

## **TABLE DES MATIERES**

**REMERCIEMENTS**

**LISTE DES FIGURES**

**LISTE DES PHOTOS**

**LISTE DES TABLEAUX**

**LISTE DES ABREVIATIONS**

**GLOSSAIRE**

**LISTE DES ANNEXES**

<b>INTRODUCTION .....</b>	<b>1</b>
<b>PARTIE I : GENERALITES.....</b>	<b>3</b>
I. Mycorhizes .....	3
I.1. Définition.....	3
I.2. Types et morphologie des mycorhizes .....	3
• L'ectomycorhize.....	3
• L'endomycorhize.....	4
• L'ectendomycorhize .....	5
II. Champignons Mycorhiziens à Arbuscules (CMA) .....	5
II.1. Classification.....	5
II.2. Répartition de CMA dans l'écosystème.....	7
II.3. Importance et les effets bénéfiques de CMA .....	8
II.3.1 Amélioration de la nutrition minérale.....	8
II.3.2 Amélioration de la structure du sol.....	9
II.3.3 Protection phytosanitaire .....	9
II.4. Dépendance mycorhizienne (DM) des plantes.....	9
<b>PARTIE II : MATERIELS ET METHODES .....</b>	<b>11</b>
I. Milieu d'étude.....	11
II. Matériels utilisées.....	12

---

II.1. Matériels végétaux .....	12
II.1.1 Poireaux .....	12
II.1.2. Racines de plantes de couverture vive.....	12
II.2.Sol.....	12
III. Conduite expérimentale .....	15
III.1. Prélèvement des échantillons .....	15
III.2. Test biologique : Méthode MPN.....	17
III.2.1 Préparation du sol.....	17
III.2.2 Conduite de la culture.....	19
III.2.3 Récolte.....	19
III.2.4 Eclaircissement des racines et coloration de mycorhize .....	22
III.2.5 Calcul du nombre le plus probable des propagules .....	22
III.2.6 Calcul de l'intervalle de confiance à 95%.....	23
III.3. Estimation du taux de la colonisation mycorhizienne des racines de plantes de couverture.....	24
<b>PARTIE III :RESULTATS ET INTERPRETATIONS.....</b>	<b>25</b>
I. Caracteres physico-chimiques de sol de culture .....	25
II. Croissance de la plante .....	27
III. Evaluation de l'infection mycorhizienne .....	35
IV Taux de colonisation mycorhizienne des plantes utilisées comme couverture végétale .....	38
<b>PARTIE IV :DISCUSSIONS.....</b>	<b>40</b>
I. Effets du travail du sol sur le developpement de CMA .....	40
II. Effets des types de fumure sur les CMA.....	41
III. Effet de la rotation des cultures sur le nombre de CMA.....	41
IV. Relation entre sol, cma et croissance du poireau .....	42
<b>CONCLUSIONS GENERALES ET PERSPECTIVES .....</b>	<b>44</b>
<b>REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES .....</b>	<b>46</b>
<b>ANNEXES</b>	

## **LISTE DES FIGURES**

Figure n°1: Champignon Mycorhizien à Arbuscule (CMA) de type « Paris » : mycélium en peloton et arbuscules petites intracellulaires.....	7
Figure n°2: Champignon Mycorhizien à Arbuscule (CMA) de type « Arum » : mycélium intercellulaire et arbuscules intracellulaires.....	7
Figure n°3: Boîte de Pétri quadrillée contenant des racines colorées.....	24
Figure n°4: Hauteur du poireau en fonction du degré de dilution de différents échantillons de sol.....	28
Figure n°5: Variation de la hauteur du poireau cultivé sur les échantillons de sol provenant du système sol fertilisé par du fumier et culture de maïs en rotation avec le soja.....	29
Figure n°6: Variation de la hauteur du poireau cultivé sur les échantillons de sol provenant de système fertilisé par du fumier et des engrais minéraux, cultivé de maïs en rotation avec le soja.....	29
Figure n°7: Variation de la hauteur du poireau cultivé sur les échantillons de sol provenant de système labouré, cultivé avec du maïs en rotation avec le soja.....	30
Figure n°8: Variation de la hauteur du poireau cultivé sur les échantillons de sol provenant du système semis direct cultivé avec du maïs en rotation avec le soja.....	31
Figure n°9: Variation de la hauteur du poireau cultivé sur les échantillons de sol provenant du système semis direct cultivé avec du haricot en rotation avec le soja.....	31
Figure n°10: Variation de la hauteur du poireau cultivé sur les échantillons de sol provenant du système semis direct, et de culture continu de maïs.....	32
Figure n°11: Variation de la hauteur du poireau cultivé sur les échantillons de sol provenant du système fertilisé par du fumier (F <sub>1</sub> ).....	33
Figure n°12: Variation de la hauteur du poireau cultivé sur les échantillons de sol provenant du système fertilisé par du fumier et des engrais minéraux (F <sub>2</sub> ).....	34
Figure n°13: Droite de l'intervalle de confiance.....	37

## **LISTE DES PHOTOS**

<b>Photo n°1 :</b>	Mode de prélèvement des échantillons de sol .....	16
<b>Photo n°2 :</b>	Arrosage des poireaux .....	21
<b>Photo n°3 :</b>	Poireaux âgés de huit semaines pour chaque dilution (de gauche à droite : NS, 1/4, 1/16, 1/64, 1/256, 1/1024).....	21
<b>Photo n°4 :</b>	Vésicule et Mycelium du CMA dans les racines de poireau en coupe longitudinale .....	39
<b>Photo n°5 :</b>	Vésicules du CMA dans les racines de poireau en coupe longitudinale	39

## **LISTE DES TABLEAUX**

Tableau n°1:	Quantité de la fertilisation utilisée pour chaque culture .....	13
Tableau n°2:	Différents échantillons de sol .....	14
Tableau n°3:	Préparation de la dilution 1/4.....	18
Tableau n°4:	Caractères physico-chimiques des échantillons de sol .....	25
Tableau n°5:	Nombre le plus probable de propagules dans 100g du sol sec de chaque échantillon de sol.....	36
Tableau n°6:	Taux de colonisation mycorhizienne des plantes utilisées comme couverture végétale.....	38

## **LISTE DES ABREVIATIONS**

-: Non mycorhizé

+: mycorhizé

And: Andranomanelatra

CM: champignon mycorhizien

CMA: champignon mycorhizien à arbuscules

CIRAD : Centre de Coopération Internationale en Recherche Agronomique pour le Développement

FOFIFA: Fomba Fikarohana Fambolena eny ambanivohitra

F : Test de Fisher

F1: fumier

F2: fumier +engrais minéral

GSDM: Groupement de Semis Direct de Madagascar

H: humidité

HS: Rotation Haricot/Soja

Lb: labour

MM: Rotation Maïs/Maïs

MS: Rotation Maïs/Soja

SCV : Système de culture sous Couverture Végétale

Sd: semis- direct

TAFA: TAny sy FAmpandrosoana

URP/SCRID : Unité de Recherche en Partenariat/Système de Culture et Riziculture Durable

## GLOSSAIRE

**Ectomycorhize**: type de mycorhize caractérisé par des filaments mycéliens du partenaire fongique qui entourent les racelles des végétaux et ne pénètrent jamais dans les cellules racinaires de la plante.

**Endomycorhize**: type de mycorhize dont les filaments mycéliens pénètrent à l'intérieur des cellules de la racine de la plante hôte.

**Endomycorhization**: Apport de souche d'endomycorhize chez les plantes.

**Hyphe**: Filament du champignon constitutif de la formation morphologique de base. Il se forme à partir de la germination de la spore.

**Labour**: l'action de découper une bande de terre et de la retourner. Son objectif est d'exposer le sol aux agents climatiques, d'ameublir et de retourner le sol, d'y incorporer diverses substances.

**Mycorhize**: Association symbiotique entre les racines de la plante et un champignon.

**Propagules**: ensemble de spores, de mycélium et de débris racinaires mycorhizés.

**Semis direct**: une technique de culture dans laquelle le sol n'est pas labouré. Le semis se fait directement dans le sol à l'aide d'un outil spécifique.

**Souche de champignon mycorhizien**: ensemble de spores identiques cultivées en pots obtenus à partir d'une seule spore.

**Spore**: organe reproducteur du champignon.

**Symbiose**: vie en commun d'individus appartenant à deux espèces différentes dont les organismes demeurent proches les uns des autres avec un avantage réciproque pour les deux partenaires.

**Vésicule**: Organe de réserve et de reproduction du champignon formé dans la racine de la plante.

---

## **LISTE DES ANNEXES**

- Annexe I : La masse en gramme des échantillons de sol mis dans chaque Godet et leur humidité (en %)
- Annexe II : Table de FISHER et YATES
- Annexe III: Calcul du nombre le plus probable de propagules des différents échantillons de sol
- Annexe IV: Le nombre de propagules supérieur et inférieur à 95% des différents échantillons de sol
- Annexe V : Tableau récapitulatif des résultats
- Annexe VI : Analyse statistique de la longueur de poireau cultivé sur les différents échantillons de sols
- Annexe XII : Données climatiques d'Antsirabe de 1999 – 2005 (source: Direction de la Météorologie et Hydrologie Ampandrinomby)
-



# **INTRODUCTION**

---

Dans la région du Vakinankaratra, l'agriculture est la principale activité de la population. Cependant, la production n'arrive pas à couvrir les besoins alimentaires à cause de la croissance démographique. En conséquence, les gens doivent surexploiter le sol. Cela entraîne la diminution de leur fertilité. D'où le besoin d'apporter des engrais en quantité. La cherté de ces intrants constitue un blocage pour certains agriculteurs.

C'est la raison pour laquelle les champignons mycorhiziens ont été considérés afin d'améliorer la nutrition minérale en particulier la nutrition phosphatée des plantes agricoles. Ce phosphore intervient dans la production d'énergie (ATP). Il accélère aussi la maturité de la plante. Le besoin en phosphore se manifeste surtout au stade jeune de la plante. En effet le phosphore est connu comme un facteur limitant de la croissance et du développement des plantes. La capacité des champignons à former une symbiose avec les racines des plantes permet de fixer plus d'éléments nutritifs. En plus des poils absorbants, les hyphes mycéliens extra-racinaires permettent d'augmenter la surface d'absorption des racines des plantes.

Les mycorhizes sont présents naturellement dans le sol. Depuis une centaine d'années, beaucoup de chercheurs ont démontré les effets bénéfiques des mycorhizes en agronomie comme : la stimulation de la croissance de la plante due à cause de l'amélioration de la nutrition minérale (Smith et al 1997), la tolérance aux différents stress environnementaux (Morton et al 1990), la tolérance à la toxicité des métaux lourds (Strullu et al 1991), la protection de la plante contre les microorganismes pathogènes et l'amélioration de la qualité physique du sol, la stabilité des agrégats.

Il existe trois types de mycorhizes, les ectomycorhizes, les endomycorhizes et les ectendomycorhizes. Les Champignons Mycorhiziens à Arbuscules (CMA) dans les endomycorhizes ont été étudiés car ils sont les plus dominants en agriculture. Ils colonisent plus de 90% des plantes (plante cultivée, plante sauvage et horticulture). Ces CMA pénètrent à l'intérieur des cellules corticales des racines (inter et intracellulaires). Les hyphes mycéliens se ramifient d'une façon dichotomique à l'intérieur des cellules corticales racinaires pour former des arbuscules où se font les échanges. Les CMA sont très efficaces dans le sol à fort pouvoir fixateur de phosphore (Plenchette et Fardeau 1988).

Par ailleurs, les études préliminaires faites dans cette zone ont démontré une faible population de CMA (Rasomampionona et al 2005). Les systèmes de culture Sous

Couverture Végétale (SCV) diffusés par l'Organisation Non Gouvernementale de Tanety Fampanandrosoana (ONG TAFANA) à Antsirabe pourraient être une des solutions pour conserver et restaurer la population mycorhizienne.

Par le biais de l'URP/SCRiD (Université d'Antananarivo-FOFIFA-CIRAD), nous avons pu accéder au dispositif d'Andranomanelatra de l'ONG TAFANA pour effectuer ce travail. L'ONG TAFANA a introduit le système de culture de Sous Couverture végétale (SCV) dans cette région depuis 1990 dans le but de restaurer la fertilité du sol et d'augmenter par la suite le rendement.

L'objectif de ce travail est d'évaluer le potentiel mycorhizogène du sol cultivé de Tanety dans le dispositif de longue durée d'Andranomanelatra de l'ONG TAFANA. Le potentiel mycorhizogène du sol est la capacité d'un sol à initier l'association mycorhizienne à partir d'une quantité d'inoculum présente dans le sol sous forme de propagules. Il dépend des systèmes de culture et de la fertilité du sol.

Les manipulations consistent à :

- évaluer l'infection mycorhizienne au niveau des racines de poireaux avec les différents types de sols.
- Estimer le taux de colonisation mycorhizienne des racines des plantes de couverture par l'observation directe sous loupe binoculaire.

-

**PARTIE I :**  
**GENERALITES**

---

## I. MYCORHIZES

### I.1. Définition

Le terme « Mycorhize » a été proposé par Frank en 1885. Il provient de deux mots « myco » qui veut dire champignon et « rhiza » qui veut dire racine. Auparavant, seuls les arbres et les orchidées étaient considérés comme des plantes mycorhiziennes, mais actuellement le terme est étendu à tous les végétaux supérieurs (Bernard, 1909). La mycorhize est une association symbiotique naturelle entre les racines des plantes supérieures et les champignons. Cette association est bénéfique pour les deux partenaires. La symbiose permet d'une part la croissance des champignons grâce aux sucres, hormones et vitamines fournis par les plantes et d'autre part une amélioration de la nutrition minérale de la plante en particulier pour les éléments nutritifs peu mobiles (phosphore, zinc, cuivre) par l'intervention des champignons.

### I.2. Types et morphologie des mycorhizes

Les mycorhizes sont classées en trois groupes selon le mode de disposition des filaments mycéliens au niveau de la racine: l'ectomycorhize, l'endomycorhize et l'ectendomycorhize.

- L'ectomycorhize

L'ectomycorhize est caractérisée par des filaments mycéliens extracellulaires. Les hyphes mycéliens pénètrent entre les cellules corticales racinaires (intercellulaires). Ils sont visibles à l'œil nu car ils recouvrent la racine sous forme d'un manteau.

De l'extérieur vers l'intérieur, l'ectomycorhize est formée par :

- le filament mycélien extra matriciel qui établit la connexion entre le sol et le champignon permettant d'explorer et d'absorber les éléments nutritifs.

- le manteau formé de filaments mycéliens qui enveloppe les racines. Il assure la connexion entre le filament extra matriciel et les cellules corticales de la racine.

