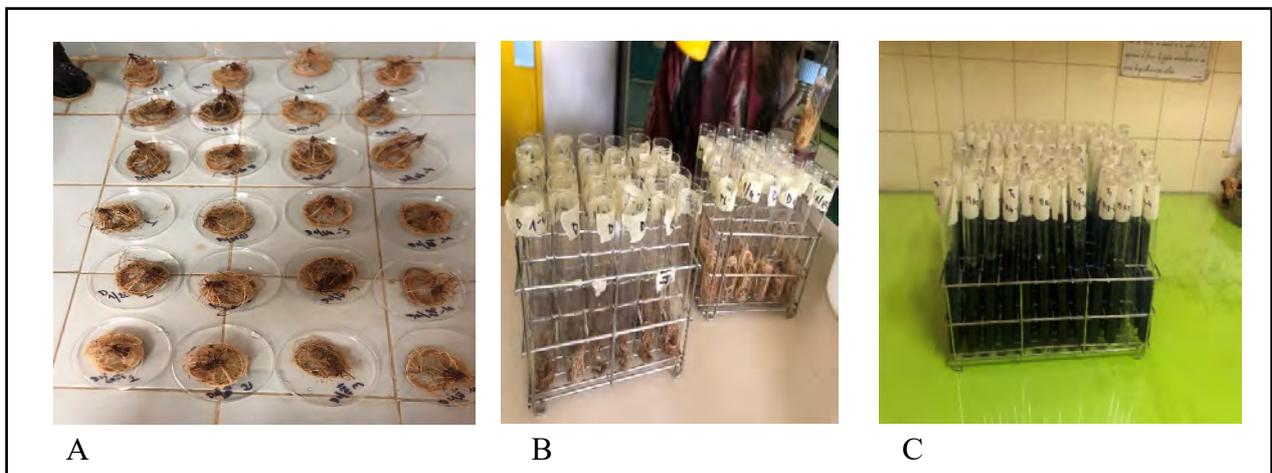


Planche 2 : Coloration des racines de différentes accessions de niébé et de patate douce. A- Racines récoltées sur boîtes de Pétri ; B- Racines déposées dans des tubes ; C- Racines immergées dans du Bleu de Trypan

2.2.7 Observations et mesures des paramètres de mycorhization

Vingt fragments de racines fines d'environ 1 cm de long ont été prélevés à différents endroits de chaque échantillon coloré puis montés entre lames et lamelles dans du glycérol. Pour chaque plantes, 60 fragments de racines fines ont été montés à raison de 20 fragments de racines par lame. Soit 3 lames par échantillon de racines (Planche 3). Le taux d'endomycorhization ou fréquence d'infection (F%) ainsi que l'intensité d'endomycorhization (I %) ont été évalués au microscope optique par la méthode de Trouvelot *et al.*, 1986. Le degré de colonisation endomycorhizienne de chaque fragment a été estimé selon un barème constitué de six classes notées de 0 à 5 (Figure 7). La fréquence et l'intensité de mycorhization ont été calculées selon les formules suivantes :

- **Intensité de mycorhization du système racinaire notée I %**

$$I\% = (95n_5 + 70n_4 + 30n_3 + 5n_2 + n_1) / \text{nombre total de fragments observés}$$

Où n_5 = nombre de fragments notés 5,
 n_4 = nombre de fragments notés 4,
 n_3 = nombre de fragments notés 3,
 n_2 = nombre de fragments notés 2,
 n_1 = nombre de fragments notés 1,

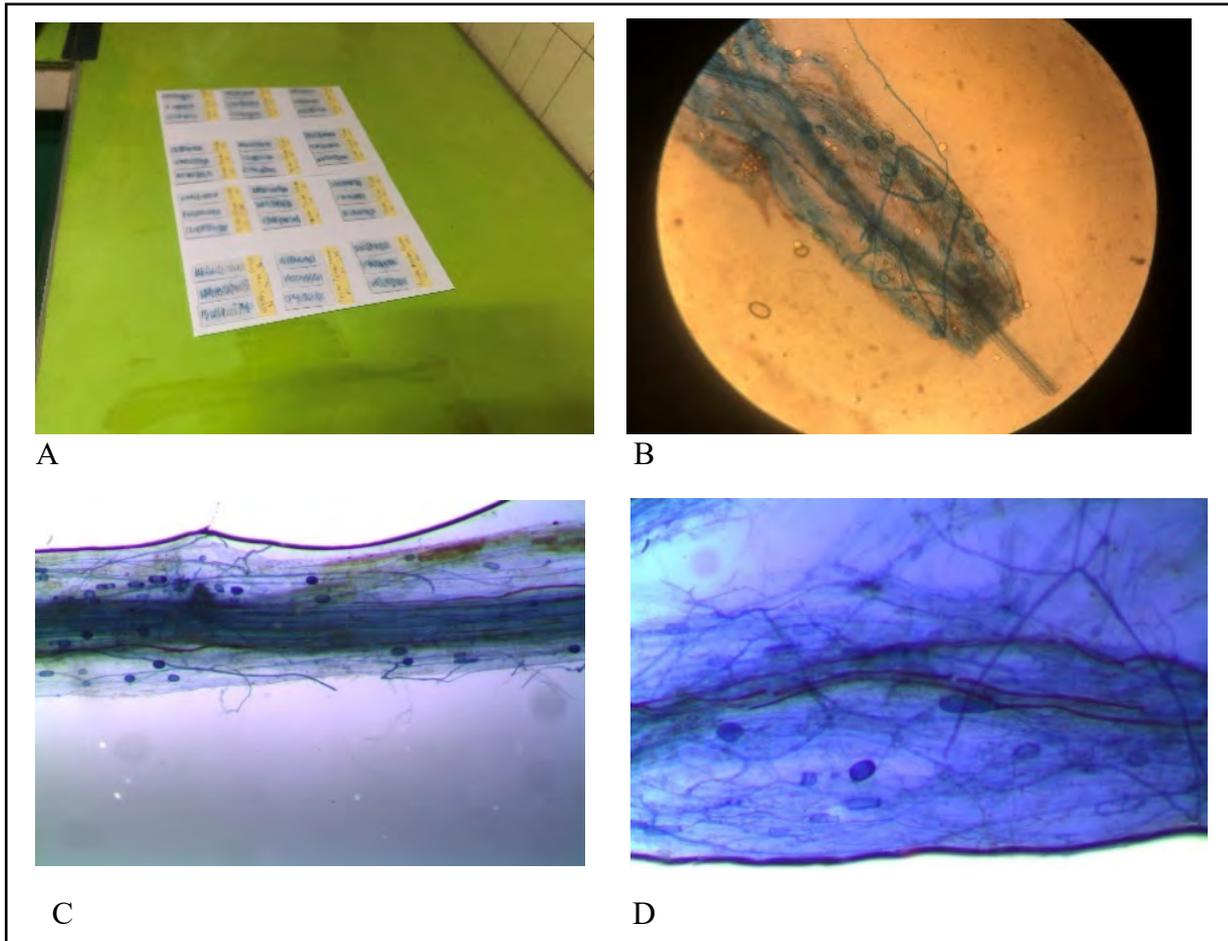


Planche 3 : Evaluation du taux de mycorhization des racines de plantes. A- Fragments de racines montés entre lames et lamelles ; B, C et D- Fragments de racines mycorhizés

2.2.8 Protocole d'analyse des végétaux

L'analyse réalisée au Laboratoire des Moyens Analytiques (LAMA) et a permis d'évaluer la quantité des micronutriments disponibles dans les feuilles et les racines des accessions de niébé ayant montré les plus forts taux de mycorhization par *R. irregularis* 10. Ainsi des échantillons de ces accessions non inoculées et celles inoculées avec *R. irregularis* 10 ont été analysés. Pour ce faire, chaque échantillon de racines et feuilles a été broyé et séché à l'étuve pendant 2h. Des

prélèvements de 0,5 g ont été faits dans chacun des échantillons. 3ml de HNO_3 a été ajouté à chaque échantillon. Ces derniers ont été laissés pendant une nuit. Ils ont ensuite été placés dans le minéralisateur et préchauffés à 100°C pendant 2h. Après refroidissement, 1ml de peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) a été ajouté puis les échantillons ont été replacés dans le minéralisateur et préchauffés à 100°C pendant 1h. Enfin, ils ont été filtrés et ajustés dans des fioles de 100°C avec de l'eau déminéralisée puis les cations ont été dosés au MAPES et le Phosphore en flux continu.

2.3 Analyses statistiques

Les données collectées ont été saisies dans le tableur Excel. Elles ont ensuite été analysées avec le logiciel Rstudio 1.3.1056. La normalité des données a été vérifiée avec le test de Kolmogorov Smirnov. Pour les données qui suivent une distribution normale, une analyse de variance (ANOVA) a été effectuée afin d'estimer l'effet des différentes souches sur chacun des paramètres ou caractères mesurés et la significativité des différences a été estimée au seuil de 5% ($P < 0,05$). Pour les données qui ne suivent pas une distribution normale, le test non paramétrique de Kruskal-Wallis a été effectué. Une matrice de corrélation entre les différents caractères évalués a été réalisée grâce au coefficient de Spearman. Le test de Duncan a été utilisé pour une comparaison multiple des données et les représentations graphiques ont été faites avec le tableur Excel du programme Microsoft Office 2019 (MS).

3 RESULTATS ET DISCUSSION

3.1 Résultats

3.1.1 Vérification de la viabilité et identification morphologique des spores indigènes du sol de Nioro

Les inocula utilisés dans cette expérimentation ont été produits en 2019 et les expérimentations ont été réalisées sur le sol de Nioro non stérile. Considérant cela, il est alors important de vérifier la qualité des inocula, de quantifier et d'identifier les spores qui sont présentes dans le sol d'étude.

3.1.1.1 Densité de spores dans le sol de Nioro

Le Tableau 5 présente la densité de spores contenues dans 100g d'échantillons de sol de Nioro. L'analyse des données a montré qu'il y a 144 spores en moyenne dans 100g de sol

Tableau 5 : Densité de spores de CMA contenues dans les inocula et le sol de Nioro

Echantillons	Répétitions	Nombre de spore/100g	Nombre moyen de spores/100g de sol
Sol de Nioro	1	128	144,333
	2	133	
	3	172	

3.1.2 Identification morphologique des spores indigènes du sol de Nioro

Dans l'optique d'avoir une idée de la diversité des spores du sol de Nioro, des observations microscopiques ont été faites et une identification basée sur la forme, la texture et la couleur des spores a été réalisée. Les observations ont révélé que dans le sol de Nioro se retrouve *Glomus* sp. dont les spores sont de couleur noires et brunes, individuelle ou en grappe et avec ou sans hyphes suspenseurs. L'hyphe d'attachement est soit droit, courbé ou bifurqué. On y retrouve également *Gigaspora* sp. Les spores du genre *Gigaspora* sont des spores de grande taille et leurs hyphes suspenseurs ont une morphologie en bulbe. Cette famille est caractérisée par des spores se différenciant par de paroi interne flexible. Des spores appartenant à ce genre présentent des couleurs blanches, jaunes et noires.

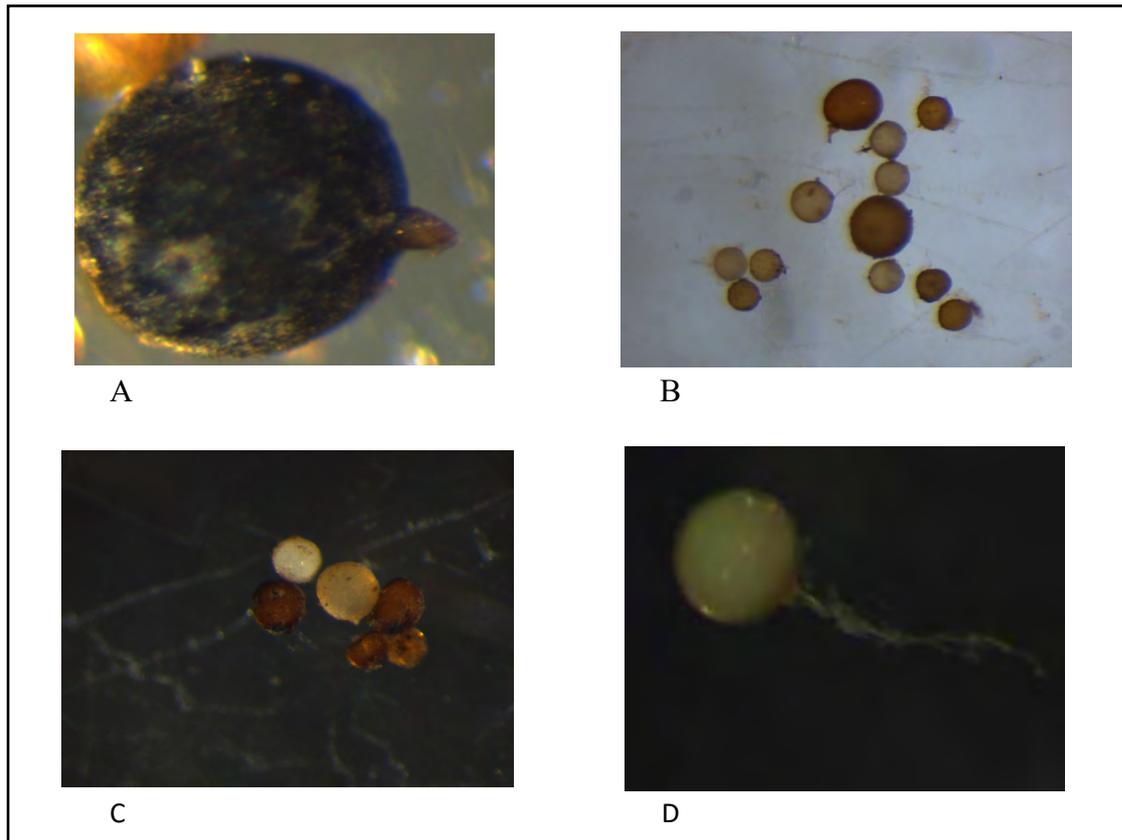


Planche 4 : Spores de CMA retrouvées dans le sol de Nioro. A, B et C- *Glomus* sp.; D- *Gigaspora* sp.