- les réseaux de Hartig constitués de mycéliums qui s'insinuent entre les cellules corticales

L'ectomycorhize ne présente que 10% des plantes mycorhiziennes (Moussain 1980, Bourgeois, 1995). Elle se rencontre chez les espèces forestières appartenant aux Gymnospermes et Angiospermes. Les espèces fongiques qui forment ce type sont des champignons supérieurs appartenant aux classes des ASCOMYCETES et BASIDIOMYCETES

- L'endomycorhize

L'endomycorhize est caractérisé par des hyphes inter et intracellulaires. Les hyphes mycéliens entrent dans les cellules corticales. L'endomycorhize se divise en trois types :

- l'endomycorhize orchidoïde

- l'endomycorhize éricoïde

- l'endomycorhize à arbuscules ou le champignon mycorhizien à arbuscules (CMA)

L'endomycorhize orchidoïde se rencontre chez les familles des ORCHIDACEAE tandis que l'endomycorhize éricoïde se trouve chez les familles des ERICACEAE. La présence de mycéliums intracellulaires sous forme de peloton caractérise ces deux types. Les symbiotes fongiques appartiennent aux classes des ASCOMYCETES et BASIDIOMYCETES.

Les CMA appartiennent à la classe de ZYGOMYCETES. Leurs mycéliums intracellulaires sont ramifiés dichotomiquement sous forme d'arbuscules.

Les endomycorhizes sont des champignons microscopiques. L'infection se produit à partir de spores, de mycéliums ou de fragments de racines mycorhizées appelés propagules. Après leurs germinations, les hyphes mycéliens se développent dans le sol pour constituer un réseau d'hyphes extra matricielle de 20µm de diamètre

et non cloisonné. Au contact des racines ces hyphes forment un appressorium pour qu'ils puissent pénétrer dans les cellules corticales des racines sans jamais atteindre l'endoderme. Dans cette partie intra matricielle, les hyphes se présentent sous formes de hyphes inter et intra cellulaire ou se transforment en vésicule.

- L'ectendomycorhize

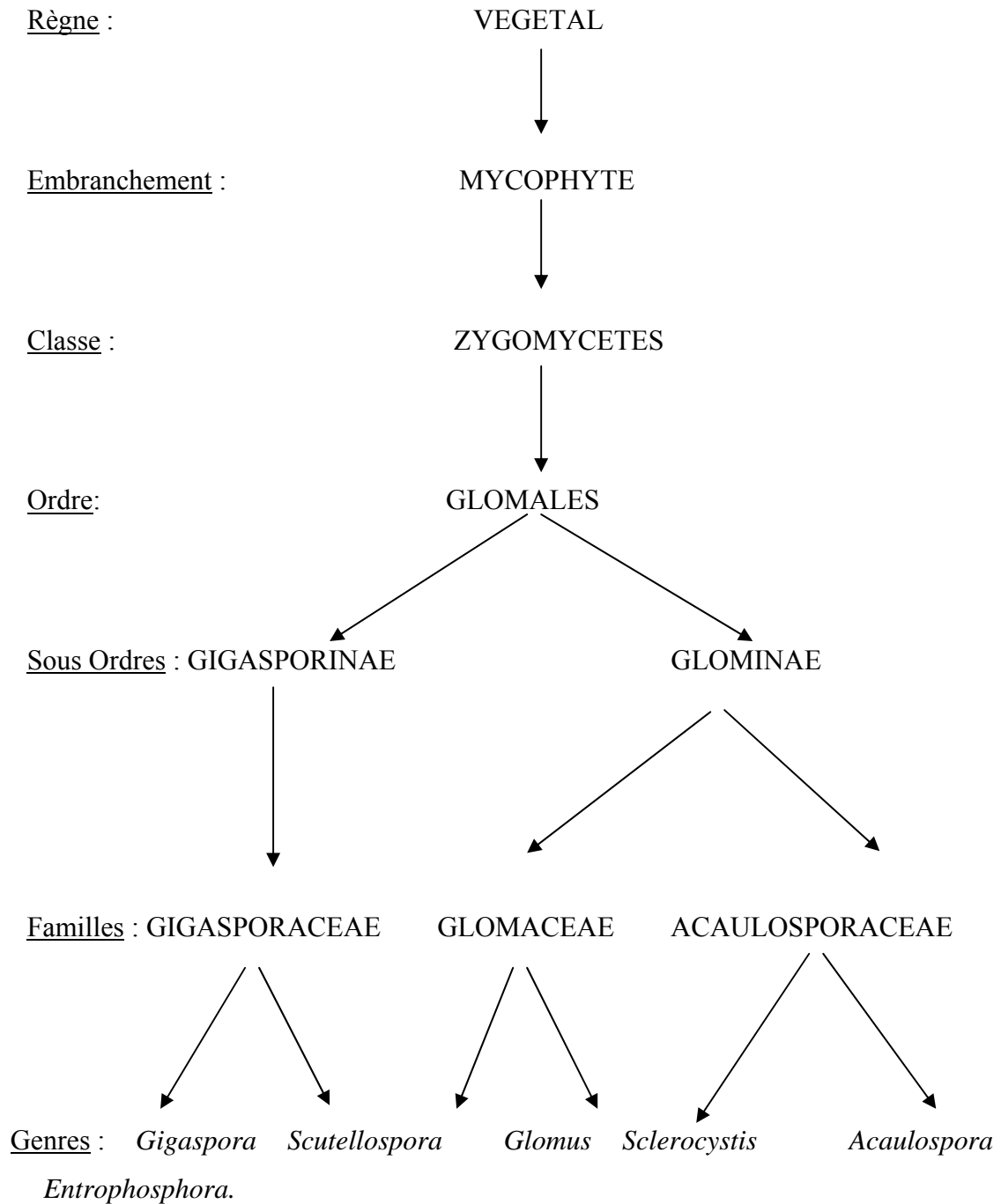
L'ectendomycorhize représente la forme intermédiaire entre l'endomycorhize et l'ectomycorhize. Elle a donc à la fois les propriétés de ces deux dernières.

## **II. CHAMPIGNONS MYCORHIZIENS A ARBUSCULES (CMA)**

### **II.1.Classification**

Les champignons mycorhyziens à arbuscules sont formés par l'association de champignons inférieurs appartenant aux ZYGOMYCETES et de racines des plantes supérieures comme les herbacées, les arbustes, les lianes et les arbres.

Selon Morton et Benny (1990), ils appartiennent

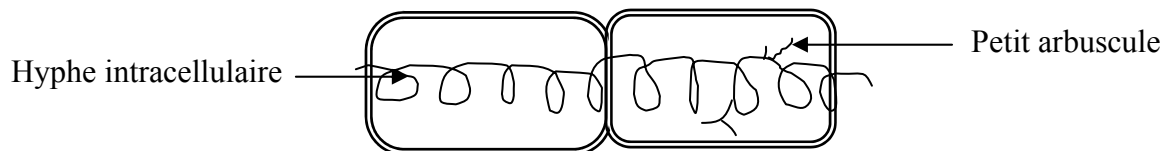


Ces six genres sont repartis en 200 espèces environ.



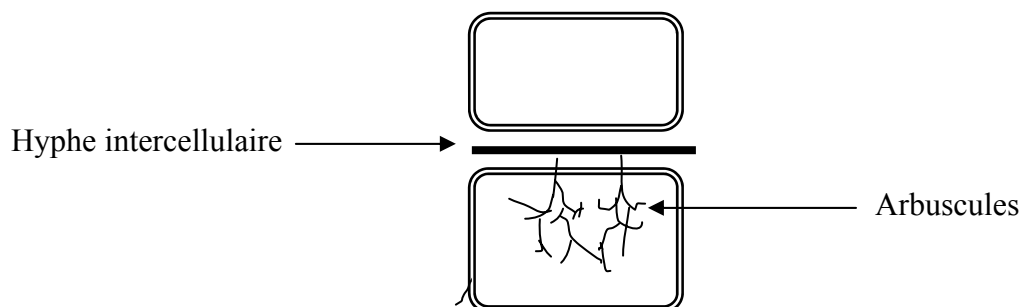
Selon la structure des hyphes intracellulaires, deux types de CMA ont été distingués (Smith et Smith, 1996):

- Le type « Paris » qui se différencie par la croissance des hyphes intracellulaires se présentant sous forme de pelotons, les arbuscules sont petits.



**Figure n°1:** Champignon Mycorhizien à Arbuscule (CMA) de type « Paris » : mycélium en peloton et arbuscules petites intracellulaires

- Le type « Arum » qui est caractérisé par l'extension de la croissance des hyphes intercellulaires et par le développement d'arbuscules.



**Figure n°2:** Champignon Mycorhizien à Arbuscule (CMA) de type « Arum » : mycélium intercellulaire et arbuscules intracellulaires

## II.2. Répartition de CMA dans l'écosystème

Les CMA sont apparus en même temps que les plantes terrestres. Ils sont cosmopolites. Ils sont présents et s'adaptent dans différents types de climats et de sols. Ils colonisent surtout les racines des espèces herbacées et des arbustes. Ils sont les plus répandus car ils infectent environ 90% des plantes sauvages et des plantes cultivées (Plenchette, 1991).

### II.3. Importance et les effets bénéfiques de CMA

Les CMA sont les plus dominants en agriculture. Ils peuvent augmenter la production agricole en améliorant la nutrition minérale (phosphore, azote, ...) de la plante et la structure de sol.

#### II.3.1 Amélioration de la nutrition minérale

##### ♣. Amélioration de la nutrition phosphatée

Les sols tropicaux et subtropicaux ont un pH acide, pauvre en phosphore biodisponible. Leurs capacités d'absorption en cet élément sont très élevées (Date et al, 1995).

Plusieurs expériences ont montré l'effet bénéfique des champignons mycorhiziens arbuscules sur la nutrition phosphatée des plantes. D'après Durrieu (1993), les plantes mycorhizées absorbent de 4 à 15 fois plus de phosphore que la plante non mycorhizée. Les racines présentent des zones d'absorption dans la région d'élongation en arrière de l'apex (Bowen et al, 2005). Les mycorhizes favorisent l'extension des surfaces d'absorption. Les hyphes extra racinaires des plantes mycorhizées peuvent coloniser un volume de sol non exploré par les racines. Les hyphes extra-racinaires transportent les phosphates jusqu'à plus de 14cm de la racine (Dommergue, 1990). Tandis que cette surface d'absorption racinaire est très limitée pour les plantes non mycorhizées.

##### ♣. Alimentation en eau

L'eau est l'un des problèmes majeurs dans les zones arides et semi-arides. Le stress en eau est accompagné par l'augmentation de la salinité du sol. L'amélioration de la nutrition phosphatée chez les plantes mycorhizées est tributaire d'une meilleure alimentation en eau (Plenchette, 1991). L'étude de Strullu et al en 1991 sur le rôle des CMA des genres *Glomus* et *Sclérozystis* au niveau de la résistance hydrique du *Trifolium alexandrinum* a montré que le déficit en eau est faible chez les plantes mycorhizées par rapport au témoin non mycorhizé.

### II.3.2 Amélioration de la structure du sol

Le CMA intervient dans la formation des agrégats du sol. Les agrégats donnent une bonne structure au sol et permettent la libre circulation de l'eau et de l'air dans le sol (Dommergue et *al*, 1989).

Les hyphes extra-racinaires secrètent les polysaccharides (glomalines) sur lesquels sont attachés les micro agrégats formés par l'ensemble des matières organiques et minérales du sol. Ensuite, ces micro agrégats s'associent entre eux et donnent les macro agrégats stables séparés les uns des autres par les macro spores de diamètre supérieur à 25 microns. La diffusion des éléments du sol non rhizosphériques vers les sols rhizosphériques se fait par l'intermédiaire de ces hyphes et de ces agrégats. L'ensemble de ces deux zones constitue la mycorhizosphère.

### II.3.3 Protection phytosanitaire

Les CMA permettent de protéger les racines des plantes contre certains micro-organismes pathogènes. L'attaque du soja par le *Phytophthora* est réduite quand il est endomycorhizé par le *Glomus mossae*, la mycorhization chez les tomates et les citronniers diminue aussi l'effet du *Fusarium* et du *Phytophthora* pathogènes sur ces plantes (Chou et al, 1974).

## **II.4. Dépendance mycorhizienne (DM) des plantes**

Toutes les plantes n'ont pas la même dépendance mycorhizienne (Gerdemann, 1975). L'effet le plus visible de la symbiose à arbuscules sur la plante se manifeste sur la croissance qui résulte de la complémentarité de trois composants : la plante, le champignon, et le sol. Elle varie principalement en fonction des espèces (Gerdemann, 1968), et des cultivars (Azcon et Ocampo, 1981) de l'espèce des champignons symbiotique (Plenchette et *al*, 1996) et de la fertilité du sol (Mosse, 1997).

Les plantes sont regroupées en trois types selon leur aptitude à absorber les éléments minéraux du sol notamment le phosphore :

- Les plantes non mycotrophes ou les plantes sans dépendance mycorhizienne dont les racines sont capables d'absorber directement le phosphore du sol sans l'intervention du champignon. Pour les plantes agricoles, il s'agit de la famille de CRUCIFERES (choux, colza, moutarde, radis, navet) et de la famille de CHENOPODIACEAE (épinard) selon Planchette en 1991.

- Les plantes à faible dépendance mycorhizienne sont des plantes avec des systèmes racinaires très ramifiées comme le blé, l'orge et les graminées.

- Les plantes à forte dépendance mycorhizienne présente de système racinaire peu ramifié (asperge, carotte, poireau, soja...).

**PARTIE II :**  
**MATERIELS ET METHODES**

Rappelons que l'objectif de cette étude consiste à évaluer le potentiel mycorhizogène du sol de tanenty cultivé à Andranomaneletra dans le dispositif à longue durée de l'ONG TAFE. Cette partie représente la méthodologie utilisée en commençant par la description du milieu d'étude, ensuite les matériels utilisés et la conduite expérimentale.

## **I. MILIEU D'ETUDE**

L'étude a été faite à Andranomanelatra située à 12 Km au Nord d'Antsirabe. Le site d'Andranomanelatra est un domaine appartenant à l'ONG TAFE utilisé comme un site de référence en agriculture.

Elle se situe à 174Km environ au Sud de la capitale sur la RN7. Elle a une superficie de 17.496 Km<sup>2</sup>, représente le 27% de la province d'Antananarivo. Les coordonnées géographiques de cette région sont entre 18°59' et 20°03' de latitude Sud et entre 47°19' et 47°21' de longitude Est (MAEP/UPDR, 2004 ; DRDR, 2003) et l'altitude est de 1300 m.

Le climat est de type tempéré et humide caractérisée par l'alternance de deux saisons :

- Une saison chaude et humide : elle dure huit mois allant de octobre à mai. La précipitation moyenne annuelle peut atteindre 1862,16 mm. La pluie survient surtout en fin de la journée sous forme de grosses averses orageuses accompagnées souvent de foudre. La précipitation maximale se situe au mois de décembre avec une valeur de 309 mm.

- Une saison froide et sèche : elle dure quatre mois allant de juin à septembre. La température annuelle est de 17°C et le mois de Juin est le plus froid, elle peut atteindre 1°C pendant la nuit. Durant cette saison, les pluies restent rares ; toutefois le ciel est souvent gris et laisse tomber des petits crachins.

## **II. MATERIELS UTILISES**

### **II.1. Matériels végétaux**

#### II.1.1 Poireaux

Les poireaux sont des plantes à forte dépendance mycorhizienne. Ils favorisent le développement des champignons mycorhiziens. Les graines de poireaux ont été cultivées en pots dans des sols prélevés sur les différents systèmes de culture afin de constater l'existence de l'infection mycorhizienne.

La variété utilisée est le "Gros Long d'été" produite par le SEMANA d'Antsirabe. Elle est caractérisée par un taux de germination de 92% et un poids de 1000 grains de 3,448g.

#### II.1.2. Racines de plantes de couverture vive

Ces racines sont celles de *Desmodium uncinatum* sur du sol qui a été cultivé de maïs en monoculture et du *Pennisetum clandestinum* sur du sol cultivé de haricot en rotation avec du soja. Ces racines ont été utilisées pour l'observation du taux de la colonisation mycorhizienne. Ces mycorhizes se présentent sous forme de vésicules ou de mycéliums colorés en rouge sous l'action de la Fuchsine acide.

### **II.2.Sol**

Il s'agit de sol de tanety du dispositif de longue durée de l'ONG TAFA. Il a été prélevé sur les quatre côtés de chaque parcelle en forme rectangulaire. Il est utilisé pour savoir le nombre le plus probable de propagules dans ce terrain de culture par le test biologique. Zebrowoski et Ratsimbazafy en 1979 l'avaient classé (classification française, CPCS, 1967) comme sol ferralitique désaturé, typique, rajeuni, humifère sur matériaux volcanique acide. D'après le World Reference Basis (FAO 1998), ce sol est classé comme étant ferrasol. Quatre systèmes de culture différents ont été pratiqués sur ce sol :

- un système en labour conventionnel (Lb) où le labour est effectué par traction animale à l'aide d'une charrue à soc à une profondeur de 20 cm, avec en

rotation une année de culture de maïs (M) et une année de culture de soja (S), les résidus de récolte étant exportés de la parcelle.

- un système SCV avec couverture végétale morte (résidus des récoltes), avec en rotation une année de culture de maïs (M) et une année de culture de soja (S), en semis direct (Sd).

- un système SCV à couverture végétale vivante de graminée (*Pennissetum clandestinum*) avec en rotation une année de culture de haricot (H) et une année de culture de soja (S), en semis direct (Sd). Les résidus de récoltes sont restitués à la parcelle.

- un système SCV à couverture végétale vivante de légumineuse (*Desmodium uncinatum*), avec culture continue de maïs (MM), en semis direct (Sd). Les résidus de récoltes sont restitués à la parcelle.

Ces plantes de couverture sont traitées avec des herbicides avant la mise en place de la culture

L'étude a été effectuée sur deux niveaux de fertilisation F<sub>1</sub> et F<sub>2</sub>. Le niveau F<sub>1</sub> est formé par un fumier de bovin et le niveau F<sub>2</sub> est constitué par du fumier de bovin et des engrais minéraux. Le taux de la fertilisation est modulé selon la culture mise en place dans les rotations (source G.S.D.M). Il est présenté dans le tableau n°1 :

**Tableau n°1:** Quantité de la fertilisation utilisée pour chaque culture

Fumure		Spécifications	Maïs	Soja	Haricot
		F <sub>1</sub>	Fumier	5T/Ha	5T/Ha
F <sub>2</sub>	Fumier		5T/Ha	5T/Ha	5T/Ha
	Dolomie		500Kg/Ha	500Kg/Ha	500Kg/Ha
	Phosphate d'Ammoniaque 20% N et 45% P <sub>2</sub> O <sub>5</sub>		150Kg/Ha	150Kg/Ha	0
	NPK (11-22-16)		0	0	300Kg/Ha
	KCl		80Kg/Ha	80Kg/Ha	0
	Urée 25 JAS		100 Kg/Ha	0	0



Le tableau n°2 présente les différents échantillons de sol prélevés sur les divers systèmes utilisés.

**Tableau n°2:** Différents échantillons de sol

Nom de l'échantillon de sol	Type de travail	Type de couverture	Rotation	Fumure
Lb MS F <sub>1</sub>	Labouré (Lb)	Néant	maïs /soja (MS)	Fumier (F <sub>1</sub> )
Lb MS F <sub>2</sub>	Labouré (Lb)	Néant	maïs /soja (MS)	Fumier + Engrais minéral (F <sub>2</sub> )
Sd HS F <sub>1</sub>	Semis direct (Sd)	Résidus de culture <i>Pennissetum clandestinum</i>	haricot / soja (HS)	Fumier (F <sub>1</sub> )
Sd HS F <sub>2</sub>	Semis direct (Sd)	Résidus de culture <i>Pennissetum clandestinum</i>	haricot / soja (HS)	Fumier + Engrais minéral (F <sub>2</sub> )
Sd MS F <sub>1</sub>	Semis direct (Sd)	Résidus de culture	maïs /soja (MS)	Fumier (F <sub>1</sub> )
Sd MS F <sub>2</sub>	Semis direct (Sd)	Résidus de culture	maïs /soja (MS)	Fumier + Engrais minéral (F <sub>2</sub> )
Sd MM F <sub>1</sub>	Semis direct (Sd)	Résidus de culture <i>Desmodium uncinatum</i>	Monoculture de maïs (MM)	Fumier (F <sub>1</sub> )
Sd MM F <sub>2</sub>	Semis direct (Sd)	Résidus de culture <i>Desmodium uncinatum</i>	Monoculture de maïs (MM)	Fumier + Engrais minéral (F <sub>2</sub> )

### III. CONDUITE EXPERIMENTALE

L'expérience comporte trois étapes :

- Prélèvement des racines des plantes de couvertures et des échantillons du sol pour évaluer le potentiel mycorhizogène du sol.
- Test biologique pour examiner l'infection mycorhizienne au niveau des racines de poireaux cultivés sur les différents échantillons de sol.
- Estimation du taux de la colonisation des racines de plantes de couvertures pour connaître leur dépendance mycorhizienne.

#### III.1. Prélèvement des échantillons

##### ♣ Racines des plantes de couvertures

Ce sont des racines de *Desmodium uncinatum* et de *Pennisetum clandestinum* récoltées dans différentes parcelles. Chaque échantillon a été conservé dans un sachet en plastique avec leur nom et la date de récolte.

##### ♣ Sols

Sur chaque parcelle plus ou moins rectangulaire de surface de 3x10m, deux prélèvements par coin ont été effectués à l'aide d'un cylindre creux de 10 cm de diamètre et de 20 cm de hauteur en avril –mai 2003 (Photo n°1).

Ce cylindre a été posé à 5 cm d'un rang de culture. Il a été enfoncé jusqu'au ras du sol pour être complètement rempli dans le but d'obtenir un prélèvement homogène à 20 cm de profondeur. Les différents prélèvements ont été bien mélangés avant de les mettre dans un sac dûment étiqueté. Ces échantillons de sol ont été séchés pendant une semaine puis broyés et tamisés à 2mm et à 0,2mm pour les analyses physico-chimiques. Le prélèvement, la préparation et l'analyse ont été effectués par le service de la radio agronomie au Laboratoire de Radio Isotope (projet URP/ SCRiD).



a – Enfouissement du cylindre de 0 à 20 cm



b- Prélèvement du sol à l'aide du cylindre



c – Mélange des prélèvements dans une cuvette

**Photo n°1 :** Mode de prélèvement des échantillons de sol

### **III.2. Test biologique : Méthode MPN**

Le test biologique permet d'évaluer l'infection mycorhizienne des racines de poireaux cultivés à la serre du laboratoire de Physiologie Végétale sur les différents échantillons de sol.

La méthode utilisée est celle dite : "Most Probable Number" (MPN) d'Alexander 1982. Cette méthode vise à déterminer par un test biologique le nombre des propagules. Elle est connue sous le nom de méthode de dilution. L'estimation de la population à partir de ces comptages est basée sur la théorie de probabilité en respectant l'hypothèse que la distribution des micro-organismes du sol est uniforme.

Le principe consiste à cultiver des plantes à forte dépendance mycorhizienne comme le poireau dans le sol non stérilisé d'une part, et un mélange à proportions différents des sols stérilisé et non stérilisé d'autre part. La dilution au 1/4 a été choisie : 1, 1/4, 1/16, 1/64, 1/256, 1/1024. Après huit semaines de culture, les racines ont été prélevées, colorées et observées à la loupe binoculaire pour noter la présence ou l'absence d'au moins un point d'infection mycorhizienne au niveau des racines.

#### III.2.1 Préparation du sol

##### ♣ Stérilisation du sol

3250g de sol broyé et tamisé à 2mm de diamètre ont été humidifiés avec de l'eau distillée. Le taux de l'humidité dépend de l'état du sol. Ensuite, l'échantillon de sol a été placé dans un sachet autoclavable en vue d'une stérilisation.

La stérilisation du sol a été effectuée dans un autoclave à température de 121° C et à pression de 1.5 bar pendant 60mn. Cette opération est recommencée une deuxième fois après période de refroidissement d'une nuit.

♣ Humidité du sol

L'humidité du sol a été calculée à partir de la formule suivante :

$$H\% = \frac{mf - ms}{mf} \times 100$$

Avec - H : l'humidité du sol en pourcentage

- mf : la masse du sol frais en g

- ms : la masse du sol sec en g

♣ Préparation du sol aux dilutions 1/4

La préparation du sol aux dilutions 1/4 consiste à mélanger le sol stérilisé et le sol non stérilisé à différents degrés de dilution suivant le tableau n°3.

**Tableau n°3:** Préparation de la dilution 1/4

Degré de dilution	Sol non stérile (g)	Sol issu du mélange (g)	Sol stérile (g)	Sol Total (g)	Reste (g)
Non dilué (NS)	680	0	0	680	10
1/4	0	170	510	680	10
1/16	0	170	510	680	10
1/64	0	170	510	680	10
1/256	0	170	510	680	10
1/1024	0	170	510	680	180

Chaque dilution nécessite 680 g de sol dont 500g sont à répartir dans cinq godets pour la culture. Chaque godet renferme alors 100g de sol. Les 170g restants sont utilisés pour la préparation de la dilution suivante et les 10 g restants sont gardés à titre de réserve. Chaque dilution est répétée cinq fois. Le sol stérilisé et le sol non stérilisé de même type ont été bien mélangés avant leur répartition dans un godet de 125 ml de volume et de 6,4 cm de hauteur.

Les godets contenant du sol sont trempés dans un récipient contenant de l'eau jusqu'à ce que les sols atteignent leur capacité de rétention maximale en eau. Le semis a été effectué après avoir laissé drainer l'eau de gravitation

### III.2.2 Conduite de la culture.

L'expérience en pot a été réalisée dans la serre du laboratoire de Physiologie Végétale sous une lumière naturelle avec une température journalière de 24 à 32,5°C le jour et de 18 à 20°C la nuit. Ces températures représentent la moyenne de minimale et la moyenne de maximale.

Cinq graines ont été semées dans chaque godet, et une seule plantule est gardée. La récolte a été effectuée au bout de huit semaines. Les plantules ont été arrosées tous les trois jours avec de l'eau du robinet. L'humidité en permanence du sol est évitée car les CMA sont des microorganismes aérobies.

### III.2.3 Récolte

La récolte est effectuée huit semaines après le semis. Selon Schubert et al (1987) la longueur du mycélium de *Glomus clarum* associé avec la plante *Trifolium ripens* atteint sa valeur maximale à l'âge de huit semaines. Ainsi cette méthode a été appliquée dans notre étude.

La hauteur de la tige de chaque plantule a été mesurée et analysée statistiquement. Les racines ont été utilisées pour évaluer l'infection mycorhizienne.

- Analyse statistique

Pour cette étude statistique, la technique de l'analyse de la variance en utilisant les logiciels SPSS 10.0 a été adoptée.

L'analyse de la variance a permis de comparer les moyennes de plusieurs populations supposées normales de même variance. Ces populations s'obtiennent à partir d'échantillons aléatoires indépendants les uns des autres. Elle permet un test de significativité celui de la distribution de Fisher ou « test F » au seuil de probabilité donné.

$$\text{D'où } F = \frac{\text{Carré moyen entre groupe}}{\text{Carré moyen à l'intérieur du groupe}}$$

Puis on compare la valeur de F calculée à celle de F théorique qui est lue dans la table de distribution de F au seuil de probabilité donné.

- Si  $F \text{ calculée} < F \text{ théorique}$  : la différence entre les traitements n'est pas significative
- Si  $F \text{ calculée} > F \text{ théorique}$  : la différence entre les traitements est significative et on passe à la comparaison deux à deux des moyennes

Pour cela, si la différence entre ces deux moyennes est supérieure à la plus petite différence significative (Ppds), la différence entre les deux traitements est significative.

Avec  $Ppds = t_{\alpha} \times \text{écart type}$

Où la valeur de  $t_{\alpha}$  est lue dans la table de Student au seuil de probabilité donné.



Photo n°2 : Arrosage des poireaux



Photo n°3 : Poireaux âgés de huit semaines selon chaque dilution (de gauche à droite : NS, 1/4, 1/16, 1/64, 1/256, 1/1024)



#### III.2.4 Eclaircissement des racines et coloration de mycorhize

Les endomycorhizes sont éclaircies et colorées (technique de Kormanik et *al* 1980) avant toute observation microscopique.

Les racines récoltées ont été d'abord découpées en morceau de 1 à quelques centimètres de long et rincées plusieurs fois avec de l'eau du robinet. Puis elles ont été placées dans une solution de KOH à 10% et incubées dans l'étuve à 90° C. Après rinçage, les racines doivent être de couleur jaune mais si celles-ci ne se décolorent pas, le trempage dans l'eau oxygéné est nécessaire (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>).

Le reste du KOH a été neutralisé avec une solution d'acide à faible concentration. Ensuite, les racines blanchies ont été colorées par une solution de Fuchsine acide selon la technique de Kormanik et Mc Graw(1982). Puis elles ont été rincées avec de l'eau du robinet et ont été conservées dans des boîtes de Pétri contenant une solution de lactoglycerol.

Pour une raison économique, la Fuchsine acide peut être récupérée en filtrant pour une utilisation ultérieure

#### III.2.5 Calcul du nombre le plus probable des propagules

Les racines ont été observées à la loupe binoculaire (x 40) pour voir la présence ou l'absence de point d'infection dans chaque répétition, puis dans chaque dilution.

Les calculs se font 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  $\frac{1}{4}$

x: la moyenne du nombre de godets mycorhizés. Elle représente le rapport entre le nombre total de godets mycorhizés et le nombre de la répétition par dilution.

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

y: est donné pour définir la valeur de K

$$y = s - x$$

s : le nombre de degré de dilution dont  $(1/4)^0$  est le premier degré.

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

### III.2.6 Calcul de l'intervalle de confiance à 95%

L'intervalle de confiance est aux environ 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.

$$\text{Log MPN}_{si} = \text{Log MPN} \pm \frac{S \times Z}{\sqrt{n}}$$

Avec :  $\text{Log MPN}_{si}$  = 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.