3.1.3 Potentiel mycorhizogène du sol de Nioro

Le maïs et le niébé fourrager ont été utilisés comme plantes pièges pour identifier, d'une part, le nombre de propagules de CMAs présentes dans le sol et de comparer, d'autre part, la capacité de mycorhization du niébé par les spores indigènes du sol à celle du maïs (plante mycotrophe). Les résultats issus de cette expérimentation ont révélé qu'il y a une différence significative entre la capacité de mycorhization du maïs (75%) par les CMAs du sol et celle du niébé (37,5%). Le maïs étant une plante mycotrophe, il a une plus grande capacité de mycorhizer le maïs que le niébé. Cette capacité mycorhizogène est de 144,54 dans 100g de sol, alors que celle du niébé est de 25,35 (Tableau 6).

Tableau 6 : Potentiel infectieux mycorrhizogène du sol de Nioro sur le maïs et le niébé

	Nombre de plants mycorhizés	Nombre de plants non mycorhizés	Valeur de X	Valeur de Y	Valeur de k	Valeur de MPN dans 100g de sol
Maïs	18	06	4,5	3,29	0,55	144,54
Niébé	13	11	3,25	2,75	0,552	25,35

3.1.4 Effet de l'inoculation des CMAs sur les accessions de niébé et de la patate douce.

Dans le but d'évaluer l'impact des CMAs sur la biodisponibilité des éléments nutritifs pour la plante, une évaluation de la colonisation des racines a été faite en déterminant l'intensité et la fréquence de mycorhization et l'effet de cette mycorhization sur la teneur en chlorophylle, la biomasse racinaire ainsi que la biomasse aérienne des accessions ciblées de niébé et de la patate douce.

3.1.4.1 Mesure de la teneur en chlorophylle des feuilles des plantes de niébé

La teneur en chlorophylle estimée a permis d'évaluer l'effet de l'inoculation des CMAs sur les plantes. Les figures 8, 9 et 10 présentent la cinétique d'évolution de la teneur en chlorophylle des feuilles lors de l'expérimentation. Elles montrent qu'en absence d'inoculation (T0), la teneur en chlorophylle des feuilles des accessions de niébé est restée presque constante tout au long des expérimentations (Figure 8). Par contre, lorsque les plantes ont été inoculées avec *Glomus mosseae* et *Rhizophagus irregularis* 10, on remarque une légère augmentation de la teneur en chlorophylle des feuilles de toutes les accessions notamment de la 5^{ème} à la 6^{ème} semaine (Figure 9 et 10). Cependant, il est important de noter que cette teneur en chlorophylle des feuilles diminue de la 6^{ème} à la 7^{ème} semaine chez toutes les accessions. Ceci peut être expliquée par une mobilisation des ressources des plantes vers les organes de fructification car à partir de la 6^{ème} semaine, les plantes ont commencé par former des produits de récolte. Il en ressort que l'inoculation des CMAs a augmenté la teneur en chlorophylle des feuilles des plantes de niébé.

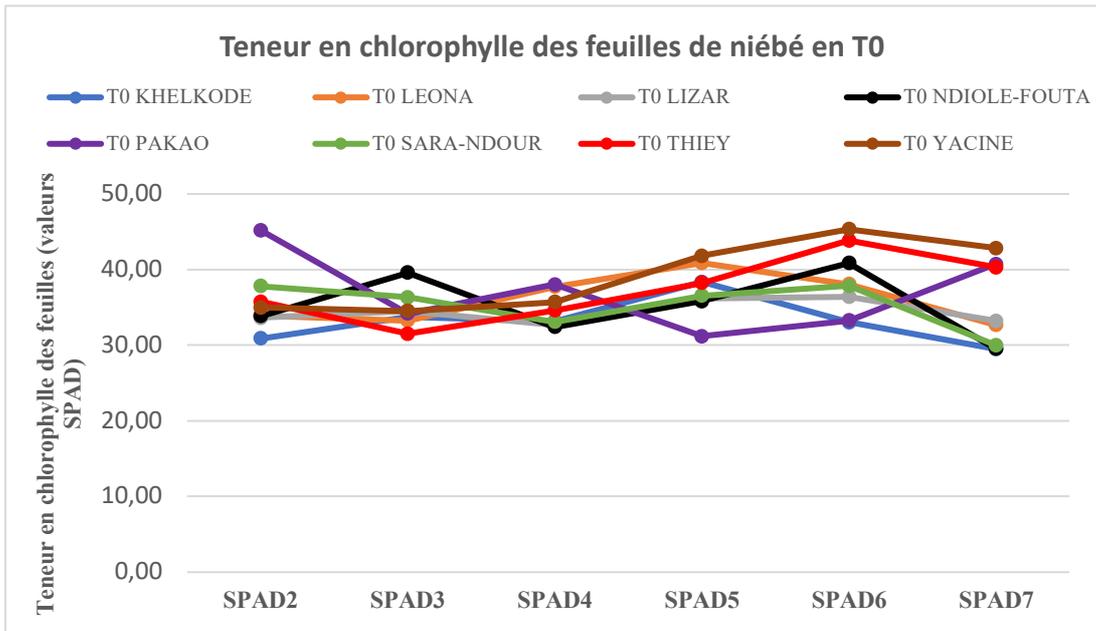


Figure 7 : Evolution de la teneur en chlorophylle des feuilles des accessions de niébé non inoculées

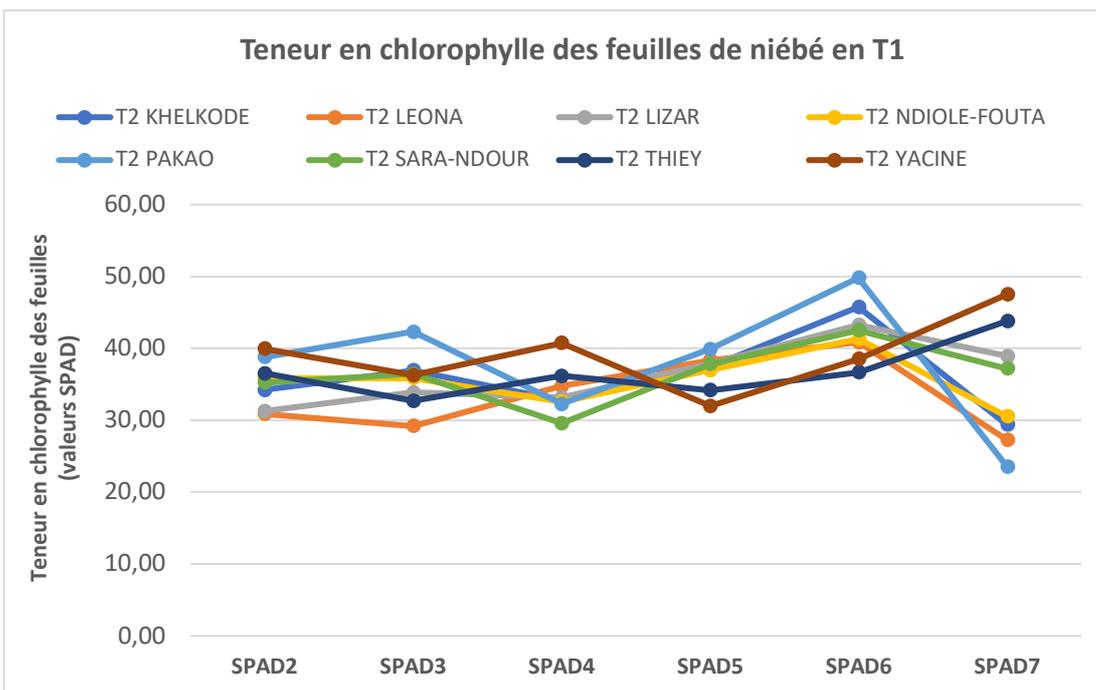


Figure 8 : Evolution de la teneur en chlorophylle des feuilles des accessions de niébé inoculées avec *Glomus mosseae*

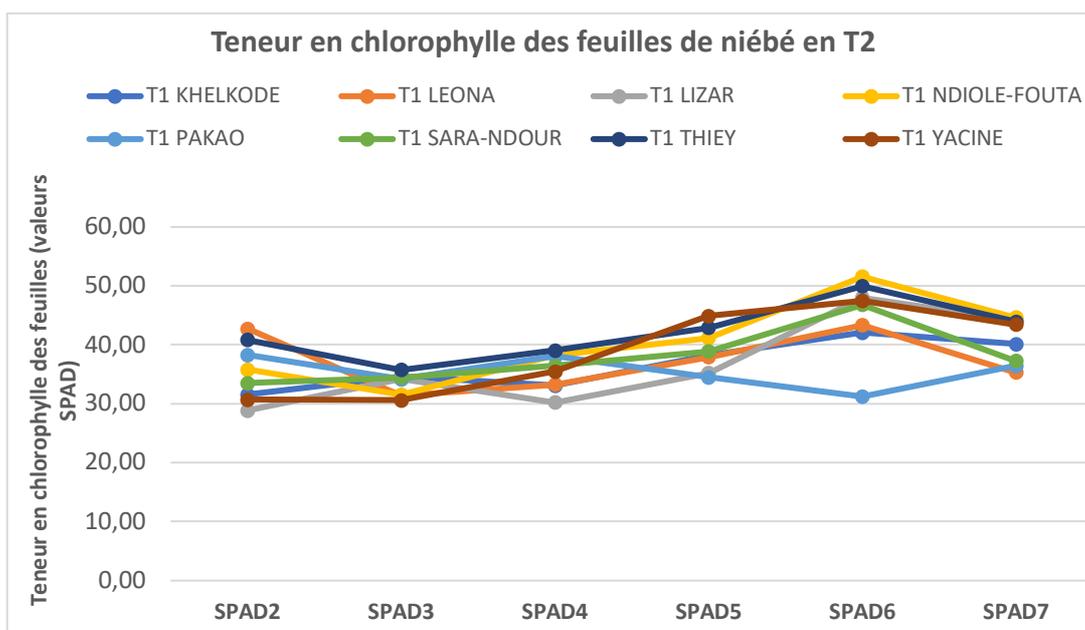


Figure 9 : Evolution de la teneur en chlorophylle des feuilles des accessions de niébé inoculées avec *Rhizophagus irregularis* 10

3.1.4.2 Intensité de mycorhization des accessions de niébé

L'analyse de variance réalisée sur l'intensité de mycorhization des racines des accessions de niébé a montré une différence significative entre les différents traitements ($p\text{-value} = 1,218 \times 10^{-9}$ ***) et entre les différentes accessions ($p\text{-value} = 0,000282$ ***). Les plantes inoculées par *R. irregularis* 10 ont montré des intensités de mycorhization plus élevées que celles inoculées par *Glomus mosseae* et celles non inoculées (Tableau 7). En ce qui concerne les accessions, Pakao, Thiey, Ndiol Fouta et Sara-Ndour ont montré les taux de mycorhization les plus élevés lorsqu'elles sont inoculées avec *R. irregularis* 10. Les plantes inoculées avec *Glomus mosseae* ont été faiblement mycorhizées. Il en ressort que les accessions de niébé répondent plus à l'inoculation de *Rhizophagus irregularis* 10 et les accessions Pakao, Thiey, Ndiol Fouta et Sara-Ndour sont les plus mycorhizées (Figure 10).

Tableau 7 : Nombre d'accessions de niébé mycorhizées par les souches de CMA

Spéculation	Traitement	Nombre total d'accession	Nombre d'accession ayant d'effet positif
Niébé	<i>Rhizophagus irregularis</i> 10	8	8
	<i>Glomus mosseae</i>	8	3

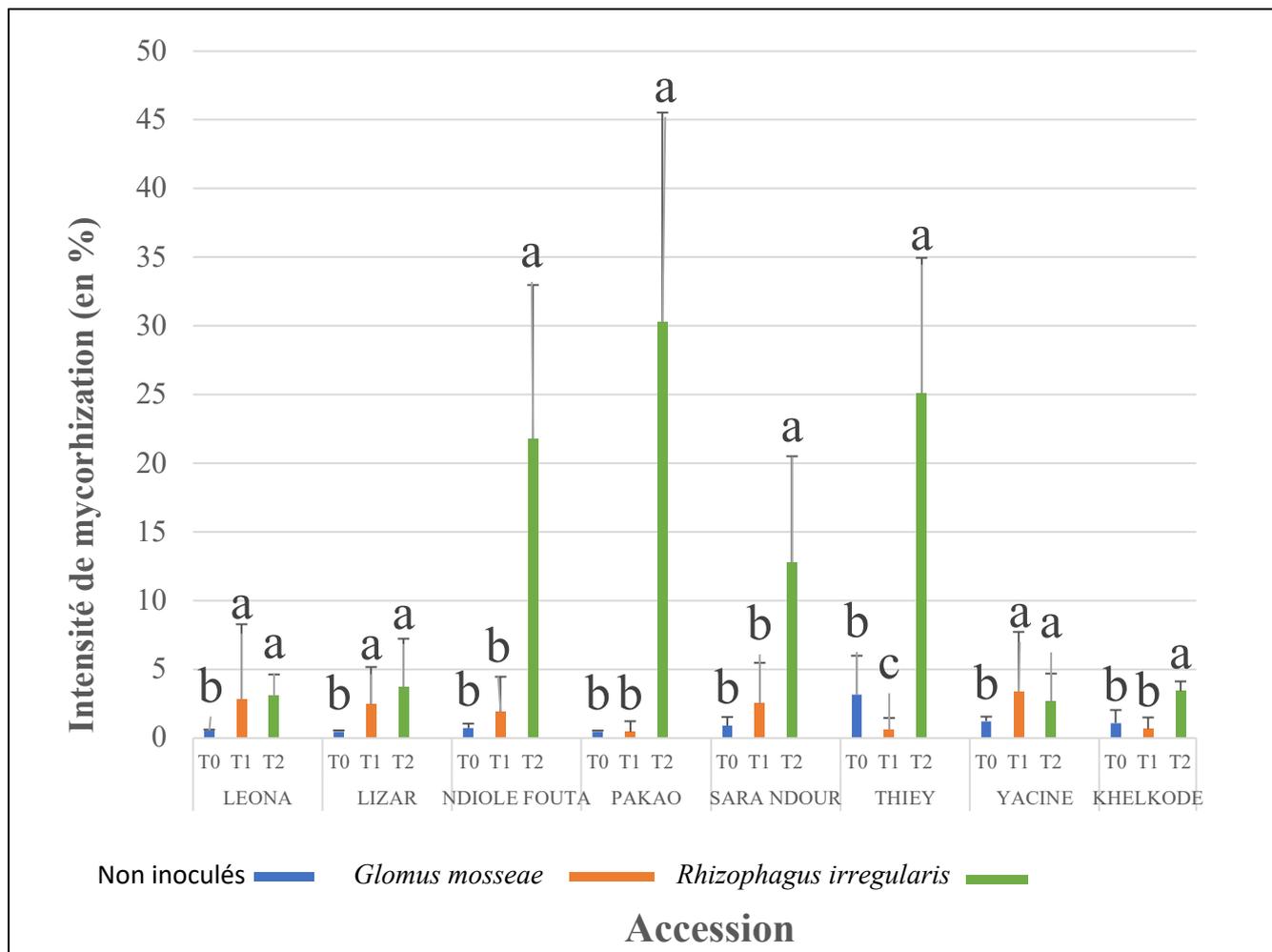


Figure 10 : Intensité de mycorhization des racines des accessions de niébé. Les lettres différentes correspondent à des différences significatives à $p=0,05$. Les barres représentent les écarts-types. T0 Non inoculés ; T1 Inoculés avec *Glomus mosseae* ; T2 Inoculés avec *Rhizophagus irregularis* 10.

3.1.4.3 Biomasse aérienne et racinaire des accessions de niébé

L'analyse de variance réalisée sur les biomasses aériennes sèches des accessions de niébé n'a montré aucune différence significative entre les traitements. Cependant, une différence significative a été obtenue entre les différentes accessions ($p\text{-value} = 0,00229^{**}$). Parmi les accessions inoculées avec *Rhizophagus irregularis* 10, Ndiol Fouta a montré la biomasse aérienne la plus élevée alors que Pakao qui avait montré la plus forte intensité de mycorhization a montré une plus faible biomasse aérienne. Lorsque les plantes sont inoculées avec *Glomus mosseae*, Lisard a montré la plus grande valeur de biomasse sèche aérienne alors que Pakao a de nouveau montré une plus faible biomasse aérienne. Il en ressort que l'inoculation avec les souches de CMA a augmenté la biomasse aérienne de trois accessions de niébé (Lisard, Ndiol Fouta et Thiey) (Figures 11).

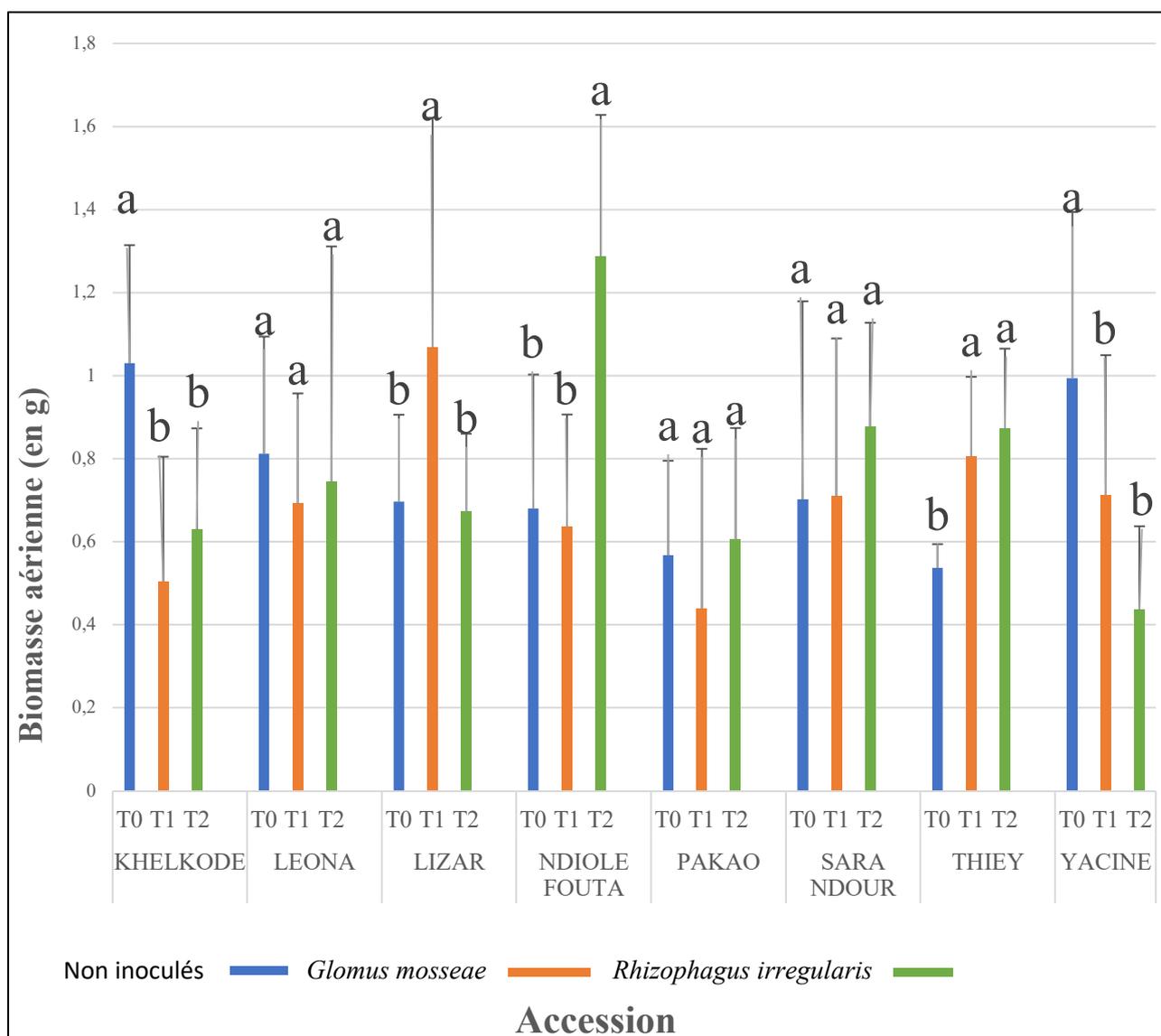


Figure 11 : Biomasse aérienne des accessions de niébé. Les lettres différentes correspondent à des différences significatives à $p=0,05$. Les barres représentent les écarts-types. T0 : Non inoculés ; T1 : Inoculés avec *Glomus mosseae* ; T2 : Inoculés avec *Rhizophagus irregularis* 10

L'analyse de variance réalisée sur les biomasses racinaires des accessions de niébé a montré une différence significative entre les accessions (p -value =0.0014**) et entre les traitements (p -value =0,007266**). Lorsque les plantes ne sont pas inoculées, Yacine a montré la plus forte biomasse racinaire pendant que Pakao avait la faible biomasse racinaire. De même, lorsque les plantes sont inoculées, Pakao a toujours montré la plus faible biomasse racinaire des plantes alors que Ndiolé Fouta et Lizar ont respectivement montré les plus grandes biomasses racinaires lorsque les accessions ont été inoculées avec *Rhizophagus irregularis* 10 et *Glomus mosseae*. Il ressort de ces analyses que l'inoculation des CMA a augmenté la biomasse racinaire des

accessions de niébé. De même, les analyses de biomasses ont montré que l'accession la plus fortement mycorhizée (Pakao) n'est pas celle ayant les plus fortes valeurs de biomasses.

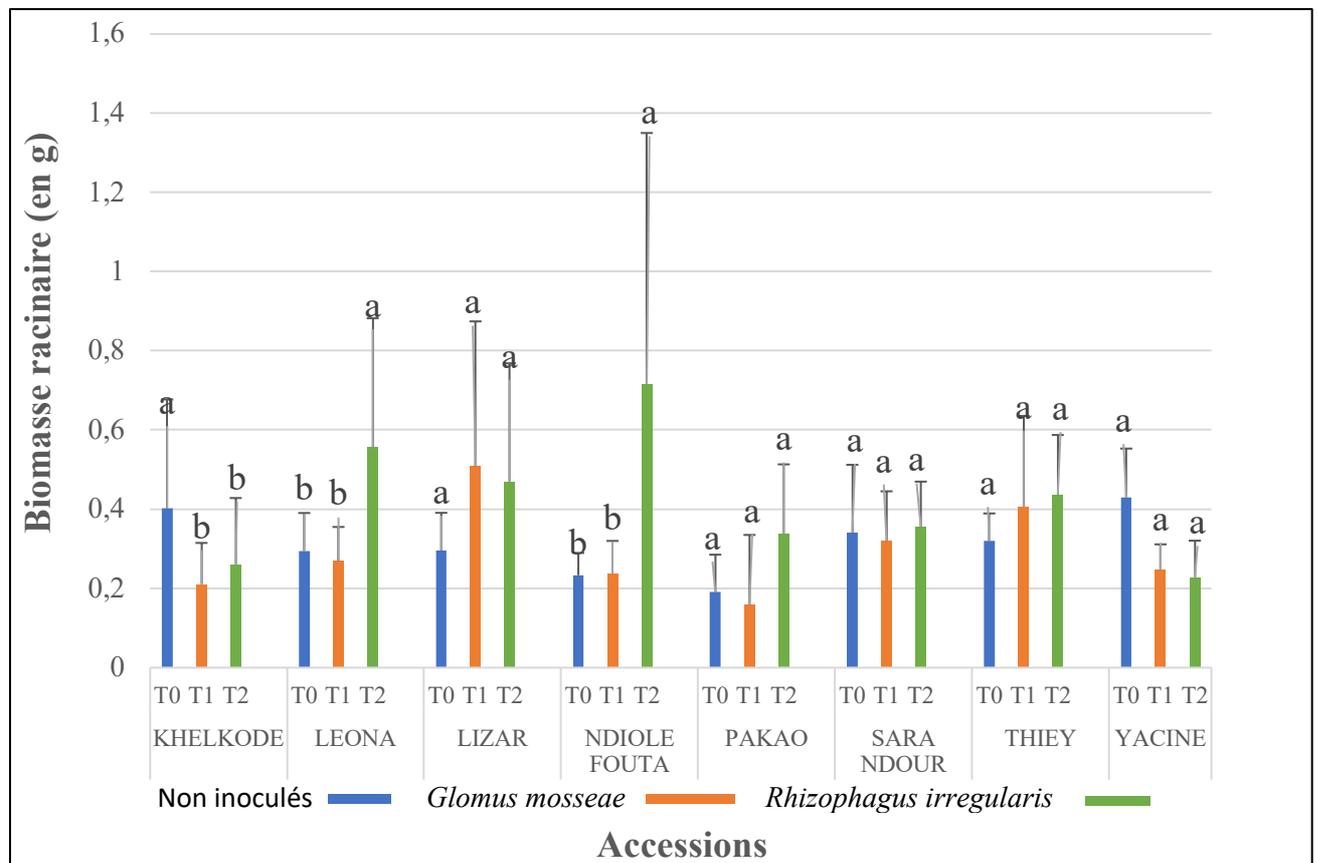


Figure 12 : Biomasse racinaire des accessions de niébé. Les lettres différentes correspondent à des différences significatives à $p=0,05$. Les barres représentent les écarts-types. Non inoculés ; T1 : Inoculés avec *Glomus mosseae* ; T2 : Inoculés avec *Rhizophagus irregularis* 10

Une corrélation entre les différents paramètres évalués a été réalisée et est consignée dans le Tableau 8. L'analyse de cette matrice de corrélation a montré une forte corrélation entre l'intensité et la fréquence de mycorhization des plantes et entre les biomasses racinaires et aériennes. Cependant cette corrélation existe mais est faible entre les paramètres de mycorhization et les biomasses des plantes (0,29 pour les biomasses aériennes et 0,49 pour les racinaires).