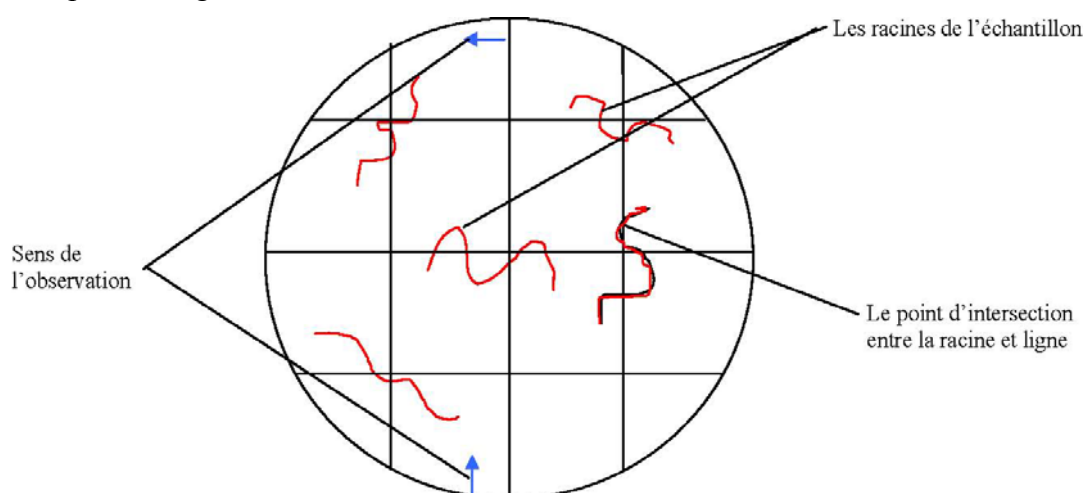
### **III.3. Estimation du taux de la colonisation mycorhizienne des racines de plantes de couverture**

La colonisation mycorhizienne des racines de plantes de couvertures a été estimée selon la méthode proposée par Giovannetti et Mosse 1980 appelée " Grid-line Intersect".

Le mot " Grid " signifie grille, " line " signifie ligne et " Intersect " : intersection.

Cette méthode consiste à dénombrer à l'aide d'un compteur à main, la totalité de mycorhizes et la totalité de non mycorhize de l'échantillon au niveau de cent intersections.

Les racines colorées de la plante ont été disposées au hasard dans une boîte de Pétri quadrillée de ½ pouce (des carrés de 1,27 cm de côté).Le point d'intersection entre la racine et la ligne du quadrillage de boîte de Pétri a été observé à la loupe binoculaire(x40) pour détecter une éventuelle infection mycorhizienne ou non. Les mycorhizes se présentent sous forme de mycélium, des vésicules ou de point d'infection colorés en rouge sous l'action de la Fuchsine acide. Le nombre de mycorhizes obtenus est exprimé en pourcentage.



**Figure n°3:** Boîte de Pétri quadrillée contenant des racines colorées

**PARTIE III :**  
**RESULTATS ET**  
**INTERPRETATIONS**

---

## I. CARACTERES PHYSICO-CHIMIQUES DE SOL DE CULTURE

Rappelons que le sol est de type ferrallitique fortement désaturé, typique, rajeuni, humifère sur matériau volcanique acide (Zebrowski et Ratsimbazafy, 1979). Les caractères physico- chimiques du sol permettent de connaître la disponibilité en éléments minéraux pour les plantes. Le phosphore assimilable donne une idée de la quantité de phosphore biodisponible. Le phosphore total est formé par le phosphore organique et phosphore minérale. Le risque d'intoxication chez les plantes est apprécié par la mesure d'aluminium échangeable. La valeur du pH donne l'acidité du sol. L'état de degré de décomposition de la matière organique du sol est défini par le rapport de C/N. Les résultats d'analyses des échantillons de sols étudiés sont donnés dans le tableau n°4 :

**Tableau n°4:** Caractères physico-chimiques des échantillons de sol

Echantillons	Lb MS	Lb MS	Sd MS	Sd MS	Sd HS	Sd HS	Sd MM	Sd MM
	F <sub>1</sub>	F <sub>2</sub>	F <sub>1</sub>	F <sub>2</sub>	F <sub>1</sub>	F <sub>2</sub>	F <sub>1</sub>	F <sub>2</sub>
MO %	5,3	5,79	6,08	7,06	7,13	7,68	7,98	7,94
CO %	3,08	3,37	3,53	4,1	4,14	4,47	4,64	4,62
N %	0,197	0,248	0,272	0,307	0,303	0,314	0,332	0,229
C/N	16	14	13	13	14	14	14	20
Al éch. (meq) dans 100g sol	1,36	1,11	1,24	0,50	1,37	0,19	2,23	2,35
P assimilable (ppm)	7,56	11,94	14,45	19,55	10,65	13,3	12,74	14,26
P total (ppm)	447	520	424	513	558	789	520	645
pH eau	4,80	4,86	4,70	5,05	4,11	5,24	4,35	4,47

Avec :

- MO % : Taux de la matière organique du sol
- CO% : Taux de carbone organique du sol
- N% : Taux de l'azote du sol

- Al éch (méq) dans 100g sol : La quantité d'aluminium échangeable en milliéquivalent dans 100g du sol sec.
- P assimilable : Phosphore assimilable du sol
- P total : Phosphore total du sol
- Lb: Labour
- Sd : Semis direct
- F<sub>1</sub> : Fumier
- F<sub>2</sub> : Fumier + Engrais minéraux
- MS : Culture de maïs en rotation avec le soja
- HS : Culture de haricot en rotation avec le soja
- MM : Monoculture de maïs

L'analyse chimique des échantillons de sol montre que tous les échantillons sont acides avec un pH inférieur à 7. Les échantillons de sol ayant reçus du fumier (F<sub>1</sub>) sont plus acides par rapport aux échantillons de sol fertilisé par du fumier et des engrais minéraux (F<sub>2</sub>) et présentent aussi une faible teneur en phosphores total et assimilable. Dans ce dernier groupe d'échantillons de sol, celui semis direct, cultivé avec du haricot en rotation avec le soja (Sd HS F<sub>2</sub>) est le moins acide (pH= 5,24) et riche en phosphore total (789ppm). Ensuite, ceux provenant du maïs et de haricot en rotation avec le soja en semis direct (Sd MS F<sub>2</sub>, Sd HS F<sub>2</sub>) sont pourvus en ions aluminium (Al<sup>3+</sup>) respectivement 0,50 et 0,19 meq /100g . Tandis que dans la plupart des échantillons, cette quantité en ions aluminium est supérieure au 0,8meq qui est un seuil de toxicité pour la majorité des plantes. Ces ions aluminiums fixent le phosphore et le rendent insoluble.

Le rapport C/N de tous les échantillons de sols est supérieur à 7, ceci montre que les litières sont riches en azote et bien accessible aux décomposeurs. Les valeurs de la teneur en carbone organique (CO >3%), en matière organique (MO) et en azote (N >0,1%) sont satisfaisantes.

Pour les échantillons de sol sur le système labour Lb seul la valeur du rapport C/N est supérieur à celle des échantillons de sols sur le système semis direct Sd (.C/N= 16 pour Lb MS F<sub>1</sub> et 13 pour Sd MS F<sub>1</sub>).

## **II. CROISSANCE DE LA PLANTE**

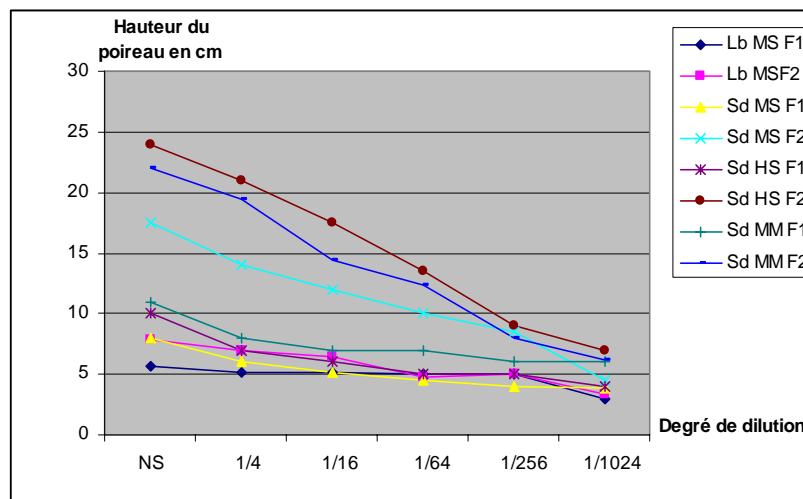
Rappelons que les poireaux sont à forte dépendance mycorhizienne. Ils poussent rapidement quand les CMA sont abondants. La croissance des plants de poireaux cultivés sur les différents échantillons de sol a été évaluée par la hauteur moyenne de ces plants sur cinq répétitions.

### **♣ Evaluation de la hauteur de poireau en fonction du degré de dilution des échantillons de sol**

Les différents échantillons de sol sont Lb MS F<sub>1</sub>, Lb MS F<sub>2</sub>, Sd MS F<sub>1</sub>, Sd MS F<sub>2</sub>, Sd HS F<sub>1</sub>, Sd HS F<sub>2</sub>, Sd MM F<sub>1</sub>, Sd MM F<sub>2</sub>.

La figure 4 illustre l'évaluation de la hauteur du poireau cultivé dans différents échantillons de sol en fonction du degré de dilution. Cette hauteur du poireau diminue progressivement quand le degré de dilution augmente. Selon l'analyse de la variance, cette différence est significative pour tous ces échantillons de sol car leur F calculée qui est respectivement 61,02 pour Lb MS F<sub>1</sub>, 106,20 pour LbMS F<sub>2</sub>, 100,49 pour Sd MS F<sub>1</sub>, 53,96 pour Sd MS F<sub>2</sub>, 214,06 pour Sd HS F<sub>1</sub>, 1148,08 pour Sd HS F<sub>2</sub>, 172,13 pour Sd MM F<sub>1</sub> et 1363,16 pour Sd MM F<sub>2</sub> est supérieur au F lue à la table (6,62).

Le poireau s'accroît rapidement dans l'échantillon du sol cultivé avec du haricot en rotation avec le soja semis direct ayant reçu du fumier et des engrais minéraux (Sd HS F<sub>2</sub>). Sa hauteur atteint 24cm dans le godet contenant du sol non dilué (NS) et 7cm dans le godet contenant du sol à dilution 1/1024. Tandis que sa croissance est faible dans l'échantillon du sol labouré cultivé de maïs en rotation avec le soja fertilisé par du fumier (Lb MS F<sub>1</sub>) ; dans cet échantillon la hauteur n'est que 5,7cm dans le sol non dilué (NS) et 3cm dans le sol à dilution 1/1024.



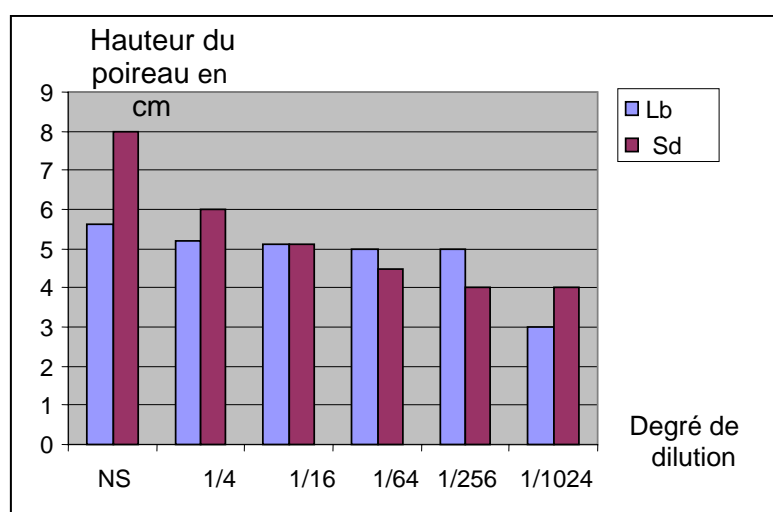
**Figure n°4:** Hauteur du poireau en fonction du degré de dilution de différents échantillons de sol

♣ Comparaison des hauteurs du poireau obtenu respectivement sur les échantillons de sol labouré et non labouré (semis direct).

Rappelons que seul le sol cultivé de maïs en rotation avec le soja a subi un labour. Les échantillons de sol étudiés sont Lb MS F<sub>1</sub>, Lb MS F<sub>2</sub>, Sd MS F<sub>1</sub> et Sd MS F<sub>2</sub>.

La figure 5 donne la comparaison des hauteurs du poireau cultivé sur les échantillons de sol provenant du système semis direct ainsi que celui labouré ayant reçu du fumier, et cultivé avec du maïs en rotation avec le soja (Sd MS F<sub>1</sub>, Lb MS F<sub>1</sub>). La figure 6 représente la comparaison des hauteurs du poireau sur les échantillons de sol provenant du système semis direct ainsi que celui labouré, fertilisé par du fumier et des engrais minéraux, et cultivé avec du maïs en rotation avec le soja (Sd MS F<sub>2</sub>, Lb MS F<sub>2</sub>).



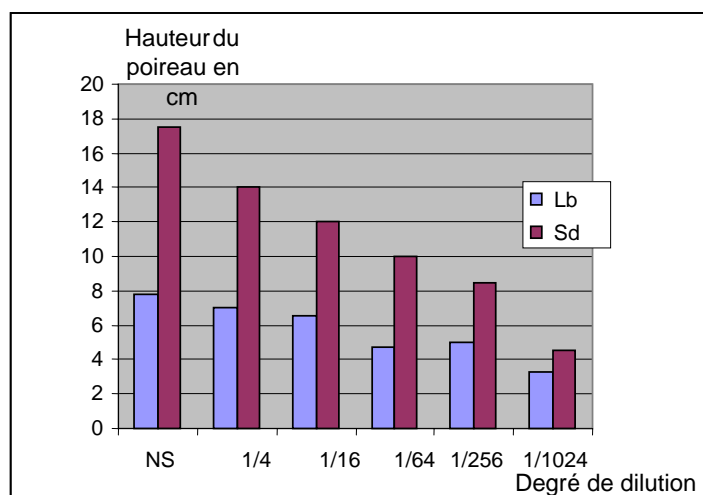


**Figure n°5:** Variation de la hauteur du poireau cultivé sur les échantillons de sol provenant du système sol fertilisé par du fumier et culture de maïs en rotation avec le soja

Avec : - Lb : Labour

- Sd : Semis direct

- NS : Non dilué



**Figure n°6:** Variation de la hauteur du poireau cultivé sur les échantillons de sol provenant de système fertilisé par du fumier et des engrais minéraux, cultivé de maïs en rotation avec le soja

Avec : - Lb: Labour

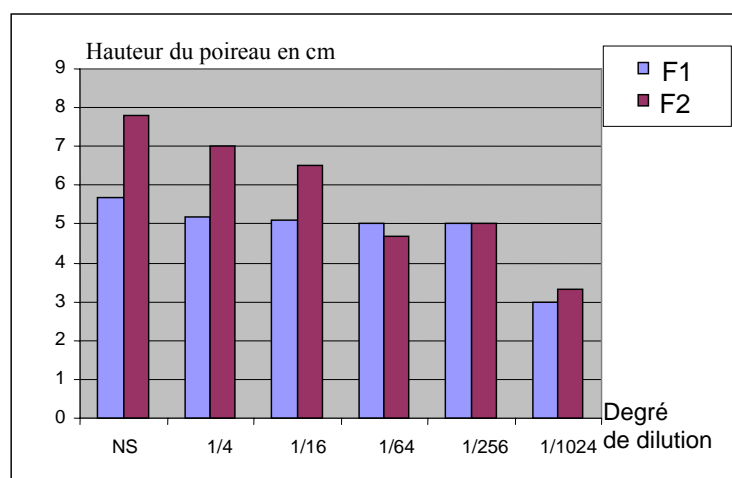
- Sd: Semis direct

- NS : Non dilué

Pour ces deux niveaux de fertilisation  $F_1$  et  $F_2$  (Fig 5,6), en général les poireaux cultivés sur les échantillons de sol semis direct (Sd) se développent mieux que ceux cultivés sur le sol labouré (Lb): sur l'échantillon de sol cultivé avec du maïs en rotation avec le soja ayant reçus du fumier et des engrais minéraux ( $MS F_2$ ), la hauteur du poireau sur le sol Sd est presque le double de la hauteur de celui cultivé sur le sol Lb pour toutes les dilutions. Cette différence est significative car le F calculée (61,02) est supérieur à F lue (3,30). De même pour l'échantillon du sol, culture de maïs en rotation avec le soja ayant reçu du fumier ( $MS F_1$ ), une différence significative est constatée entre labour et semis direct ( F calculée= 81,3 est supérieur à F lue =3,30).