Tableau 8 : Matrice de corrélation entre les différents paramètres évalués chez le niébé.

	Intensité de mycorhization	Fréquence de mycorhization	Biomasse aérienne	Biomasse racinaire
Intensité de mycorhization	1,00	0,78	0,29	0,49
Fréquence de mycorhization	0,78	1,00	0,35	0,51
Biomasse sèche aérienne	0,29	0,35	1,00	0,79
Biomasse sèche racinaire	0,49	0,51	0,79	1,00

3.1.5 Mesure de la teneur en chlorophylle des feuilles de la patate douce

Les figures 13, 14 et 15 présentent la cinétique d'évolution de la teneur en chlorophylle des feuilles des accessions de patate douce lors de l'expérimentation. Elles montrent qu'en absence d'inoculation (T0), la teneur en chlorophylle des feuilles des accessions de niébé est restée presque constante tout au long des expérimentations. De même, lorsque les accessions ont été inoculées avec les CMAs, les teneurs en chlorophylles des feuilles n'ont pratiquement pas augmentés (Figure 13, 14 et 15). Il en ressort que l'inoculation des CMAs n'a pas impacté la teneur en chlorophylle des feuilles des plantes des accessions de patate douce.

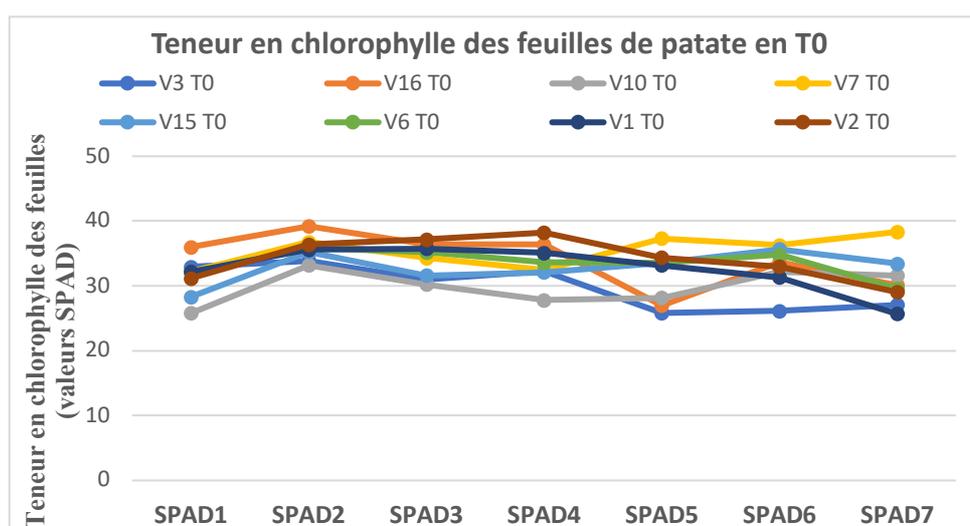


Figure 13 : Evolution de la teneur en chlorophylle des feuilles des accessions de patate douce non inoculées. V1 : Beau regard ; V2 : Convington ; V3 : Yaajeende ; V6 : Dina ; V7 : Apomodén ; V10 : Tiebelle ; V15 : CRI-Apomoden ; V16 : Burgundi

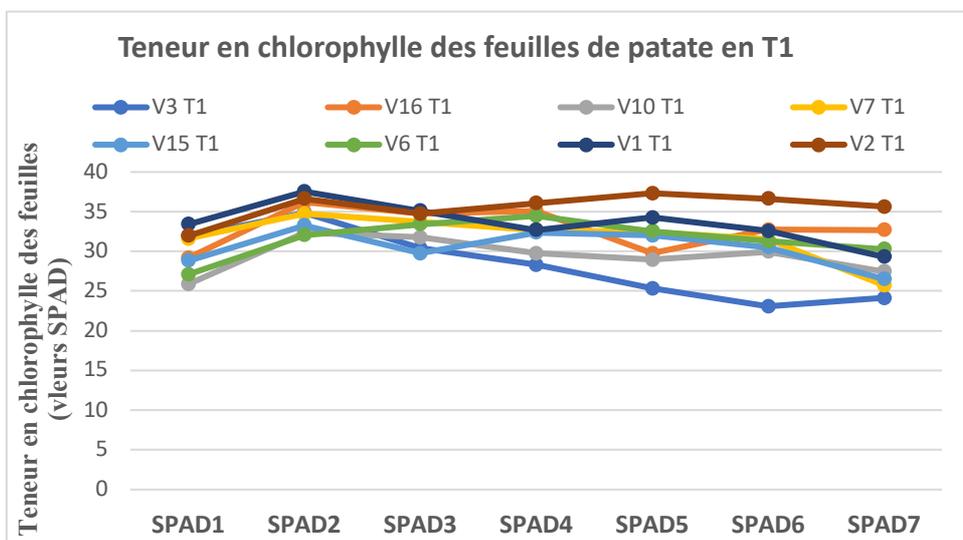


Figure 14 : Evolution de la teneur en chlorophylle des feuilles des accessions de patate douce inoculées avec *Glomus mosseae*. V1 : Beau regard ; V2 : Convington ; V3 : Yaajeende ; V6 : DiNA ; V7 : Apomodén ; V10 : Tiebelle ; V15 : CRI-Apomoden ; V16 : Burgundi

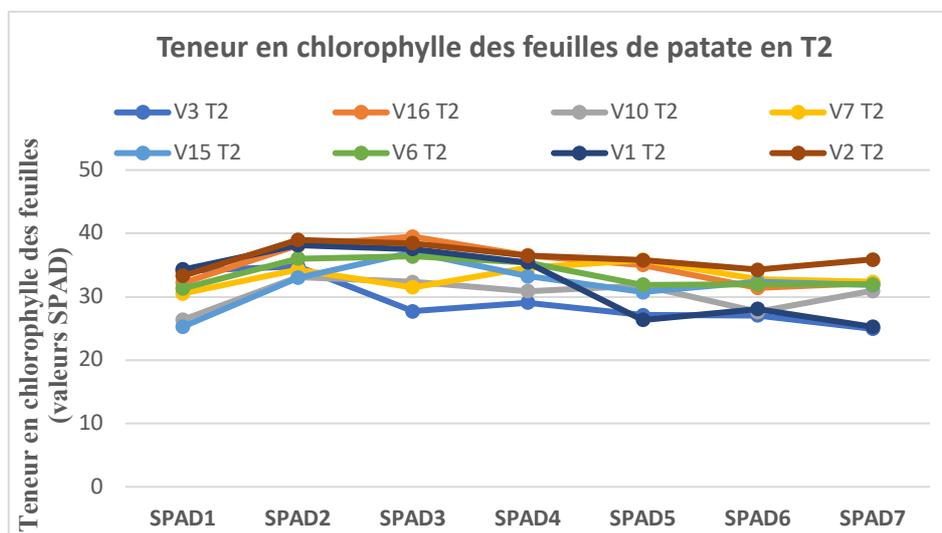


Figure 15 : Evolution de la teneur en chlorophylle des feuilles des accessions de patate douce inoculées avec *Rhizophagus irregularis* 10. V1 : Beau regard ; V2 : Convington ; V3 : Yaajeende ; V6 : Dina ; V7 : Apomodén ; V10 : Tiebelle ; V15 : CRI-Apomoden ; V16 : Burgundi

3.1.6 Intensité de mycorhization des accessions de patate douce

L'analyse de variance réalisée sur l'intensité de mycorhization des racines des accessions de patate douce a montré une différence significative entre les différentes accessions (p-value = $6,95e-08^{***}$) mais pas entre les différents traitements (p-value = 0,0848 ns). Les accessions de patate douce semblent plus mycorhizées par *Glomus mosseae* que par *Rhizophagus irregularis* 10. Ainsi lorsque les accessions ont été inoculées avec *G. mosseae*, l'accession Dina a montré la plus forte intensité de mycorhization pendant que l'accession Convington a montré la plus faible intensité. Aucune différence n'a cependant été observée entre les accessions lorsqu'elles n'ont pas été inoculées et lorsqu'elles sont inoculées avec *R. irregularis* 10. Il en ressort que les accessions de patate douce répondent plus à l'inoculation de *Glomus mosseae* et l'accession Dina a été la plus mycorhizée (Figures 16).

Tableau 9 : Nombre d'accessions de la patate douce mycorhizées par les souches de CMA

Spéculation	Traitement	Nombre total d'accession	Nombre d'accession ayant d'effet positif
Patate douce	<i>Glomus mosseae</i>	8	7
	<i>Rhizophagus irregularis</i> 10	8	5

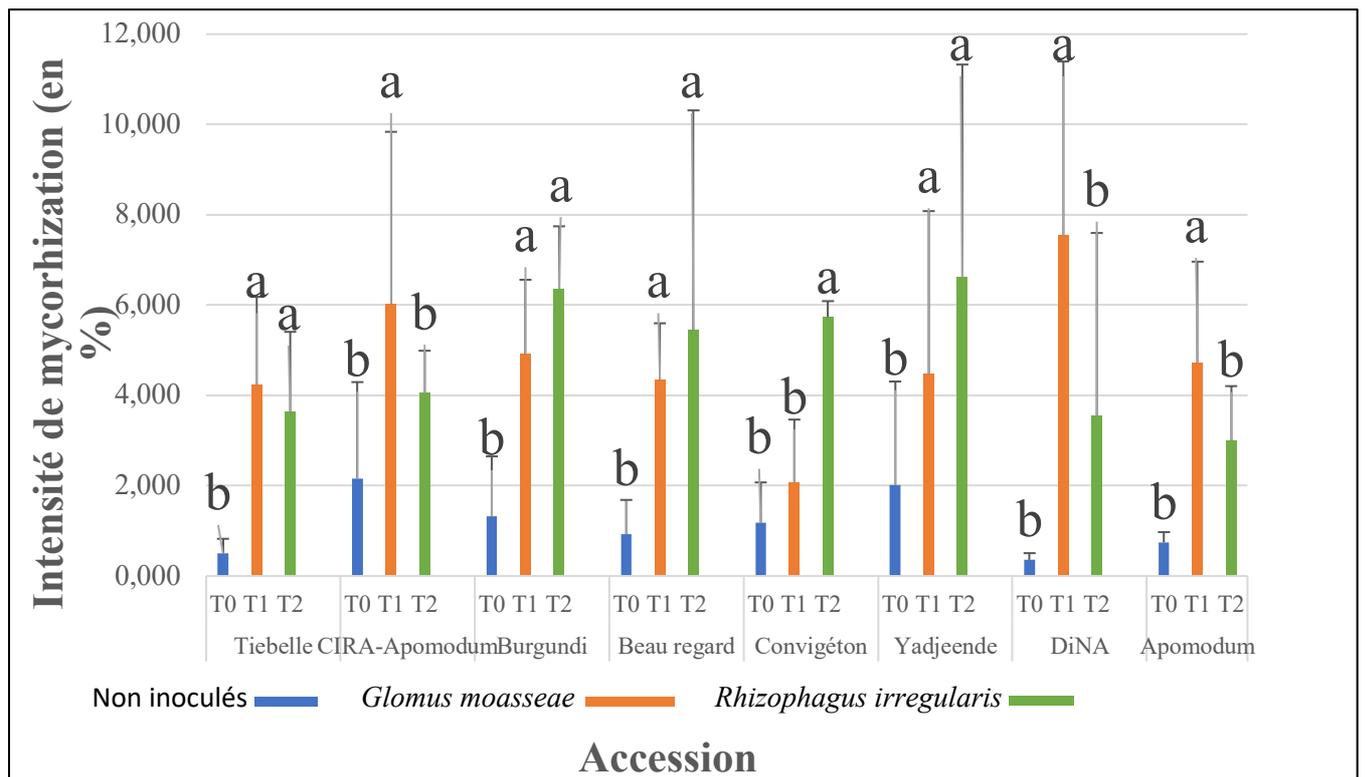


Figure 16 : Intensité de mycorhization des racines des accessions de patate douce. Les lettres différentes correspondent à des différences significatives à $p=0,05$. Les barres représentent les écarts-types. T0 : Non inoculés, T1 : *Glomus mosseae*, T2 : *Rhizophagus irregularis* 10

3.1.7 Biomasse aérienne et racinaire des accessions de patate douce

L'analyse de variance réalisée sur les biomasses aériennes des accessions de patate douce n'a montré aucune différence significative entre les traitements ($p=0,83905$). Cependant, une différence significative a été obtenue entre les différentes accessions ($p\text{-value} = 0,00302^{**}$). Parmi les accessions inoculées avec *Glomus mosseae*, l'accession Apomodum a montré la biomasse aérienne la plus élevée alors que Convington a montré la plus faible biomasse aérienne. Il en ressort que l'inoculation avec les souches de CMAs n'impacte pas la biomasse aérienne des accessions de patate douce (Figures 17).

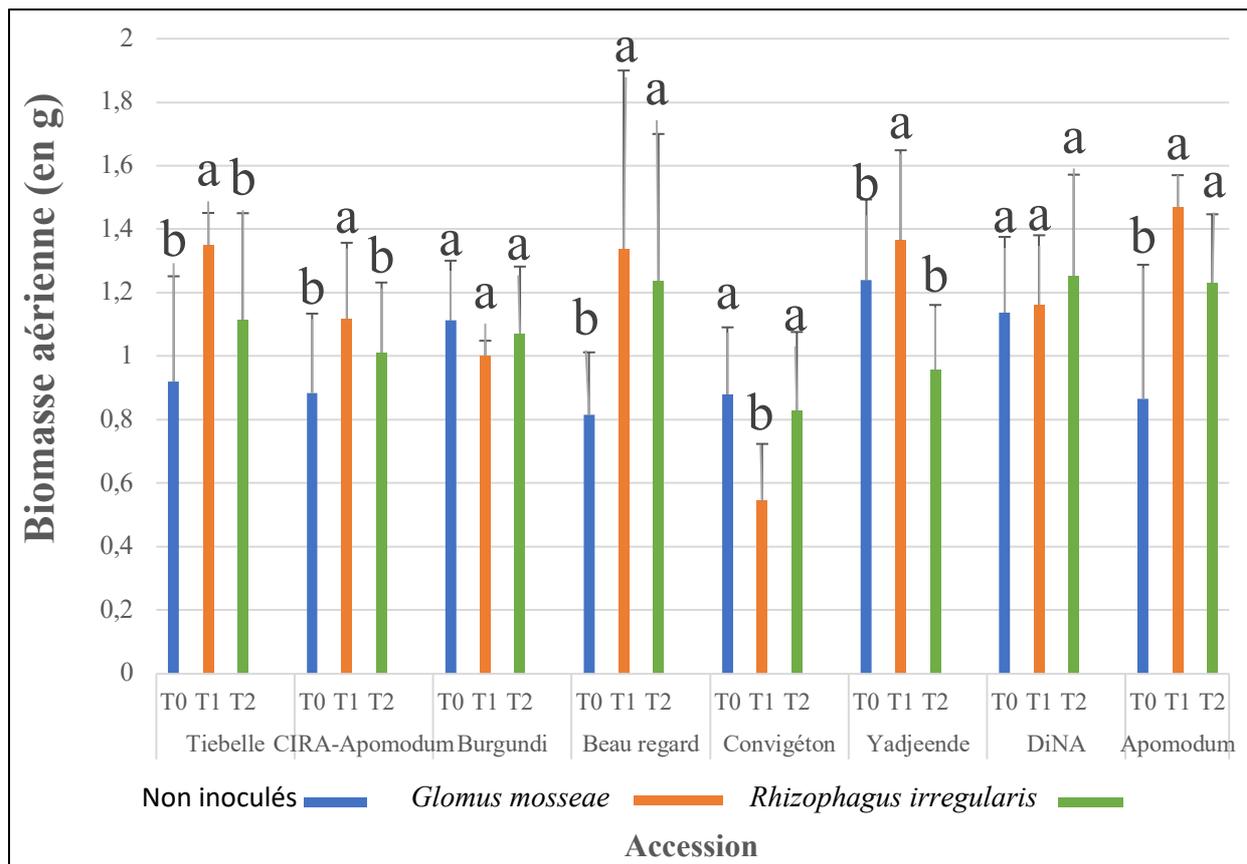


Figure 17: Biomasse aérienne des accessions de patate douce. Les lettres différentes correspondent à des différences significatives à $p=0,05$. Les barres représentent les écarts-types. T0 : Non inoculés, T1 : *Glomus mosseae*, T2 : *Rhizophagus irregularis* 10

L'analyse de variance réalisée sur les biomasses racinaires des accessions de patate douce a montré que l'inoculation des CMA n'a pas eu d'impact significatif sur la biomasse sèche racinaire des accessions de patate douce quel que soit le traitement. Cependant, lorsque les accessions sont inoculées, l'accession Tiebelle a montré la plus forte augmentation de biomasse racinaire (Figures 18) par rapport au traitement non inoculé.

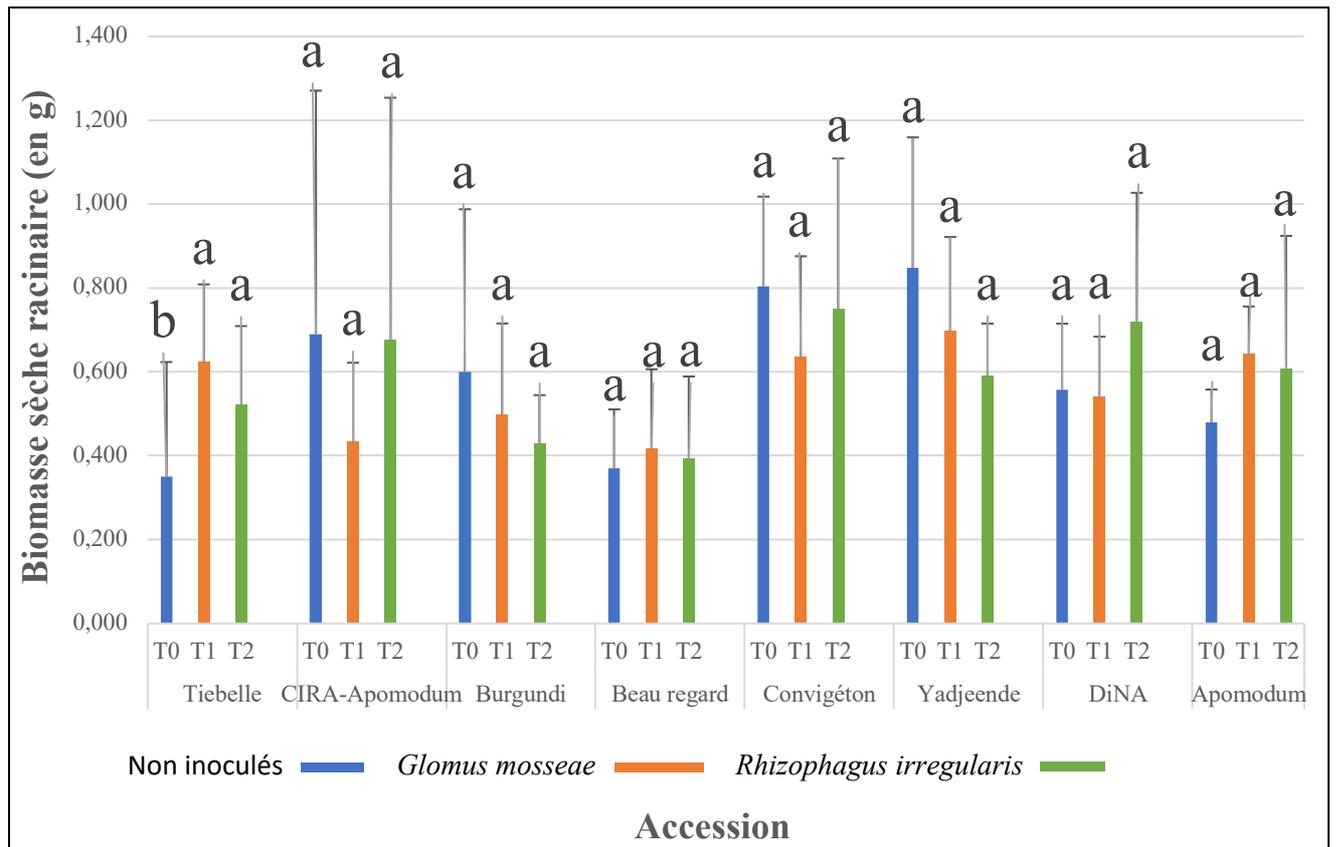


Figure 18 : Biomasse racinaire des accessions de patate douce. Les lettres différentes correspondent à des différences significatives à $p=0,05$. Les barres représentent les écarts-types. T0 : Non inoculés, T1 : *Glomus mosseae*, T2 : *Rhizophagus irregularis* 10

Une corrélation entre les différents paramètres évalués chez la patate douce a été réalisée est consignée dans le Tableau 10. L'analyse de cette matrice de corrélation a montré une forte corrélation entre l'intensité et la fréquence de mycorhization des plantes. Cependant cette corrélation existe mais est faible entre les biomasses sèches racinaires et aériennes et non seulement très faible mais aussi négative entre paramètres de mycorhization et les biomasses des plantes.

Tableau 10 : Matrice de corrélation entre les différents paramètres évalués chez la patate.

	Intensité de mycorhization	Fréquence de mycorhization	Biomasse aérienne	Biomasse Racinaire
Intensité de mycorhization	1,00	0,77	0,32	-0,08
Fréquence de mycorhization	0,77	1,00	0,20	0,11
Biomasse sèche aérienne	0,32	0,20	1,00	0,14
Biomasse sèche racinaire	-0,08	0,11	0,14	1,00

3.1.8 Effet de l'inoculation des CMA sur la biodisponibilité des micronutriments pour les accessions de niébé

Afin d'évaluer l'apport des CMA dans la biodisponibilité des éléments nutritifs pour les accessions de niébé, des échantillons de racines et de feuilles d'accessions mycorhizées ont été analysés. Les accessions de niébé ont été fortement mycorhizées par *Rhizophagus irregularis* 10 et dans ce traitement, nous avons choisi deux accessions parmi celles qui ont été les plus mycorhizées (Pakao et They). Pour servir de comparaison, les plantes de ces mêmes accessions non inoculées ont été choisies (dans le traitement T0). Ainsi, les quantités de Zinc, Phosphore, Fer et Potassium contenues dans ces plantes ont été évaluées.

L'analyse de variance réalisée sur ces teneurs en éléments nutritifs contenus dans les feuilles a montré une différence significative entre les traitements (p-value = 0.000133***). De même, les teneurs en micronutriments contenus dans les racines ont également montré une différence significative entre les traitements (p-value = 0,0054**). Les teneurs en Zinc, Phosphore, Fer et Potassium des feuilles des plantes inoculées avec *R. irregularis* 10 sont supérieures à celles des plantes non inoculées (Figure 19). Ce même effet positif a été observé pour les teneurs en micronutriments dans les racines des plantes (Figure 20). Il en ressort que l'inoculation de *Rhizophagus irregularis* 10 augmente la teneur en Zinc, Phosphore, Fer et Potassium des accessions They et Pakao de niébé.