♣ Comparaison de la hauteur du poireau obtenu sur les échantillons de sol respectivement fertilisé par de fumier ( $F_1$ ) et par de fumier + engrais minéraux ( $F_2$ )

Les figures 7, 8, 9 et 10 donnent les différentes hauteurs en fonction du niveau de la fertilisation

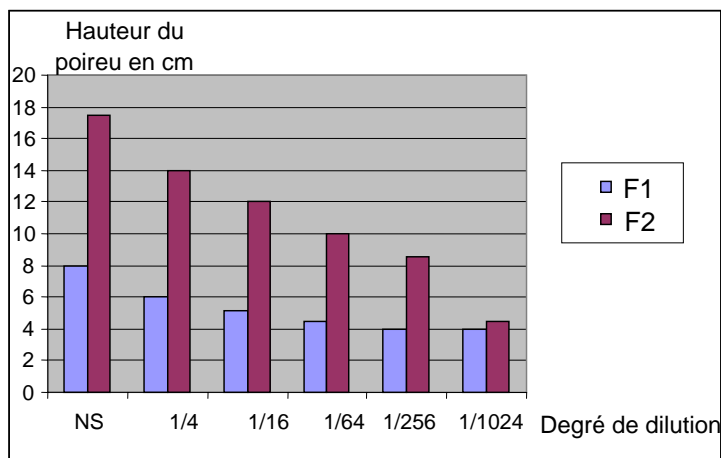


**Figure n°7:** Variation de la hauteur du poireau cultivé sur les échantillons de sol provenant de système labouré, cultivé avec du maïs en rotation avec le soja

Avec : -  $F_1$  : Fumier

-  $F_2$  : Fumier + Engrais minéraux

- NS : Non dilué

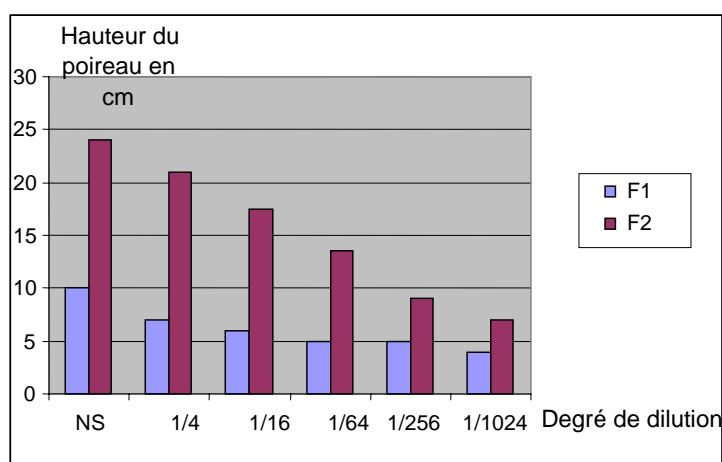


**Figure n°8:** Variation de la hauteur du poireau cultivé sur les échantillons de sol provenant du système semis direct cultivé avec du maïs en rotation avec le soja

Avec : - F<sub>1</sub> : Fumier

- F<sub>2</sub> : Fumier + Engrais minéraux

- NS : Non dilué

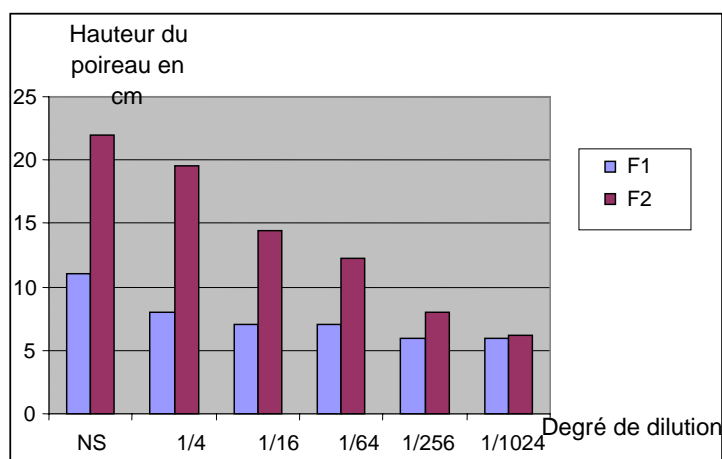


**Figure n°9:** Variation de la hauteur du poireau cultivé sur les échantillons de sol provenant du système semis direct cultivé avec du haricot en rotation avec le soja

Avec : - F<sub>1</sub> : Fumier

- F<sub>2</sub> : Fumier + Engrais minéraux

- NS : Non dilué



**Figure n°10:** Variation de la hauteur du poireau cultivé sur les échantillons de sol provenant du système semis direct, et de culture continu de maïs

Avec :- F<sub>1</sub>: Fumier

- F<sub>2</sub> : Fumier + Engrais minéraux

- NS : Non dilué

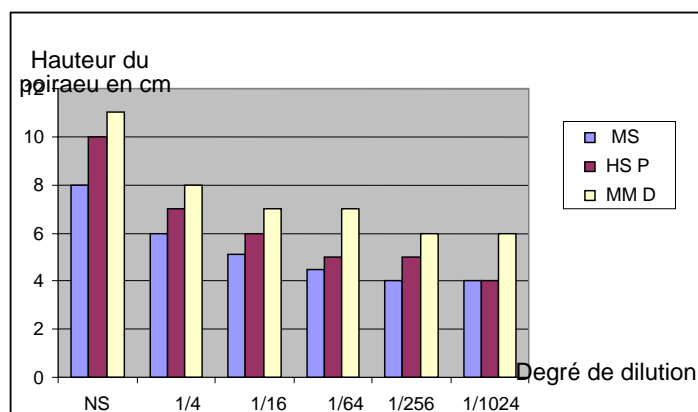
Ces figures 7, 8, 9 et 10 nous montrent que les poireaux sont très développés dans les échantillons du sol ayant reçu du fumier et des engrais minéraux (F<sub>2</sub>). Sur le sol semis direct, planté de haricot ou de maïs en rotation avec le soja (Sd HS ou Sd MS), la hauteur du poireau sur l'échantillon du sol fertilisé par du fumier et des engrais minéraux (F<sub>2</sub>) est presque le double de celle sur l'échantillon du sol ayant reçu du fumier (F<sub>1</sub>) : selon les figures 8 et 9, elle est de 24cm pour F<sub>2</sub> et 10cm pour F<sub>1</sub> dans le sol non dilué semis direct, cultivé avec du haricot en rotation avec le soja (Sd HS) ; elle est de 17cm pour F<sub>2</sub> et 8cm pour F<sub>1</sub> dans le sol non dilué semis direct, cultivé avec du maïs en rotation avec le soja (Sd MS). Cette différence est significative (leurs F calculées qui sont respectivement 205,20 et 191,83 sont supérieures à F lue 3,30 d'après l'analyse de la variance). La différence est aussi significative pour l'échantillon du sol provenant du système labouré, où on a cultivé du maïs en rotation avec soja (Lb MS)) ainsi que pour l'échantillon du sol provenant du système semis direct, en culture continue de maïs (Sd MM).

♣ Comparaison de la hauteur du poireau en fonction des différentes rotations de culture

Trois types de rotations sont considérés:

- la culture de maïs en rotation avec le soja sous les résidus de culture (MS)
- la culture de haricot en rotation avec le soja sous la couverture vive de *Pennisstium clandestinum* et les résidus de culture (HS P)
- la culture continue de maïs sous la couverture vive de *Desmodium uncinatum* et les résidus de culture (MM D)

La figure 11 représente la variation de la hauteur du poireau cultivé sur les échantillons du sol avec fumier (F<sub>1</sub>); tandis que la figure 12 donne la variation de la hauteur du poireau cultivé sur les échantillons du sol avec fumier et des engrais minéraux (F<sub>2</sub>) en fonction des types de rotation.



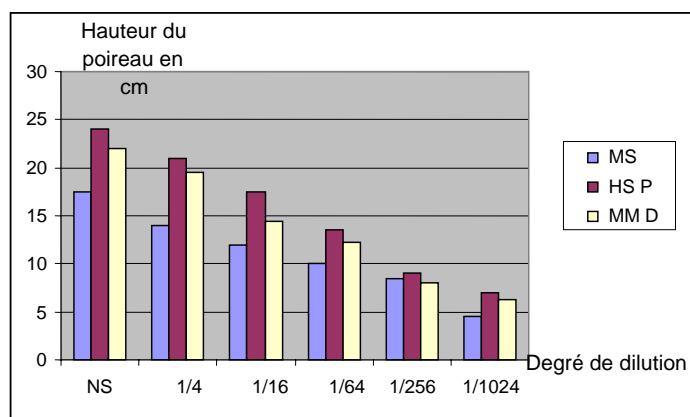
**Figure n°11:** Variation de la hauteur du poireau cultivé sur les échantillons de sol provenant du système fertilisé par du fumier (F<sub>1</sub>)

Avec : - MS: Maïs en rotation avec le soja sous les résidus de culture

- HS P : Haricot en rotation avec le soja sous la couverture vive de *Pennisstium clandestinum* et les résidus de culture

- MM D : Monoculture de maïs sous la couverture vive de *Desmodium uncinatum* et les résidus de culture

- NS : Non dilué



**Figure n°12:** Variation de la hauteur du poireau cultivé sur les échantillons de sol provenant du système fertilisé par du fumier et des engrais minéraux (F<sub>2</sub>)

Avec : - MS: Maïs en rotation avec le soja sous les résidus de culture

- HS P: Haricot en rotation avec le soja sous la couverture vive de *Pennissitum clandestinum* et les résidus de culture

- MM D: Monoculture de maïs sous la couverture vive de *Desmodium uncinatum* et les résidus de culture

- NS : Non dilué

Selon la figure 11, les poireaux se développent mieux sur les échantillons de sol ayant reçu de la fertilisation F<sub>1</sub> issus du système de culture continue de maïs sous la couverture vive de *Desmodium uncinatum* avec résidus de culture (MM D) que sur ceux en système de culture de haricot en rotation avec le soja sous la couverture vive de *Pennissitum clandestinum* avec résidus de culture (HS P). La hauteur du poireau est la plus faible sur l'échantillon du sol provenant de la culture de maïs en rotation avec le soja sous les résidus de culture (MS). Cette différence est significative (F calculée : 98,59 est supérieur F théorique : 3,88).

Avec le niveau de la fertilisation F<sub>2</sub> (figure 12), la hauteur du poireau la plus longue est observée sur les échantillons de sol provenant du système de culture de haricot en rotation avec le soja sous la couverture vive de *Pennissitum clandestinum* avec résidus de culture (HS P) suivi de celle des poireaux provenant du système en culture continue de maïs sous la couverture vive de *Desmodium uncinatum* avec résidus de culture (MM D). Enfin la hauteur la plus courte est observée sur ceux provenant du système de culture de maïs en rotation avec le soja sous les résidus de culture (MS).

Cette différence est significative (F calculée : 683,74 est supérieur à celle lue à la table : 3,88 d'après l'analyse statistique).

### **III. EVALUATION DE L'INFECTION MYCORHIZIENNE**

L'infection mycorhizienne des différents types de sol correspond au Nombre Le Plus Probable ou « The Most Probable Number » (MPN) de propagules dans 100g du sol sec. Ces propagules se présentent sous forme des vésicules ou des mycéliums sur les racines de poireaux âgés de huit semaines, colorés avec le Fuchsine acide et observés sous une loupe binoculaire (x40).

Le tableau n°5 représente le nombre le plus probable de propagules dans 100g du sol sec de chaque type du sol. Ce tableau nous montre que dans tous les échantillons de sol, le Nombre le Plus Probable (MPN) de propagules varie de 56 à 754. Les systèmes de culture appliqués sur ce tanety de dispositif d'Andranomanelatra de l'ONG TAFA favorisent donc le développement de CMA.