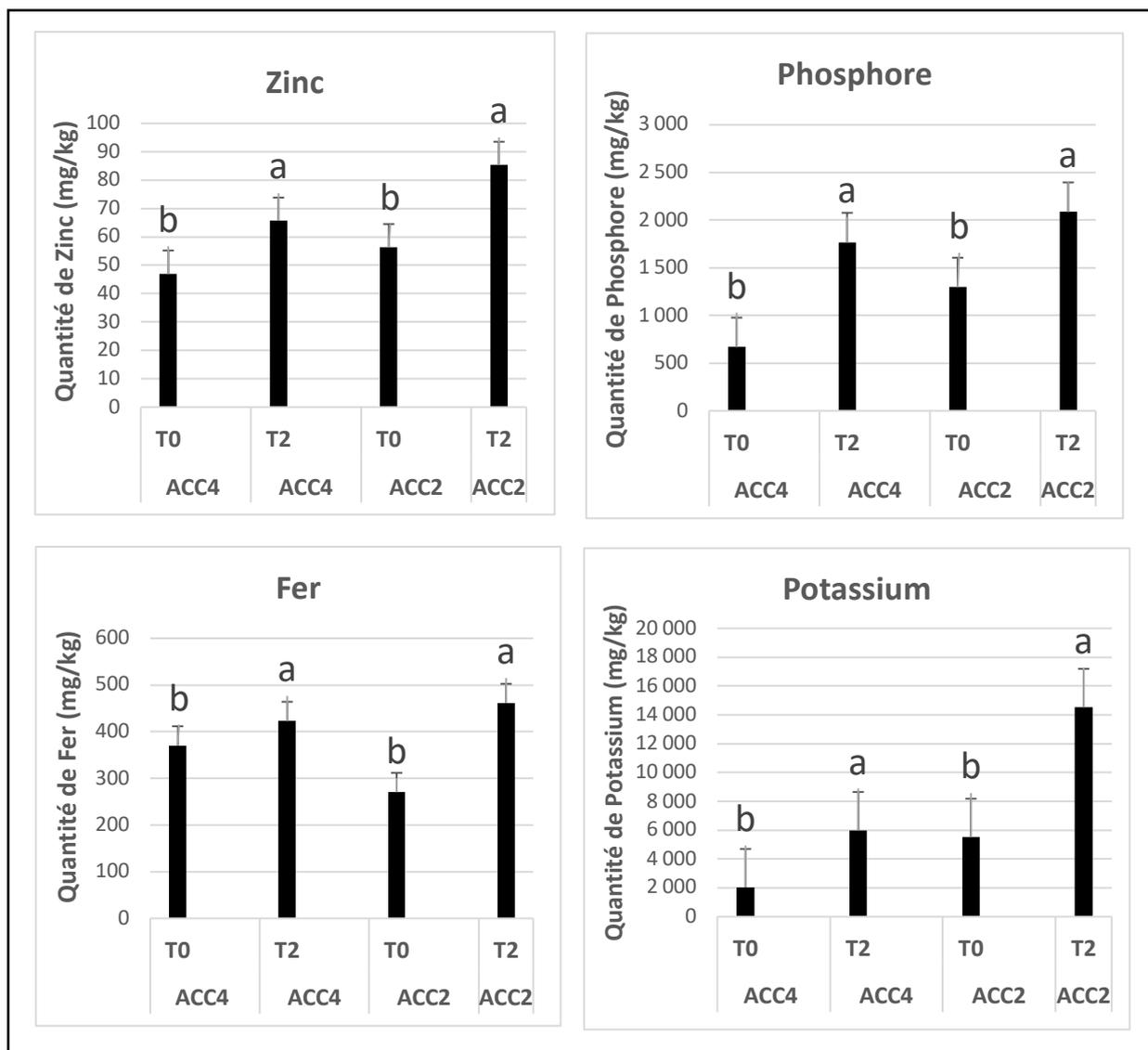


Figure 19 : Teneur en micronutriments dans 1 kg de feuilles des accessions de niébé. T0 : Non inoculé ; T2 : *Rhizophagus irregularis 10* ; ACC2 : Theyy ; ACC4 : Pakao. Les lettres différentes correspondent à des différences significatives à $p=0,05$. Les barres représentent les écarts-types.

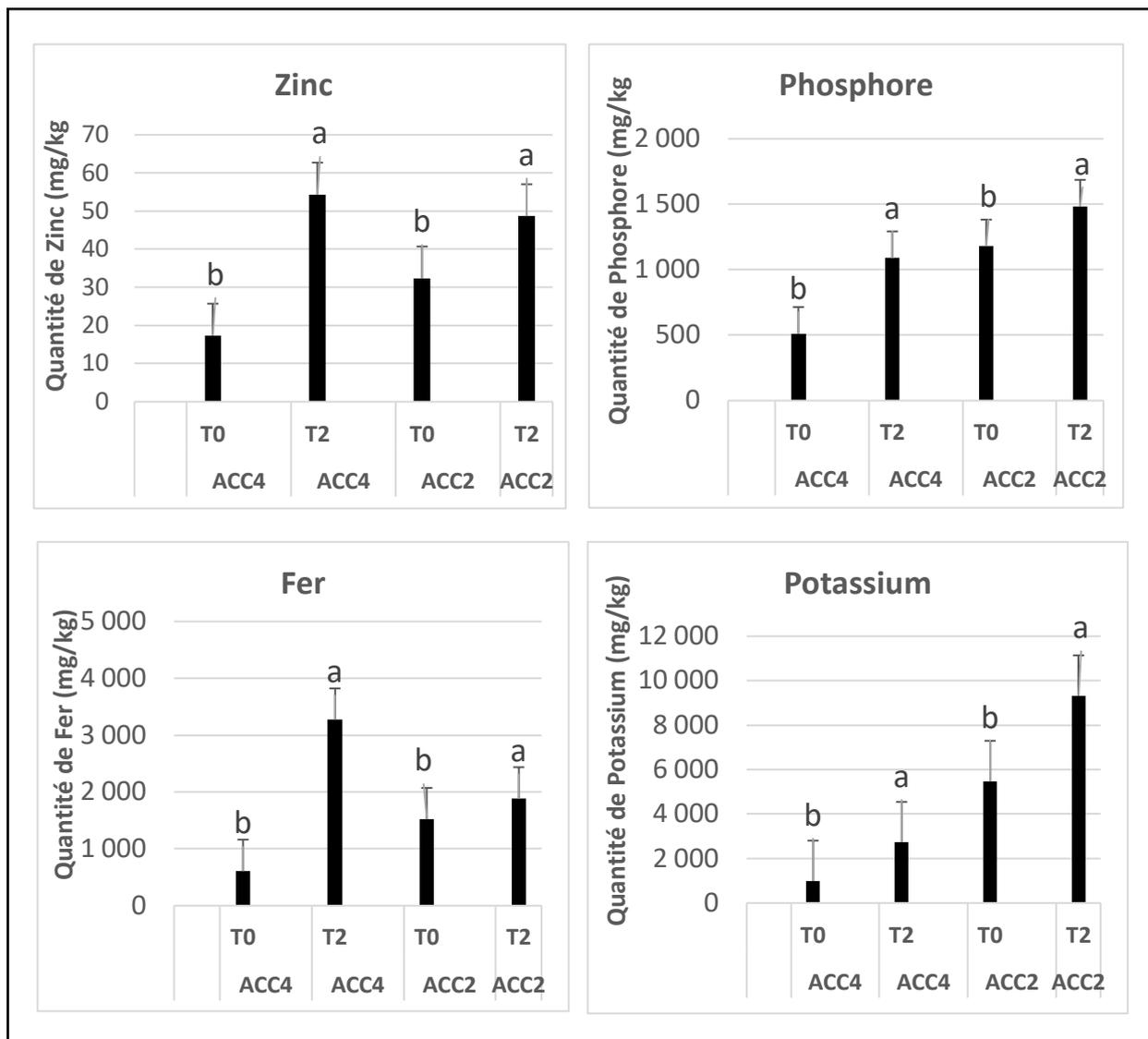


Figure 20 : Teneur en micronutriments dans 1 kg de racines des accessions de niébé. T0 : Non inoculé ; T2 : *Rhizophagus irregularis* 10 ; ACC2 : Theyy ; ACC4 : Pakao. Les lettres différentes correspondent à des différences significatives à $p=0,05$. Les barres représentent les écarts-types.

3.2 Discussion

La symbiose mycorhizienne favorise le prélèvement et le transport vers la plante des éléments minéraux nutritifs très peu mobiles dans le sol (Duponnois *et al.*, 2005; Lambers *et al.*, 2008). Cette amélioration de la nutrition minérale des plantes concerne également d'autres macroéléments (N, K) et oligoéléments (B, Br, Cl, Cu, Cr, Cs, Co, Fe, Mo, Mn, Ni, Si, Zn) (Duponnois & Bâ, 1999; He & Nara, 2007). L'objectif de notre étude était d'améliorer la valeur nutritionnelle de la patate douce et du niébé par la biofertilisation agronomique en appliquant des pratiques agroécologiques.

Les analyses des données issues de la teneur en chlorophylle des feuilles révèlent que l'activité photosynthétique n'a pas été significativement affectée par l'inoculation. Ce qui pourrait être expliqué par une probable compétition entre la communauté des champignons du sol et les souches inoculées ou par le fait que les CMA indigènes possèderaient la capacité de fournir des éléments nutritifs capables de réaliser la photosynthèse en absence de l'inoculation (Duponnois *et al.*, 2001). Par ailleurs les résultats de la présente étude révèlent une faible densité de spores dans le sol de Nioro (environ 144 spores/100 g de sol soit 1440 spores/Kg de sol). D'autre part, les résultats issus du potentiel infectieux mycorrhizogène du sol avec le maïs montre que le taux de propagules dans 100g de sol est de 144 soit 1440 par Kg de sol et tourne autour de 1500. Ce taux est jugé acceptable selon Chantelor, (2003). Lorsqu'on utilise le niébé comme plante piège, elle est de 25,35 soit 250,35 par Kg de sol. Le sol de Nioro montre alors une capacité à mycorhizer le maïs est plus importante que celle avec le niébé. Ceci s'explique par le fait que le maïs est une plante hautement mycotrophe par rapport au niébé (Bossou *et al.*, 2019 ; Johnson *et al.*, 2013).

Les intensités de mycorhization des racines chez la patate douce obtenues au cours de cette étude sont toutes relativement faibles et inférieures à 15 %. Cela pourrait être expliqué par l'usage de souches de champignons mycorrhiziens arbusculaires probablement non spécifiques ou compétitives ou par la présence de taux importants de nutriments dans le sol, qui pourrait ainsi réduire le taux d'infection des CMA (Duponnois *et al.*, 2001 ; Koro, 2008). Chez le niébé, les accessions ont plus répondu à l'inoculation de *Rhizophagus irregularis* 10 qu'à celle de *Glomus mosseae*. Ces résultats corroborent à ceux de Diop *et al.* (2013) selon lesquels le niébé (*Vigna unguiculata*) inoculé avec *Rhizophagus irregularis* montre une croissance nettement supérieure de celle des témoins.

En outre, il a été noté une très forte corrélation entre la densité, la fréquence et l'intensité de la mycorhization chez le niébé comme chez la patate douce. Les spores de CMA présentes dans le sol peuvent ne pas fonctionner comme des propagules, elles peuvent être au repos (inactives

parce que les conditions du sol ne conviennent pas) ou avoir une période innée de mécanismes de dormance qui peuvent les aider à survivre à des périodes de conditions de sol défavorables (Brundrett, 2009). Selon Duponnois *et al.* (2001), l'infection mycorhizienne des plantes varie d'une plante à une autre, au sein de la même espèce, mais aussi selon les géotypes de l'espèce, les conditions environnementales, l'âge de la plante, la teneur en azote, etc. À tous ces éléments s'ajoutent les propriétés physico-chimiques des sols qui influenceraient l'établissement de la symbiose entre les champignons mycorhiziens et les racines du niébé et de la patate douce.

Enfin, l'inoculation de *R. irregularis* 10 a augmenté les teneurs en micronutriments (fer, Zinc, Phosphore et potassium) des accessions Pakao et Thiey de niébé. Ces résultats confirment que les CMAs ont la capacité de mobiliser des éléments nutritifs biodisponibles du sol vers la plante pour leur faciliter une bonne nutrition minérale (Manjunath *et al.*, 1989; Duponnois & Bâ, 1999; Landeweert *et al.*, 2001; He & Nara, 2007).

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Dans cette étude, l'impact des champignons mycorhiziens à arbuscules a été évalué sur la biodisponibilité des micronutriments dans les accessions de niébé et de patate douce. Cette étude a montré que les accessions de niébé ont été fortement mycorhizées par *Rhizophagus irregularis* 10 alors que le taux de mycorhization des accessions de patate douce a été faible quel que soit le traitement. Ces accessions de patate douce ont cependant été plus mycorhizées par *Glomus mosseae* que par *Rhizophagus irregularis* 10. Parmi les accessions de niébé mycorhizées par *Rhizophagus irregularis* 10, Pakao, Ndiolé Fouta, Sara-Ndour et Thiey ont été fortement mycorhizées comparativement aux autres accessions. L'étude a également montré que l'inoculation de *Rhizophagus irregularis* 10 a permis d'augmenter la teneur en micronutriments tels que le Fer, le Zinc, le Potassium et le Phosphore dans les deux accessions les plus mycorhizées choisies (Pakao et Thiey). Ces résultats suggèrent donc que la biofertilisation des cultures avec les CMAs favoriserait la biodisponibilité des éléments nutritifs de sol pour les cultures ; ce qui permet d'améliorer ces teneurs dans les biomasses produites. Par ailleurs, cette étude a aussi montré que le sol de Nioro contient une quantité importante de spores de *Glomus* sp. et de *Gigaspora*.