**Résultats et Interprétations**

Types de sol Caractères	Lb MS F <sub>1</sub>	Lb MS F <sub>2</sub>	Sd MS F <sub>1</sub>	Sd MS F <sub>2</sub>	Sd HS F <sub>1</sub>	Sd HS F <sub>2</sub>	Sd MM F <sub>1</sub>	MM Sd F <sub>2</sub>
Nombre total de godets	30	30	30	30	30	30	30	30
Total de godets mycorhizés	18	23	23	26	23	26	20	25
Moyenne de godets mycorhizés (X)	3,6	4,6	4,6	5,2	4,6	5,2	4	5
Le nombre de degré de dilution (S)	6	6	6	6	6	6	6	6
Y=X-S	2,4	1,4	1,4	0,8	1,4	0,8	2	1
K	0,543	0,515	0,515	00,464	0,515	0,646	0,537	0,448
Facteur de dilution	4	4	4	4	4	4	4	4
Log MPN= X Log a – K	1,6246	2,2547	2,2547	2,6669	2,2547	2,6669	1,8774	2,5225
MPN du sol dans le godet	42	180	180	464	180	464	74	333
Poids sec à 105°C du sol de godet	77,04	62,23	76,7	71,34	74,69	59,94	83,68	79,33
MPN dans 100g de sol sec	56	273	236	634	241	754	89	420

**Tableau n°5:** Nombre le plus probable de propagules dans 100g du sol sec de chaque échantillon de sol

K : Constante de Fisher et Yates, sa valeur est déterminée à partir de la différence entre X et Y en utilisant la table de Fisher et Yates en 1970

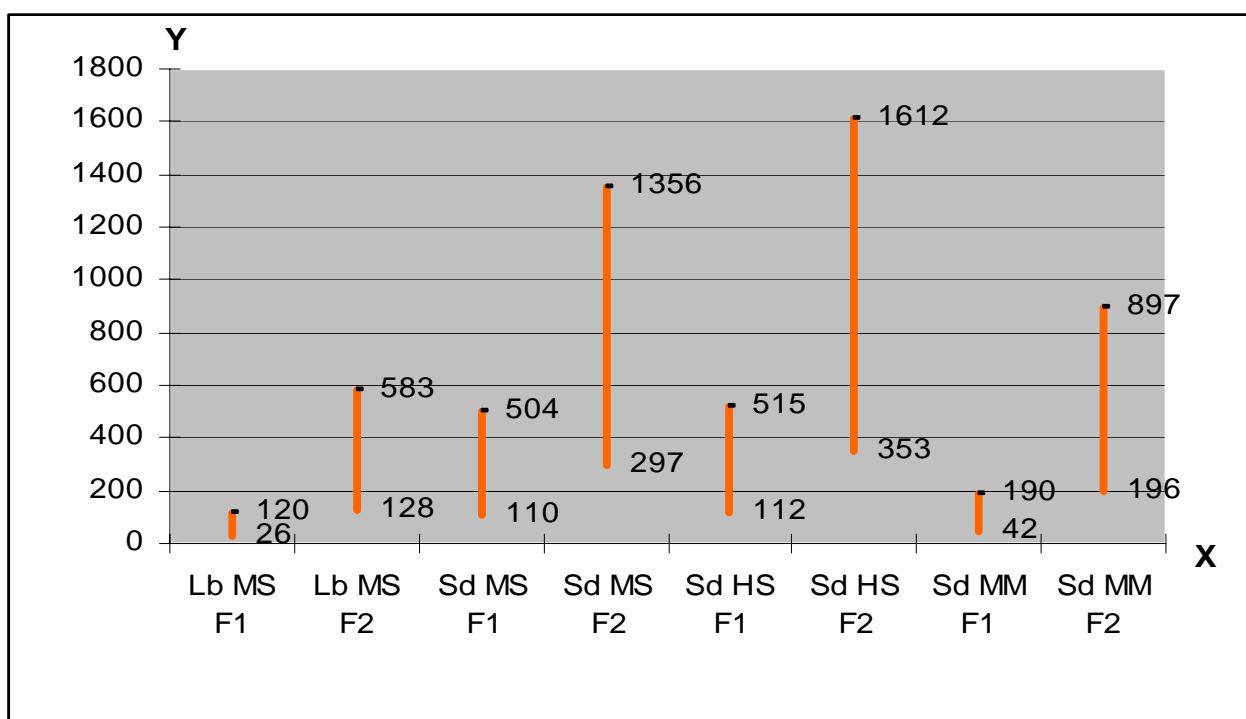
MPN : Most Probable Number ou Nombre le Plus Probable de Propagule



♣ Effet du labour et du semis direct sur le développement de CMA

Rappelons que le système labour a été pratiqué uniquement dans la culture de maïs en rotation avec le soja.

Le nombre de propagules observé dans les échantillons de sol provenant de semis direct est supérieur à ceux du sol labouré. Cependant, la différence n'est pas significative quelque soit le niveau de la fertilisation car leurs droites de l'intervalle de confiance à 95% se recouvre (Figure n°13).



**Figure n°13:** Droite de l'intervalle de confiance

Y est le nombre de propagules pour l'intervalle de confiance à 95%  
X représente les différents échantillons de sol

♣ Effet du niveau de fertilisation et la rotation de culture sur le développement de CMA

Le fumier associé avec des engrais minéraux (F<sub>2</sub>) favorise mieux le développement de CMA que le fumier employé seul quelque soit le système de culture appliqué (sols labouré et semis direct cultivés avec du maïs en rotation avec le soja : Lb MS et Sd MS, sol semis direct cultivé avec du haricot en rotation avec le soja : Sd HS,

sol semis direct avec la monoculture de maïs : Sd MM). Toutefois, les échantillons Lb MS et Sd MM montrent une différence significative (les droites de l'intervalle de confiance à 95% ne se recouvrent pas, figure n° 13).

En ce qui concerne la rotation de culture, le tableau n°5 nous montre que la culture de haricot en rotation avec le soja sous couverture vive de *Pennissetum clandestinum* et résidus de culture favorisent davantage le développement de CMA (HS F<sub>2</sub>:754 de propagules et HS F<sub>1</sub>: 240 de propagules). Elle est suivie de la culture de maïs en rotation avec le soja sous résidus de culture (MS F<sub>2</sub> : 634 de propagules et MS F<sub>1</sub>: 236 de propagules). Le nombre de propagules est le plus faible dans le sol en culture continue de maïs sous couverture vive de *Desmodium uncinatum* et résidus de culture (MM F<sub>2</sub>: 420 de propagules et MM F<sub>1</sub>: 84 de propagules). Mais cette différence n'est pas significative à 95% car leurs droites de confiance se recouvrent pour F<sub>1</sub> et F<sub>2</sub> séparément (figure n°13).

#### IV.TAUX DE COLONISATION MYCORHIZIENNE DES PLANTES UTILISEES COMME COUVERTURE VEGETALE

Le tableau n°6 donne le nombre de mycorhize (M) et le non mycorhize (NM) des racines des plantes de couverture au niveau de l'intersection de la ligne de quadrillage de boîte de Pétri ainsi que leur taux de colonisation.

**Tableau n°6:** Taux de colonisation mycorhizienne des plantes utilisées comme couverture végétale

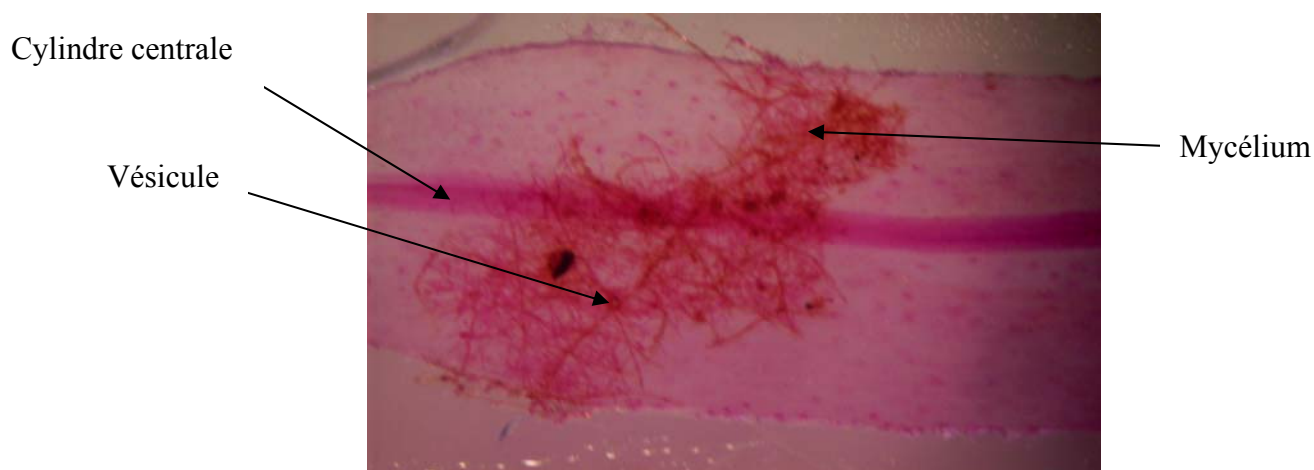
Echantillon	NM	M	Total	M%
<i>Pennissetum clandestinum</i>	72	06	78	7,69
<i>Desmodium uncinatum</i>	46	12	58	20,68

NM: Non mycorhizé

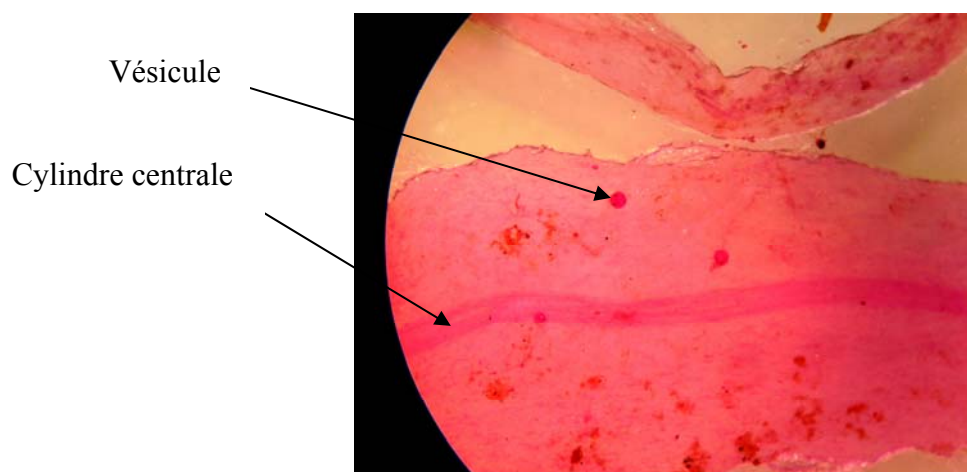
M : Mycorhizé

M% : Mycorhization en pourcent

Les deux types de couvertures vives sont des plantes mycorhiziennes. Cependant le *Desmodium uncinatum* (20,68) a une forte dépendance mycorhizienne par rapport au *Pennissetum clandestinum* (7,69%).



**Photo n°4 :** Vésicule et Mycelium du CMA dans les racines de poireau en coupe longitudinale



**Photo n°5 :** Vésicules du CMA dans les racines de poireau en coupe longitudinale

**PARTIE IV :**  
**DISCUSSIONS**

---

Les discussions des résultats portent sur quatre points :

- L'effet du travail du sol sur le développement de CMA
- L'effet de type de fumure sur le développement de CMA
- L'effet de la rotation de culture sur le nombre de CMA
- La relation entre sol, CMA et croissance du poireau

## **I. EFFETS DU TRAVAIL DU SOL SUR LE DEVELOPPEMENT DE CMA**

Les paysans pensent que le labour du sol permet d'avoir non seulement un bon rendement en quantité et en qualité de production agricole mais aussi qu'il permet la gestion du sol. Les systèmes de cultures influent la disponibilité des éléments minéraux et des micro-organismes présents du sol.

Nos résultats ont montré que le nombre de mycorhizes dans le sol labouré est inférieur à celui du semis direct. Cette faible quantité de mycorhize est une des causes de la mauvaise production car la hauteur de la plante sur le sol labouré est la plus courte (5,7 cm pour Lb MS F<sub>1</sub> et 8 cm pour MS Sd F<sub>1</sub>; 7,8cm pour Lb MS F<sub>2</sub> et 17,5 cm pour Sd MS F<sub>2</sub>).

En effet selon les résultats obtenus par RASOAMAMPIONONA et al (2005) sur l'effet du labour du sol ainsi que sur la production agricole et la population de CMA à Andranomanelatra, une chute considérable de rendement du riz et du maïs est observée suite à la surexploitation des ressources naturelles (terre arable). La diversité et l'abondance de certains microorganismes telluriques utiles sont aussi fortement réduites avec en particulier une altération significative des communautés de champignons mycorhiziennes dans la zone dégradée. D'autre part, Mc Gonigle et Miller en 1993 a trouvé que le labour réduit le potentiel infectieux de CMA, il perturbe le mycélium extraracinaire. Cette pratique culturale réduit l'absorption des éléments nutritionnels, la croissance et enfin le rendement (Mozafar et al, 2000).

Jordan et al en 2000 ont constaté aussi que le labour peut altérer le peuplement des champignons, réduisant encore plus les bénéfices des associations mycorhiziennes pour les plantes en cause.

## **II. EFFETS DES TYPES DE FUMURE SUR LES CMA**

Le test de l'évaluation du potentiel mycorrhizogène du sol par la culture du poireau montre que le fumier additionné d'engrais minéraux favorise davantage le développement de la mycorhize que le fumier seul. La dose de la quantité d'engrais phosphaté (150 kg/ha de Phosphate d' Ammoniaque avec 22%N et 45%P, 300kg/ha de NPK 11-22-16) utilisée n'arrive pas à ralentir la formation de la mycorhize. Les CMA profitent de la présence des minéraux pour se développer. Selon Andrianjaka et Fardeau (1986) seulement 11% des engrais minéraux sont absorbés par les plantes. Le reste du phosphore est donc associé avec les complexes absorbant comme l'aluminium ( $Al^{2+}$ ) et le fer ( $Fe^{3+}$ ).

A partir de cette dose de P apportée, la quantité de phosphore soluble n'est pas suffisante, ainsi les plantes utilisent les hyphes mycéliens en plus des poils absorbants pour augmenter la nutrition minérale. Par ailleurs, Rabeharisoa (2004) a montré que la teneur en phosphore soluble du sol d'Andranomanelatra est très faible (0,016 ppm). Les mycorhizes sont particulièrement efficaces pour la nutrition phosphatée de la plante dont la teneur en phosphore biodisponible est très faible (Plenchette et Fardeau, 1988).

D'autre part, ce résultat n'est pas conforme à celui de Plenchette et Morel (1996) sur l'apport de phosphore à doses croissantes sur le potentiel mycorrhizogène du sol (luvisol limoneux) dans la rotation des cultures Soja/Blé. Ils ont découvert que l'apport de phosphore de 30mg/kg de sol a provoqué une infection mycorhizienne de 100% dans les racines de Soja. Ce taux d'infection a diminué à partir d'une quantité de 110mg de P/kg et atteint 55% pour un apport de 310mg de P/kg.

## **III. EFFET DE LA ROTATION DES CULTURES SUR LE NOMBRE DE CMA**

L'influence de la culture est prédominante pour le développement du champignon puisqu'elle favorise ou non la formation et le développement de la symbiose. Dans cette étude, la monoculture de maïs (MM) a provoqué l'affaiblissement de CMA par rapport à la culture de céréale (maïs) en rotation avec légumineuse (soja)

ainsi que la culture en rotation entre légumineuses (la culture de haricot en rotation avec le soja). Ce dernier type de système de culture a donné un potentiel mycorhizogène du sol très élevé.

Ces résultats ont confirmés ceux de Dalpe et Monreal (2003). Ils ont trouvé aussi que l'association mycorhizienne est favorisée particulièrement par la culture des légumineuses. Les céréales sont aussi généralement mycotrophes, mais les niveaux d'association dépendent des variétés. Les plantes non mycotrophes peuvent réduire fortement les populations des mycorhizes (Dalpe et Monreal 2003).

#### **IV. RELATION ENTRE SOL, CMA ET CROISSANCE DU POIREAU**

La fertilité du sol, le CMA et la croissance du poireau sont interdépendants.

Le système de culture Sous Couvert Végétal (vif ou mort) améliore les propriétés physico chimiques et biologiques des sols. Ce système augmente la quantité de la matière organique du sol grâce à la plante de couverture. Il favorise le développement de micro-organismes décomposeurs. La multiplication de la biomasse microbienne est responsable de la minéralisation des éléments disponibles pour les plantes; c'est pourquoi les champignons mycorhiziens dans le sol recouvert de plantes de couverture sont plus nombreux que dans le sol labouré. Ces champignons mycorhiziens par leurs hyphes mycéliens améliorent la nutrition minérale dont le phosphore (Smith et Read, 1997). Dans les sols compacts les hyphes extraracinaires de CMA ont un diamètre de 2 à 5 fois plus petits que celui de la racine et peuvent coloniser un volume de sol non exploré par les racines. Ainsi les poireaux bien nourris se développent bien

Le système avec labour dégrade la fertilité et appauvrit la population de microorganismes de sols. Ce système appauvrit la matière organique du sol par ce que les résidus de culture ont été exportés lors de la récolte. Cette situation affaiblit la teneur en CMA. Or le poireau est une plante à forte dépendance mycorhizienne, d'où le ralentissement de sa croissance.