En perspective :

- Réaliser une étude de la diversité génétique des CMAs ayant établis une symbiose avec les racines des plantes étudiées.
- Réaliser ces mêmes expérimentations sur d'autres espèces plus utilisées dans l'alimentation telles que le riz, le mil, etc.
- Produire des biofertilisants mycorhiziens permettant d'optimiser non seulement la croissance des plantes, mais aussi améliorer la valeur nutritionnelle des cultures.
- Evaluer l'effet de l'inoculation sur les graines et tubercules des plants cultivées.
- Répéter l'essai sur un sol stérile afin d'évaluer la contribution précise des CMAs sur les plants inoculés.
- Evaluer la contribution de la mycorhization sur les teneurs des nutriments des produits de culture (graine pour le niébé et tubercules pour la patate douce)

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Adam T. (1986) – Contribution à la connaissance des maladies du niébé (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) au Niger avec mention spéciale au *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goïd. Université de Renne I. Thèse de doctorat. 117.
- Augé R.M. (2001) – Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Mycorrhiza*, **11**, 3–42.
- Bâ A., Guissou T., Duponnois R., Planchette C., Sacko O., Sidibé D., Sylla K., Windou B. (2001a) – Mycorrhization contrôlée et fertilisation phosphatée : applications à la domestication du jujubier. *Fruits*, **56**, 261–269.
- Bâ A., Guissou T., Duponnois R., Planchette C., Sacko O., Sidibé D., Sylla K., Windou B. (2001b) – Mycorrhization contrôlée et fertilisation phosphatée : applications à la domestication du jujubier. *Fruits*, **56**, 261–269.
- Bâ A.M., Planchette C., Danthu P., Duponnois R., Guissou T. (2000) – Functional compatibility of two arbuscular mycorrhizae with thirteen fruit trees in Senegal. *Agroforestry Systems*, **50**, 95–105.
- Bago B., Pfeffer P.E., Abubaker J., Jun J., Allen J.W., Brouillette J., Douuds D.D., Lammers P.J., Shachar-Hill Y. (2003) – Carbon export from arbuscular mycorrhizal roots involves the translocation of carbohydrate as well as lipid. *Plant physiology*, **131**, 1496–1507.
- Barea J.M., Honrubia M. (1993) – Micorrizas y revegetación. *Ecosistemas*, **4**, 46–47.
- Bonfante P., Genre A. (2010) – Mechanisms underlying beneficial plant–fungus interactions in mycorrhizal symbiosis. *Nature Communications*, **1**, 48.
- Borget M. (1989) – Les légumineuses vivrières tropicales. *Trimestriel (mars-juin-septembre-décembre) Driemaandelijks (maart-juni-september-december) Se publica por año (en marzo-junio-septiembre-diciembre)*, 199.
- Calonne M., Fontaine J., Debiane D., Laruelle F., Grandmougin-Ferjani A., Lounès-Hadj Sahraoui A. (2010) – Propiconazole toxicity on the non-target organism, the arbuscular mycorrhizal fungus, *Glomus irregulare*. *Fungicides. InTech, Rijeka*, 325–346.
- Campagnac E., Sahraoui A.L.-H., Debiane D., Fontaine J., Laruelle F., Garçon G., Verdin A., Durand R., Shirali P., Grandmougin-Ferjani A. (2010) – Arbuscular mycorrhiza

- partially protect chicory roots against oxidative stress induced by two fungicides, fenpropimorph and fenhexamid. *Mycorrhiza*, **20**, 167–178.
- Carpenter-Boggs L., Kennedy A.C., Reganold J.P. (2000) – Organic and Biodynamic Management Effects on Soil Biology. *Soil Science Society of America Journal*, **64**, 1651–1659.
- Casieri L., Ait Lahmidi N., Doidy J., Veneault-Fourrey C., Migeon A., Bonneau L., Courty P.-E., Garcia K., Charbonnier M., Delteil A., Brun A., Zimmermann S., Plassard C., Wipf D. (2013) – Biotrophic transportome in mutualistic plant–fungal interactions. *Mycorrhiza*, **23**, 597–625.
- Chabot R., Antoun H., Kloepper J.W., Beauchamp C.J. (1996) – Root colonization of maize and lettuce by bioluminescent *Rhizobium leguminosarum* biovar *phaseoli*. *Applied and environmental microbiology*, **62**, 2767–2772.
- Chen Z., Pottosin I.I., Cuin T.A., Fuglsang A.T., Tester M., Jha D., Zepeda-Jazo I., Zhou M., Palmgren M.G., Newman I.A. (2007) – Root plasma membrane transporters controlling K⁺/Na⁺ homeostasis in salt-stressed barley. *Plant physiology*, **145**, 1714–1725.
- Coleman B.D., Khan K.M., Maffulli N., Cook J.L., Wark J.D. (2000) – Studies of surgical outcome after patellar tendinopathy: clinical significance of methodological deficiencies and guidelines for future studies: Surgical outcome of patellar tendinopathy. *Scandinavian Journal of Medicine & Science in Sports*, **10**, 2–11.
- Corgié S.C., Fons F., Beguiristain T., Leyval C. (2006) – Biodegradation of phenanthrene, spatial distribution of bacterial populations and dioxygenase expression in the mycorrhizosphere of *Lolium perenne* inoculated with *Glomus mosseae*. *Mycorrhiza*, **16**, 207–212.
- Coulibaly S., Pasquet R.S., Papa R., Gepts P. (2002) – AFLP analysis of the phenetic organization and genetic diversity of *Vigna unguiculata* L. Walp. reveals extensive gene flow between wild and domesticated types. *Theoretical and Applied Genetics*, **104**, 358–366.
- Craufurd P.Q., Summerfield R.J., Ellis R.H., Roberts E.H., Singh B.B. (1997) – Photoperiod, temperature, and the growth and development of cowpea. *Advances in cowpea research*. (Eds BB Singh, DR Mohan Raj, KE Dashiell, LEN Jackai) pp, 75–86.
- Da Silva J.F., Williams R.J.P. (2001) – *The biological chemistry of the elements: the inorganic chemistry of life*. Oxford University Press.

- Diop T.A., Gueye M., Dreyfus B.L., Plenchette C., Strullu D.G. (1994) – Indigenous Arbuscular Mycorrhizal Fungi Associated with *Acacia albida* Del. in Different Areas of Senegal. *Applied and Environmental Microbiology*, **60**, 3433–3436.
- Douds Jr. D.D., Nagahashi G., Pfeffer P.E., Kayser W.M., Reider C. (2005) – On-farm production and utilization of arbuscular mycorrhizal fungus inoculum. *Canadian Journal of Plant Science*, **85**, 15–21.
- Dugje I.Y., Omoigui L.O., Ekeleme F., Kamara A.Y., Ajeigbe H. (2009) – Farmers’ guide to cowpea production in West Africa. *IITA, Ibadan, Nigeria*, **20**, 12–14.
- Duponnois R., Bâ A.M. (1999) – Growth stimulation of *Acacia mangium* Willd by *Pisolithus* sp. in some Senegalese soils. *Forest Ecology and Management*, **119**, 209–215.
- Duponnois R., Colombet A., Hien V., Thioulouse J. (2005) – The mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* and rock phosphate amendment influence plant growth and microbial activity in the rhizosphere of *Acacia holosericea*. *Soil biology and Biochemistry*, **37**, 1460–1468.
- Echairi A., Nouaim R., Chaussod R. (2008) – Intérêt de la mycorrhization contrôlée pour la production de plants d’arganier (*Argania spinosa*) en conditions de pépinière. *Science et changements planétaires/Sécheresse*, **19**, 277–281.
- Ehlers J.D., Hall A.E. (1997) – Cowpea (*Vigna unguiculata* L. Walp.). *Field Crops Research*, **53**, 187–204.
- Falalou H. (2006) – Paramètres physiologiques, biochimiques et agronomiques pertinents pour les programmes d’amélioration et d’adaptation du niébé (*Vigna unguiculata* L. Walp) au déficit hydrique.
- Ferrol N., González-Guerrero M., Valderas A., Benabdellah K., Azcón-Aguilar C. (2009) – Survival strategies of arbuscular mycorrhizal fungi in Cu-polluted environments. *Phytochemistry Reviews*, **8**, 551.
- Franco A.A., Munns D.N. (1982) – Acidity and aluminum restraints on nodulation, nitrogen fixation, and growth of *Phaseolus vulgaris* in solution culture 1. *Soil Science Society of America Journal*, **46**, 296–301.
- Gallou A., Lucero Mosquera H.P., Cranenbrouck S., Suárez J.P., Declerck S. (2011) – Mycorrhiza induced resistance in potato plantlets challenged by *Phytophthora infestans*. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, **76**, 20–26.
- Garbaye J. (1991) – Utilisation des mycorrhizes en sylviculture. In: *Les mycorrhizes des arbres et plantes cultivées*, pp. 197–248.

- Garbaye J. (2000) – The role of ectomycorrhizal symbiosis in the resistance of forests to water stress. *Outlook on Agriculture*, **29**, 63–69.
- Garbaye J. (2013) – *La symbiose mycorrhizienne: une association entre les plantes et les champignons*. Editions Quae.
- Gerdemann J.W. (1974) – The Endogonaceae in the Pacific Northwest. , 84.
- Gerdemann J.W., Nicolson T.H. (1963) – Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological society*, **46**, 235–244.
- Gianinazzi S., Gollotte A., Binet M.-N., van Tuinen D., Redecker D., Wipf D. (2010) – Agroecology: the key role of arbuscular mycorrhizas in ecosystem services. *Mycorrhiza*, **20**, 519–530.
- Gobat J.M., Aragno M., Matthey W. (2003) – Le sol vivant, 2e édition revue et complétée. *Presses Polytechniques et Universitaires Romandes, Lausanne*, **319**.
- Grayston S.J., Campbell C.D. (1996) – Functional biodiversity of microbial communities in the rhizospheres of hybrid larch (*Larix eurolepis*) and Sitka spruce (*Picea sitchensis*). *Tree Physiology*, **16**, 1031–1038.
- Guissou T., Bâ A.M., Ouadba J.-M., Guinko S., Duponnois R. (1998) – Responses of *Parkia biglobosa* (Jacq.) Benth, *Tamarindus indica* L. and *Zizyphus mauritiana* Lam. to arbuscular mycorrhizal fungi in a phosphorus-deficient sandy soil. *Biology and fertility of soils*, **26**, 194–198.
- GUISSOU T., Moustapha A., PLENCHETTE C., GUINKO S., Duponnois R. (2001) – Effets des mycorrhizes à arbuscules sur la tolérance à un stress hydrique de quatre arbres fruitiers: *Balanites aegyptiaca* (L.) Del., *Parkia biglobosa* (Jacq.) Benth., *Tamarindus indica* L. et *Zizyphus mauritiana* Lam. *Science et changements planétaires/Sécheresse*, **12**, 121–7.
- Gura S. (1991) – Sweet Potato-No Longer To Be Neglected. *Entwicklung Ländlicher Raum*, **91**.
- Harika R., Faber M., Samuel F., Kimiywe J., Mulugeta A., Eilander A. (2017) – Micronutrient Status and Dietary Intake of Iron, Vitamin A, Iodine, Folate and Zinc in Women of Reproductive Age and Pregnant Women in Ethiopia, Kenya, Nigeria and South Africa: A Systematic Review of Data from 2005 to 2015. *Nutrients*, **9**, 1096.
- Haro H., Sanon K.B., Krasova-Wade T., Kane A., N'Doye I., Traore A.S. (2015) – Réponse à la double inoculation mycorrhizienne et rhizobienne du niébé (variété, K VX396-4-5-2D)

- cultivé au Burkina Faso. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, **9**, 1485–1493.
- He X., Nara K. (2007) – Element biofortification: can mycorrhizas potentially offer a more effective and sustainable pathway to curb human malnutrition? *Trends in Plant Science*, **12**, 331–333.
- Hijri M., Sanders I.R. (2005) – Low gene copy number shows that arbuscular mycorrhizal fungi inherit genetically different nuclei. *Nature*, **433**, 160–163.
- Hinsinger P. Bioavailability of soil inorganic P in the rhizosphere as affected by root-induced chemical changes: a review. , 23.
- Hohnjec N., Vieweg M.F., Pühler A., Becker A., Küster H. (2005) – Overlaps in the transcriptional profiles of *Medicago truncatula* roots inoculated with two different *Glomus* fungi provide insights into the genetic program activated during arbuscular mycorrhiza. *Plant Physiology*, **137**, 1283–1301.
- Huamán Z., Aguilar C., Ortiz R. (1999) – Selecting a Peruvian sweetpotato core collection on the basis of morphological, eco-geographical, and disease and pest reaction data: *Theoretical and Applied Genetics*, **98**, 840–844.
- Ingleby K., Fahmer A., Wilson J., Newton A.C., Mason P.A., Smith R.I. (2001) – Interactions between mycorrhizal colonisation, nodulation and growth of *Calliandra calothyrsus* seedlings supplied with different concentrations of phosphorus solution. *Symbiosis*.
- Isubikalu P., Erbaugh J.M., Semana A.R., Adipala E. (2000) – The influence of farmer perception on pesticide usage for management of cowpea field pests in Eastern Uganda. *African Crop Science Journal*, **8**, 317–325.
- Jakobsen I., Abbott L.K., Robson A.D. (1992) – External hyphae of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Trifolium subterraneum* L.. 2. Hyphal transport of ³²P over defined distances. *New Phytologist*, **120**, 509–516.
- Janoušková M., Pavlíková D., Vosátka M. (2006) – Potential contribution of arbuscular mycorrhiza to cadmium immobilisation in soil. *Chemosphere*, **65**, 1959–1965.
- Javot H., Penmetsa R.V., Terzaghi N., Cook D.R., Harrison M.J. (2007a) – A *Medicago truncatula* phosphate transporter indispensable for the arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, **104**, 1720–1725.
- Javot H., Pumplin N., Harrison M.J. (2007b) – Phosphate in the arbuscular mycorrhizal symbiosis: transport properties and regulatory roles. *Plant, Cell & Environment*, **30**, 310–322.