Le pH moins acide (pH entre 5 et 7) constitue un milieu favorable pour le développement de CMA. Mais, à un pH très acide (pH inférieur à 5) l'aluminium

échangeable devient toxique et inhibe l'activité de micro flore de sols. Ho et Hora en 1971 n'ont pu faire germer de spore des champignons à Hawaï à pH 4,8. La décomposition de la matière organique s'arrête lorsque la teneur en aluminium est élevée dans beaucoup de sols tropicaux de pH inférieur à 5 (Ségalèn, 1976)

Les CMA interviennent sur l'assimilation des éléments nutritifs par les plantes. Le phosphore présent dans les engrais minéraux et dans le fumier du sol non stérile deviennent solubles et disponibles pour les poireaux grâce à l'activité des CMA existant dans le sol. Ensuite, ils favorisent aussi le développement de la plante. En effet les poireaux dans le sol en rotation haricot soja sont les plus développés à cause de CMA plus nombreux. La stérilisation du sol à 121°C ralentit leur vie. La diminution progressive de la hauteur du poireau résulterait de l'appauvrissement de CMA dans le sol dû à l'augmentation progressive du degré de la dilution. A un certain niveau de degré de dilution, le CMA dans le sol est nul.



**CONCLUSIONS GENERALES  
ET PERSPECTIVES**

---

Les CMA font partie des microorganismes rhizosphériques bénéfiques pour les plantes en améliorant la nutrition hydrique et minérale (phosphore, zinc, cuivre), ainsi que la qualité des sols pour une agriculture durable. Les systèmes de culture influencent la quantité de CMA. Ce travail a permis de connaître le potentiel mycorrhizogène du sol de Tanety provenant de différents systèmes de culture de dispositif d'Andranomanelatra de l'ONG Tafa à Antsirabe. L'itinéraire technique qui favorise la restauration et la conservation de CMA est connu. L'observation d'infection mycorrhizienne racinaire du poireau a permis de calculer le nombre le plus probable de propagules contenues dans 100g de sol sec. L'effet des systèmes de culture sur la stimulation de la croissance est estimé par la mesure de la hauteur de la partie aérienne du poireau.

En considérant le travail du sol, la comparaison se fait dans le sol cultivé avec du maïs en rotation avec le soja. Les résultats montrent que le semis direct (Sd) permet d'assurer le développement de CMA par rapport au système labour (Lb) quelque soit le niveau de la fertilisation utilisée. De plus, la croissance du poireau est plus rapide sur le sol où le système semis direct (Sd) a été pratiqué que sur celui provenant du système labouré.

Pour les niveaux de fertilisation, le fumier associé à des engrais minéraux (F<sub>2</sub>) favorise davantage le développement de CMA ainsi que la croissance et le développement du poireau que le fumier utilisé seul (F<sub>1</sub>). Dans les échantillons de sol : labouré, et culture de maïs en rotation avec le soja (Lb MS), la monoculture de maïs sous couverture vive de *Desmodium uncinatum* et résidus de culture (Sd MM), cette différence entre le niveau F<sub>2</sub> et niveau F<sub>1</sub> est significative.

En ce qui concerne la rotation des cultures, la culture du haricot en rotation avec le soja sous le *Pennissetum clandestinum* et les résidus de culture (Sd HS) a permis un plus fort développement de CMA dans le sol, suivi de la culture de maïs en rotation avec le soja sous les résidus de culture (Sd MS). La monoculture de maïs sous le *Desmodium uncinatum* et les résidus de culture (Sd MM) n'a pas favorisé le développement de CMA : le nombre de CMA est le plus faible. Mais selon la droite de confiance, les différences ne sont pas significatives entre les différents échantillons si on considère les diverses rotations.

De plus, les résultats montrent aussi que la culture du haricot en rotation avec le soja sous la couverture vive de *Pennissetum clandestinum* et des résidus de culture

avec du fumier et des engrais minéraux (Sd HS F<sub>2</sub>) est le système le plus favorable à la formation de CMA et à la stimulation de la croissance du poireau. Selon la propriété physico-chimique du sol, ce système augmente le pH du sol et abaisse le taux d'aluminium échangeable qui est toxique pour les plantes. Elle mérite d'être vulgarisée auprès des utilisateurs.

Le système rotation Maïs/Soja labouré avec exportation des résidus et introduction de fumier seul (Lb MS F<sub>1</sub>) réduit le nombre de CMA dans le sol et ralentit la croissance du poireau. Ce système est la pratique agricole réalisée par les paysans de la région. Donc il n'est pas surprenant que le rendement agricole soit très faible. Cette pratique culturale devrait être abandonnée.

La propriété physico-chimique du sol intervient aussi à la condition qu'il y ait formation de CMA. Ils sont très nombreux dans le sol acide où le taux de phosphore total est très élevé. Les sols riches en matières organiques sont aussi riches en CMA (Sd HS F<sub>2</sub>: MO= 7,68 et le nombre de propagules=754, Lb MS F<sub>1</sub>: MO= 5,3 et le nombre de propagules= 56)

En perspective, pour résoudre la dégradation de l'écosystème et de ses services (la désertification, la pollution, les changements climatiques...) dont l'accentuation actuelle est due aux activités anthropiques comme la pratique de l'agriculture intensive, la culture sur abattis – brûlis, le surpâturage. Il est alors recommandé aux paysans et aux opérateurs économiques de pratiquer la technique de culture Sous Couverture Végétale avec la rotation des cultures en introduisant des légumineuses, et avec le minimum de travail du sol et d'utilisation d'intrants.

Il est nécessaire aussi de réhabiliter les sols dégradés par la culture des légumineuses ou par l'application de jachère améliorée de légumineuses à croissance rapide (*Crotalaria sp*, *Desmodium sp...*). Ce type de plante est capable de fixer biologiquement l'azote atmosphérique par les nodosités et le phosphore non disponible par la symbiose mycorhizienne.

Nous envisageons aussi une multiplication à grande échelle des souches fongiques en vue de la commercialisation afin de remplacer la roche phosphatée naturelle qui pourrait s'épuiser plus tard (dans 50ans).

Ces produits de recherche devraient être aussi transmis aux utilisateurs (les paysans, les opérateurs...).

**REFERENCES**  
**BIBLIOGRAPHIQUES**

---

- ABUZINADH, R.A, READ, D.J. 1989. The role of proteins in the nitrogen nutrition of ectomycorrhizal plants. The utilization of peptides by birch (*Betula pendula*) infected with different mycorrhizal fungi, *New phytol.* 112(4): 55-60.
- ALEXANDER. 1982. Most Probable number method for microbial population. In: Black C A (ed) Method of soil analysis . American society of Agronomy, Madson, Wis, USA.
- ALLEN, M. F. 1982. Influence of vesicular arbuscular mycorrhizae on water movement through *Bouteloua gracilis* (H.B.K.) Lag ex Steud . *New phytologist*, 91 (2) 191-196, [En, 25 ref] Dep of Pl Path, Nebraska Univ.,Lincoln, NE 68583, USA.
- ALLOSP, N., STOCK, W.D.1993. Mycorrhizae and seedling growth of slow growing sclerophylls from nutrient poor environment..OEcologica. In *Acta*. Vol 14.n°5. p : 577-585.
- ANDRIANJAKA, A., FARDEAU, J. C. 1986. Efficacité des phosphorites des îles Barren dans des sols de rizières malgaches utilisation du  $^{32}\text{PO}_4^{3-}$ , phosphore assimilable et pouvoir fixateur du sol.
- AZCON, R., OCAMPO, J.A.1981. Factors affecting the vesicular arbuscular infection and mycorrhizal dependency of thirteen wheat cultuvars 87:677-685.
- BERNARD, N., 1909. Evolution dans la symbiose. *Ann. Sci. Nat. bot* 9: 1-9
- BETHELENFALVAY, G. J. 1992. Mycorrhizae and crop production. In Bethelenfalvay G. J. and Linderman R.G. (Eds). *Mycorrhizae in sustainable agriculture*. p: 1-27. ASA Special publication 54. Madison Wisconsin.
- BOWEN, G.D., BEVEGE, D.I, MOSSE, B. 2005. Phosphate physiology of vesicular arbuscular mycorrhizae. In: SANDERS F.E., TINKER P.B. *Endomycorrhiza*. London: Academic Press. 1975: 241-260.
- BOWEN, G.D., SKINNER, M.F., BEVEGE, D.I. 1974. Zinc uptake by mycorrhizal and uninfected roots of *Pinus radiata* and *Araucaria cunninghamii*. *Soil Boil & Biochem* 6: 141-144.
- CHOU, L.G., SCHMITHENNER, A.F. 1973. Affect of *Rhizobium japonicum* and *Endogone mossae* on soybean root rot caused by *Phytium ultimum* and *Phytophthora*

*megasperma* var. *sajae* on soybeans, Congr., Pl., Path., Univer., Minnesota, Minneapolis. 0662.

- CHOU, L.G., SCHMITHENNER, A.F. 1974. Affect of *Rhizobium japonicum* and *Endogone mossae* on soybean root rot caused by *Phytium ultimum* and *Phytophthora megasperma*. *Plant Dis Rep*; 58(3):221 -225.

- CLARK, R.B., ZETO, S.K. 2000. Mineral acquisition by arbuscular mycorrhizal plants. *J Plant Nitr*; 23: 867-902.

- DALPE, Y., MONREAL, M. 2003. Arbuscular mycorrhiza inoculum to support sustainable cropping systems. *Crop management* 10: 1094 – 1104.

- DATE, R.A., GRUDON, N.J., RAYMENT, G.E., PROBERT, M.E. 1995. Plant-soil interaction at low pH: principal and management. *Developments in plant and soil sciences*. Dordrecht, The Netherlands. Kluwer Academic Publishers. 64: 822.

- DOMMERGUE, Y., DUHOUX, E., DIEM, N.G. 1999. Les arbres fixateurs d'azote : caractéristiques et rôles dans l'aménagement des écosystèmes méditerranéens et tropicaux. Paris : Editions espaces, 489p.

- DOMMERGUE, Y., MANGENOT, F. 1970. *Ecologie microbienne du sol*. Paris: Masson, 796p.

- DUBACK, T.H. A., VISSER, P., ERNEST, W.H.O, SCHAT, H. 1986. Vesicular arbuscular mycorrhizae decrease zinc toxicity to grasses growing in zinc polluted soil. *Soil Boil Biochem*; 18: 331-333.

- DUPONNOIS, R., PLENCHETTE, C.A. 2003. Mycorrhiza Helper Bacterium (MHB) enhances ectomycorrhizal and endomycorrhizal symbioses of Australian Acacia species. *Mycorrhiza*. 13: 85-91

- DURRIEU, G. 1993. *Ecologie des champignons*. Paris: Masson. 197p

- FAO. 1998. *World Reference Basis for soil resources*. Rome, Italy, FAO, ISRIC, ISSS

- FISHER, R. A., YATES, F. 1970. *Statistical Tables for Biological and Medical Reserch.. 6<sup>th</sup> edition*. Hafner Publ. Comp. Davier

- GEDERMANN, J.W.1975. Vesicular arbuscular mycorrhizae. *In the development and fonction of roots*. Edit by J.C. Torrey et T.D.Calckson.Academie Press,New York, p.575-579.
- GEDERMANN, J.W.1968. Vesicular arbuscular mycorrhizae and plant growth. *Ann. Rev. Phytophatol.* 6: 397 - 418.
- GIANINAZZI, PEARSON, V., GIANINAZZI, S. 1978. Enzymatic studies on the metabolism of VAM.II. Soluble alkaline phosphate specific to mycorrhizal infection in onion root. 12 (2): 45-53.
- GIANINAZZI, S., GIANINAZZI, PEARSON, V., DE. XHEIMER, J. 1979. Enzymatic studies on the metabolism of VAM.III. Ultrastructure localisation of acid and alkin phosphate in onion root infected with glomus mossae (Nicol & Gerd). *New phytol.* 82: 127-132.
- GIOVANNETTI, M., MOSSE, B. 1989. An evaluation of technique for measuring vesicular arbuscular mycorrhizal infection in roots. *New Phytologist.* 84: 489-500 p (En, 37 ref.) Rottmamsted Expa. Sta. Harpender.Herts AL5 2JK, UK.
- HO, WH., HORA, FH. 1971. Identification of an Al ion as a soil fungitoxin.
- JORDAN, N. R., ZHANG, J., HUERD, S. 2000. Arbuscular Mycorrhizal Fungi Pontential rules in weed management. *Weed Science* 40: 397-410.
- KNIGHT J. D., SHRITLIFFE S. 2003. Etude effectué sur des fermes biologiques de la Saskatchewan : 1<sup>re</sup> partie : Farm Survey and Establishement of On Farm Research Infrastructure. Rapport depose auprès du fond d' innovation en Agroalimentaire, Agriculture, Alimentation et Ravitalisation rurale. Saskatchewan, Mars 2003.
- KORMANIK, P.P., BRYAN, W.C., SCAUEIZ, R.C. 1980. Procedures and equipment of staining large numbers of plant root samples of endomycorrhizal essay. *Canadian Journal of microbiology.* 26 (4). 536- 538 [ En 6 ref ].
- KORMANIK, P., MCGRAW, A.C. 1982. Quantification of vesicular arbuscular mycorrhizae in plant roots. In Schenk N.C. (Ed). *Methods and principal of mycorrhizal research.* American Phytopatology Society. St Paul Minn USA. P: 37-45

- MC, GONIGLE, T.P., MILLER, M. H. 1993. Responses of mycorrhizae and shoot phosphorus of maize to the frequency and timing of soil disturbance. *Mycorrhizae* 4: 63- 68
- MOREL, R. 1996. Les sols cultivés. 2 éd. Paris: Tech Doc. 386p.
- MORTON, J.B., BENNY, G.L. 1990. Revised classification of arbuscular mycorrhiza fungi (Zygomycetes) a new order glomale, two news suborders, glomineae and gigasporineae and two news families acaulopsoraceae and gigasporaceae, with an emendation of glomaceae. *Mycotaxon*. 37: 471-491.
- MOSSE, B., HAYMAN, D. S. 1971. Plant growth responses to vesicular arbuscular mycorrhizae I. Growth of Endogone inoculated plants in phosphate deficient soils. *New Phytol.* 70: 19-27.
- MOSSE, B., HAYMAN, D. S. 1971. Plant growth responses to vesicular arbuscular mycorrhizae II. Growth of Edogone inoculated plants in phosphate deficient soils. *New Phytol.* 70: 29-34.
- MOSSE, B. Specificity of Endogene , Effect of Endogene mycorrhiza on plant growth, Rhomtammed Exp. Report (Part 1) 1970:88-90.
- MOSSE, B. 1997. Growth and chemical composition of mycorrhizal and non-mycorrhizal apples. *Nature*.179- 922.
- MOZAFAR, A., ANKEN, T., RUH, R., FROSSARD, E. 2000. Tillage intensity, mycorrhizal and no mycorrhizal fungi, and nutrient concentrations in maize, wheat and canha. *Agronomy Journal*. 92 : 1117 - 1124.
- PLENCHETTE, C., FARDEAU, J. C. 1988. Effet de pouvoir fixateur du sol sur le prélèvement de phosphore du sol par les racines et les mycorrhizes. C.R. Acad. Sci. Paris Série III. 201- 206.
- PLENCHETTE, C. 1991. Utilisation des mycorrhizes en agriculture et en horticulture. In : STRULLU, D.G., PERRIN, C., PLENCHETTE, C. GARBAYE, J. *Les mycorrhizes des arbres et des plantes cultivés*. Paris: Tech et Doc, Lavoisier. p:131.
- PLENCHETTE, C., DECLERK, S., DIOP, T., STRULLU, D.G. 1996. Infectivity of monoaxenic subatares of the AM fungi *Glomus versiforme* associated with Ri-TDNA transformed root. *App Microb Biotech* p: 46: 545-548.