- Joner E.J., Leyval C. (2003) – Phytoremediation of organic pollutants using mycorrhizal plants: a new aspect of rhizosphere interactions. *Agronomie*, **23**, 495–502.
- Jones D.L. (2020) – Organic acids in the rhizosphere – a critical review. , 21.
- Kadri B.K., Halilou H., Karimou I. (2019) – Culture du mil [*Pennisetum glaucum* (L) R. Br] et ses contraintes à la production: une revue. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, **13**, 503.
- Klironomos J.N. (2003) – Variation in plant response to native and exotic arbuscular mycorrhizal fungi. *Ecol* 84 (9): 2292–2301.
- Krishna K.R., Bagyaraj D.J. (1984) – Growth and nutrient uptake of peanut inoculated with the mycorrhizal fungus *Glomus fasciculatum* compared with non-inoculated ones. *Plant and soil*, **77**, 405–408.
- Lambers H., Chapin III F.S., Pons T. (2008) – Photosynthesis, Respiration, and Long-Distance Transport. In: *Plant Physiological Ecology*, pp. 11–99.
- Lambers H., Chapin F.S., Pons T.L. (1998) – Photosynthesis, Respiration, and Long-Distance Transport. In: *Plant Physiological Ecology*, pp. 10–153. Springer New York, New York, NY.
- Landeweert R., Hoffland E., Finlay R.D., Kuyper T.W., van Breemen N. (2001) – Linking plants to rocks: ectomycorrhizal fungi mobilize nutrients from minerals. *Trends in Ecology & Evolution*, **16**, 248–254.
- LE TACON F. (1985) – Les mycorhizes: une coopération entre plantes et champignons. *Les mycorhizes: une coopération entre plantes et champignons*, **16**, 624–632.
- Leyval C. (2005) – Effect of arbuscular mycorrhizal (AM) fungi on heavy metal and radionuclide transfer to plants. In: *Biogeochemistry of Trace Elements in the Rhizosphere*, pp. 419–429. Elsevier.
- Liu A., Hamel C., Hamilton R.I., Ma B.L., Smith D.L. (2000) – Acquisition of Cu, Zn, Mn and Fe by mycorrhizal maize (*Zea mays* L.) grown in soil at different P and micronutrient levels. *Mycorrhiza*, **9**, 331–336.
- Liu J., Maldonado-Mendoza I., Lopez-Meyer M., Cheung F., Town C.D., Harrison M.J. (2007) – Arbuscular mycorrhizal symbiosis is accompanied by local and systemic alterations in gene expression and an increase in disease resistance in the shoots. *The Plant Journal*, **50**, 529–544.
- Manga A., Diop T.A., van Tuinen D., Neyra M. (2007) – Variabilité génétique des champignons mycorrhiziens associés à *Acacia seyal* en zone semi-aride du Sénégal. *Science et changements planétaires/Sécheresse*, **18**, 129–133.

- Manjunath T.M., Bhatnagar V.S., Pawar C.S., Sithanantham S. (1989) – Economic importance of *Heliothis* spp. in India and an assessment of their natural enemies and host plants. In: *Proceedings of the Workshop on Biological Control of Heliothis: Increasing the Effectiveness of Natural Enemies, New Delhi, India, 11-15 November 1985*, p. . New Delhi, India: Office of International Cooperation & Development, USDA, 1989.
- Mikola P. (1948) – On the physiology and ecology of *Cenococcum graniforme* especially as a mycorrhizal fungus of birch.
- Monzon A., Azcón R. (1996) – Relevance of mycorrhizal fungal origin and host plant genotype to inducing growth and nutrient uptake in *Medicago* species. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, **60**, 9–15.
- Moussa B., Lowenberg-DeBoer J., Fulton J., Boys K. (2011) – The economic impact of cowpea research in West and Central Africa: A regional impact assessment of improved cowpea storage technologies. *Journal of Stored Products Research*, **47**, 147–156.
- Norman M.J.T., Pearson C.J., Searle P.G.E. (1995) – *The ecology of tropical food crops*.
- Ogunniyi Adebayo, Kehinde Olagunju Salman K. Kabir, Ogundipe Adeyemi (2016) – Social Crisis, Terrorism and Food Poverty Dynamics: Evidence from Northern Nigeria.
- Ollivier B., Diem H.G., Pinta M., Dommergues Y. (1982) – Influence de l'infection endomycorhizienne sur la concentration en P et Zn des parties aériennes de *Vigna unguiculata* cultivé dans un sol Dek. *Colloques de l'INRA*.
- Onwueme I.C. (1978) – *The tropical tuber crops: yams, cassava, sweet potato, and cocoyams*. John Wiley and Sons.
- Ouédraogo E., Mando A., Brussaard L. (2004) – Soil macrofaunal-mediated organic resource disappearance in semi-arid West Africa. *Applied Soil Ecology*, **27**, 259–267.
- Pasquet R.S., Baudoin J.P. (1997) – Le niébé, *Vigna unguiculata*. *L'amélioration des plantes tropicales*. Charrier A., Jacquot M., Hammon S., Nicolas D.(eds.), 483–505.
- Porcel R., Aroca R., Ruiz-Lozano J.M. (2012) – Salinity stress alleviation using arbuscular mycorrhizal fungi. A review. *Agronomy for Sustainable Development*, **32**, 181–200.
- Redecker D., Schüßler A., Stockinger H., Stürmer S.L., Morton J.B., Walker C. (2013) – An evidence-based consensus for the classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota). *Mycorrhiza*, **23**, 515–531.
- Rodríguez H., Fraga R. (1999) – Phosphate solubilizing bacteria and their role in plant growth promotion. *Biotechnology Advances*, **17**, 319–339.

- Sanders P., Berenfeld O., Hocini M., Jaïs P., Vaidyanathan R., Hsu L.-F., Garrigue S., Takahashi Y., Rotter M., Sacher F. (2005) – Spectral analysis identifies sites of high-frequency activity maintaining atrial fibrillation in humans. *Circulation*, **112**, 789–797.
- Sanon K.B., Bâ A.M., Dexheimer J. (1997) – Mycorrhizal status of some fungi fruiting beneath indigenous trees in Burkina Faso. *Forest ecology and management*, **98**, 61–69.
- Schoeneberger M.M., Volk R.J., Davey C.B. (1989) – Factors influencing early performance of leguminous plants in forest soils. *Soil Science Society of America Journal*, **53**, 1429–1434.
- SCHÜBLER A., Schwarzott D., Walker C. (2001) – A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycological research*, **105**, 1413–1421.
- Scotland R.W., Olmstead R.G., Bennett J.R. (2003) – Phylogeny reconstruction: the role of morphology. *Systematic Biology*, **52**, 539–548.
- Selosse M.-A. (2005) – Are liverworts imitating mycorrhizas? *The New phytologist*, **165**, 345–349.
- Selosse M.-A., Bocayuva M.F., Kasuya M.C.M., Courty P.-E. (2016) – Mixotrophy in mycorrhizal plants: extracting carbon from mycorrhizal networks. *Molecular mycorrhizal symbiosis*, 451–471.
- Selosse M.-A., Richard F., Courty P.-E. (2007) – Plantes et champignons: l’alliance vitale. *Recherche (Paris, 1970)*, 58–61.
- Sidibé D., Sanou H., Teklehaimanot Z., Mahamadi D., Koné S. (2012) – The use of mycorrhizal inoculation in the domestication of *Ziziphus mauritiana* and *Tamarindus indica* in Mali (West Africa). *Agroforestry systems*, **85**, 519–528.
- Sieverding D.L. (1988) – *Hydrophilic, elastomeric, pressure-sensitive adhesive*. Google Patents.
- Sieverding E., Friedrichsen J., Suden W. (1991) – Vesicular-arbuscular mycorrhiza management in tropical agrosystems. *Sonderpublikation der GTZ (Germany)*.
- Six J., Frey S.D., Thiet R.K., Batten K.M. (2006) – Bacterial and Fungal Contributions to Carbon Sequestration in Agroecosystems. *Soil Science Society of America Journal*, **70**, 555–569.
- Smith S.E., Read D.J. (1997) – *Mycorrhizal symbiosis*. Academic Press, Inc.
- Smith S., Read D. (2008) – *Mycorrhizal Symbiosis*. Academic Press.
- Smith S.E., Read D.J. (2010) – *Mycorrhizal symbiosis*. Academic press.

- Smith S.E., Smith F.A. (2011) – Roles of arbuscular mycorrhizas in plant nutrition and growth: new paradigms from cellular to ecosystem scales. *Annual review of plant biology*, **62**, 227–250.
- St-Arnaud M., Hamel C., Caron M., Fortin J.A. (1995) – Endomycorhizes VA et sensibilité des plantes aux maladies: synthèse de la littérature et mécanismes d'interaction potentiels. *La symbiose mycorrhizienne. Frelighsburg, Québec, Canada: Editions ORBIS*, 51–87.
- Strullu D.G. (1991) – Les mycorhizes des arbres et plantes cultivées.
- Tawarayama K. (2003) – Arbuscular mycorrhizal dependency of different plant species and cultivars. *Soil Science and Plant Nutrition*, **49**, 655–668.
- Tchabi A., Coyne D., Hountondji F., Lawouin L., Wiemken A., Oehl F. (2008) – Arbuscular mycorrhizal fungal communities in sub-Saharan Savannas of Benin, West Africa, as affected by agricultural land use intensity and ecological zone. *Mycorrhiza*, **18**, 181–195.
- Tedersoo L., Nilsson R.H., Abarenkov K., Jairus T., Sadam A., Saar I., Bahram M., Bechem E., Chuyong G., Kõljalg U. (2010) – 454 Pyrosequencing and Sanger sequencing of tropical mycorrhizal fungi provide similar results but reveal substantial methodological biases. *New phytologist*, **188**, 291–301.
- Van Der Heijden M.G., Klironomos J.N., Ursic M., Moutoglis P., Streitwolf-Engel R., Boller T., Wiemken A., Sanders I.R. (1998) – Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. *Nature*, **396**, 69–72.
- Van Der Heijden M.G., Streitwolf-Engel R., Riedl R., Siegrist S., Neudecker A., Ineichen K., Boller T., Wiemken A., Sanders I.R. (2006) – The mycorrhizal contribution to plant productivity, plant nutrition and soil structure in experimental grassland. *New phytologist*, **172**, 739–752.
- Walker C., Trappe J.M. (1993) – Names and epithets in the Glomales and Endogonales. *Mycological Research*, **97**, 339–344.
- Whipps J.M. (2004) – Prospects and limitations for mycorrhizas in biocontrol of root pathogens. *Canadian journal of botany*, **82**, 1198–1227.
- Wieland G., Neumann R., Backhaus H. (2001) – Variation of Microbial Communities in Soil, Rhizosphere, and Rhizoplane in Response to Crop Species, Soil Type, and Crop Development. *Applied and Environmental Microbiology*, **67**, 5849–5854.
- Yang C.-H., Crowley D.E. (2000) – Rhizosphere Microbial Community Structure in Relation to Root Location and Plant Iron Nutritional Status. *Applied and Environmental Microbiology*, **66**, 345–351.

Yen D.E. (1982) – Sweet potato in historical perspective. In: *Sweet potato: proceedings of the first international symposium/edited by RL Villareal, TD Griggs*, p. . Shanhua, Taiwan: Asian Vegetable Research and Development Center, 1982.