- PLENCHETTE, C., DUPONNOIS, R. 2005. Growth response of the saltbush *Atriplex nummularia* L. to inoculation with the arbuscular mycorrhiza fungus *glomus intraradices*. *Journ Arid Envir* 61: 78-159.
- PLENCHETTE, C., MOREL, C. 1996. External phosphorus requirement of mycorrhizal and non- mycorrhizal barley and soybean plants. *Boils Fertil Soils* 21: 303-308.
- RABEHARISOA, L. 2004. Gestion de la fertilité et de la fertilisation phosphatée de sols ferrallitiques des Hautes Terres de Madagascar. Thèse de Doctorat d'Etat es Sciences Naturelles, Département de Biologie et Ecologie Végétales, Faculté des Sciences, Université d'Antananarivo. 213p.
- RASOMAMPIONONA, B., PLENCHETTE, C., RABEHARISOA, L. 2005. Gestion des champignons à arbuscules dans les systèmes de culture malgaches. Communication orale, Forum de la recherche Toamasina
- ROSS, J.P. 1972. Enfluence of endogene mycorrhizae on *phytophthora* root rot of soybean. *Phytopathology* 62: 896-897.
- SCHUBERT, A., MARZACHI, C., MAZZITELLI, M., CRAVERO, M., C. BONFANTE, F. P. 1987. Development of total and viable extraradical mycelium in the vesicular arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus clarum*. Nicol. et Schenck. *New Phytologist* 107 : 183-190
- SEGALEN, P. 1973. L'aluminium dans les sols. Int. Doc. Tech. ORSTOM, Paris, n°22, 281p
- SIEVERDING, E. 1991. Vesicular Arbuscular Mycorrhizae management intropical agroecosystems. Deutsche Gesellschaft für Technischo Znsammenarbeit (GTZ) Gmb H., Technical cooperation. Federal Republic of Germany. 371p.
- SMITH, F. A., SMITH, E. S. 996. Mutualism and parasitism diversity infunction and structure in the arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Advances in Botanical Research*. p: 1-43
- SMITH, S. E., READ, D. J. 1997. Mycorrhizal symbiosis. 2<sup>nd</sup> ed.San Diégo London Academic Press. 605p

- STRULLU, D.G. 1991. Mycorhize et développement des plantes. *In*: STRULLU, D.G. *les mycorhizes des arbres et des plantes cultivées*. Paris : Tech et Doc, Lavoisier : 51-83.
- TINKER, P.B. JONES, M. D., DURAL, D. M. 1992. A functional comparaison of ecto and endomycorrhizas. *In* Read D. J., Lewis and Alexander I. J. (Eds). *Mycorryzae in ecosystem*. p: 303-310. Wallingford. CAB International.
- TRAQUAIR, J. les champignons et les mycorhizes, 14 juillet 2003, [traquairj@agr.gc.ca], [[http : // res2.agr.ca/london/faq/mycor\\_fhtm](http://res2.agr.ca/london/faq/mycor_fhtm)] [18 juillet 2005].
- WRIGHT, S. F., A. UPADHYAYA. 1998. A survey of soils for aggregate stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant and soil* 198: 97 – 107.
- ZEBROWSKI, C. RATSIMBAZAFY, C. 1979. Carte pédologique de Madagascar au 1/100 000 Feuille Antsirabe. Paris. Office de la Recherche Scientifique et Technique Outre – Mer.

# **ANNEXES**

---

**Annexe I : La masse en gramme des échantillons de sol mis dans chaque Godet et leur humidité (en %)**

Echantillon	Poids du sol humide dans le Godet (en gramme)	Humidité (%)	Poids de sol sec dans le Godets
Lb MS F <sub>1</sub>	90	16,82	77,04
Lb MS F <sub>2</sub>	80	17,70	62,23
Sd MS F <sub>1</sub>	100	23,76	76,7
Sd MS F <sub>2</sub>	90	18,66	71,34
Sd HS F <sub>1</sub>	100	25,41	74,69
Sd HS F <sub>2</sub>	80	23,06	56,94
Sd MM F <sub>1</sub>	100	16,32	83,68
Sd MM F <sub>2</sub>	100	20,67	79,33

**Annexe II : Table de FISHER et YATES**

X	Valeur de K	Y	Valeur de K
0,4	0,707	3,5	0,55
0,6	0,618	3	0,548
0,8	0,577	2,5	0,545
1	0,559	2,6	0,537
1,5	0,555	1,5	0,488
2	0,553	0,8	0,464
2,5	0,552	0,6	0,531
		0,4	0,375

Si X supérieur à 2,5 et Y supérieur à 3.5, la valeur de K est 0.552 pour le facteur de dilution 4 et le degré de dilution supérieur ou égal à 6.

### Annexe III: Calcul du nombre le plus probable de propagules des différents échantillons de sol

1) Le nombre le plus probable de propagules de Lb MS F<sub>2</sub> dans 80g du sol

Tableau I: La présence et l'absence du mycorhize dans chaque dilution pour Lb MS F<sub>2</sub>

Dil.	Rep.					Nombre de godets mycorhizés
	I	II	III	IV	V	
M/S	+	+	+	+	+	5
1/4	-	+	+	+	+	4
1/16	+	+	+	+	+	5
1/64	-	-	+	+	+	3
1/256	-	+	+	+	-	3
1/1026	+	-	+	+	-	3
Total						23

D'après ce tableau :

- le total de godet mycorhizé est 23
- la moyenne du godet mycorhizé est 4,6
- $y=1,4$ , d'où  $K=0,515$

Le nombre de propagules est  $\text{Log MPN} = 4,6 \log 4 - 0,515$

$\text{Log MPN} = 2,2547$

$\text{MPN} = 179,75$  (80g du sol renferme 179,75 de propagules)

2) Le nombre le plus probable de propagules de Lb MS F<sub>1</sub> dans 80g du solTableau II : La présence et l'absence du mycorhize dans chaque dilution pour Lb MS F<sub>1</sub>

Dil. \ Rep.	Rep.					Nombre de godets mycorhizés
	I	II	III	IV	V	
M/S	+	+	+	+	+	5
1/4	+	+	+	+	+	5
1/16	-	+	+	+	+	4
1/64	-	+	-	+	-	2
1/256	-	-	-	-	-	0
1/1026	+	+	-	-	-	2
Total						18

D'après ce tableau :

- le total de godet mycorhizé est 18
- la moyenne du godet mycorhizé est 3,6
- $y=2,4$ , d'où  $K=0,543$

Le nombre de propagules est  $\text{Log MPN} = 3,6 \log 4 - 0,515$

$\text{Log MPN} = 1,6246$

$\text{MPN} = 41,13$  (90g du sol renferme 41,13 de propagules)

3) Le nombre le plus probable de propagules de Sd MS F<sub>1</sub> dans 100g du solTableau III: La présence et l'absence du mycorhize dans chaque dilution pour Sd MS F<sub>1</sub>

Dil. \ Rep.	Rep.					Nombre de godets mycorhizés
	I	II	III	IV	V	
M/S	+	+	+	+	+	5
¼	+	+	+	+	+	5
1/16	+	+	+	+	+	5
1/64	-	+	+	+	+	4
1/256	+	+	-	+	-	3
1/1026	+	-	-	-	-	1
Total						23

D'après ce tableau :

- le total de godets mycorhizés est 23

- la moyenne de godets mycorhizés  $\bar{x}$  est 4,6

$y=1,4$

$x$  est supérieur à 2,5 mais  $y$  est inférieur à 3,5 pour  $y = 1,4$   $K=0,515$

le nombre le plus probable de propagules est  $\text{Log MPN} = 4,6 \log 4 - 0,515$

$\log \text{MPN} = 2,2547$

$\text{MPN} = 179,75$  (100g du sol contient 179,75 de propagules)

4) Le nombre le plus probable de propagules de Sd MS F<sub>2</sub> dans 100g du sol

Tableau IV : La présence et l'absence du mycorhize dans chaque dilution pour Sd MS F<sub>2</sub>

Dil.	Rep.					Nombre de godets mycorhizés
	I	II	III	IV	V	
M/S	+	+	+	+	+	5
1/4	+	+	+	+	+	5
1/16	+	+	+	+	+	5
1/64	+	+	+	+	+	5
1/256	-	-	+	+	-	2
1/1026	+	+	+	+	+	4
						Total 26

D'après ce tableau :

Le nombre total de godets mycorhizés est 26

la moyenne du godets mycorhizés est 5,2

$y=0,8$  d'où  $K=0,464$

le nombre le plus probable de propagules est  $\text{Log MPN} = 5,2 \log 4 - 0,464$

$\text{Log MPN} = 2,6669$

$\text{MPN} = 464,41$  (100g du sol contient 464,1 de propagules)

5) Le nombre du plus probable de propagules And HS Sd F<sub>1</sub> dans 100 g du solTableau V : La présence et l'absence du mycorhize dans chaque dilution pour Sd HS F<sub>1</sub>

Dil. \ Rep.	Rep.					Nombre de godets mycorhizés
	I	II	III	IV	V	
M/S	+	+	+	+	+	5
¼	-	+	+	+	+	4
1/16	+	+	+	+	+	5
1/64	-	-	+	+	+	3
1/256	-	+	+	+	-	3
1/1026	+	-	+	+	-	3
Total						23

D'après ce tableau :

Le nombre total de godets mycorhizés est 23

La moyenne des godets mycorhizés est 4,6

$y=1,4$  d'où  $K=0,515$

Le nombre de propagules est  $\text{Log MPN} = 4,6 \text{Log } 4 - 0,515$

$\text{Log MPN} = 2,7996 - 0,515$

$\text{Log MPN} = 2,2547$

$\text{MPN} = 179,75$  (100g du sol contient 179,75 de propagules)

6) Le nombre le plus probable de propagules de Sd HS F<sub>2</sub> dans 80 g du solTableau VI : La présence et l'absence du mycorhize dans chaque dilution pour Sd HS F<sub>2</sub>

Dil. \ Rep.	Rep.					Nombre de godets mycorhizés
	I	II	III	IV	V	
M/S	+	+	+	+	+	5
1/4	+	+	+	+	+	5
1/16	+	+	+	+	+	5
1/64	+	+	+	+	+	5
1/256	+	+	+	+	-	4
1/1026	+	-	+	-	-	2
Total						26



D'après ce tableau :

Le nombre total de godets mycorhizés est 26

la moyenne des godets mycorhizés est 5,2

$y=0,8$  d'où  $K= 0,464$

le nombre le plus probable de propagules est  $\text{Log MPN} = 5,2 \text{ Log } 4 - 0,464$

$\text{Log MPN} = 2,6669$

$\text{MPN} = 464,43$  (80g du sol renferme 464,43 de propagules)

7) Le nombre le plus probable de propagules de Sd MM F<sub>1</sub> dans 100 g du sol

Tableau VII : La présence et l'absence du mycorhize dans chaque dilution pour Sd MM F<sub>1</sub>

<b>Dil</b> \ <b>Rép</b>	<b>I</b>	<b>II</b>	<b>III</b>	<b>IV</b>	<b>V</b>	<b>Nombre de godets mycorhizés</b>
N/S	+	+	+	+	+	5
¼	+	+	+	+	+	5
1/16	+	+	+	-	+	4
1/64	+	+	+	-	-	3
1/256	+	-	-	+	-	2
1/1026	-	+	-	-	-	1
Total						20

D'après ce tableau :

Le nombre total de godets mycorhizés est 20

la moyenne des godets mycorhizés est 4

$y=2$  d'où  $K= 0,537$

le nombre de propagules du CMA est  $\text{Log MPN} = 4 \text{ log } 4 - 0,537$

$\text{Log MPN} = 1,8714$

$\text{MPN} = 74,37$  (100g du sol renferme 74,37 de propagules)

8) Le nombre le plus probable de propagules de Sd MM F<sub>2</sub> dans 100 g du sol

Tableau VIII : La présence et l'absence du mycorhize dans chaque dilution pour Sd MM F<sub>2</sub>

Dil	Rep					Nombre du godet Mycorhizé
	I	II	III	IV	V	
NS	+	+	+	+	+	5
¼	+	+	+	+	+	5
1/16	+	+	+	+	+	5
1/64	+	+	+	+	+	5
1/256	+	+	+	-	+	4
1/1024	-	+	-	-	-	1
						Total 25

D'après ce tableau

Le total du godet mycorhizés est 25

La moyenne du godet mycorhizes est 5

$y = 1$  d'où  $K = 0,448$

le nombre le plus probable de propagules est  $\text{Log MPN} = 5 \text{ Log } 4 - 0,448$

$\text{Log MPN} = 2,5225$

$\text{MPN} = 333,04$  (100g du sol renferme 333,04 de propagules)

#### **Annexe IV: Le nombre de propagules supérieur et inférieur à 95% des différents échantillons de sol**

Echantillons	Log MPN	MPN	Log MPN <sub>s</sub>	MPN <sub>s</sub>	Log MPN <sub>i</sub>	MPN <sub>i</sub>
Lb MS F <sub>1</sub>	1,7504	56,28	2,00802	120,27	1,4206	26,34
Lb MS F <sub>2</sub>	2,4362	273,01	2,7660	583,45	2,1064	127,76
Sd MS F <sub>1</sub>	2,3725	235	2,7030	503,85	2,0427	110,33
Sd MS F <sub>2</sub>	2,8023	634,35	2,1321	1355,50	2,4725	296,80
Sd HS F <sub>1</sub>	2,3820	240	2,7118	514,97	2,0520	112,27
Sd HS F <sub>2</sub>	2,8777	754	3,2074	1612,48	2,5497	353,10
Sd MM F <sub>1</sub>	1,9488	88,87	2,2786	189,93	1,6190	41,59
Sd MM F <sub>2</sub>	2,6231	419,82	2,9539	897,22	2,2933	196,47

Annexe V : Tableau récapitulatif des résultats

Echantillon	La longueur de la tige en cm selon le degré de dilution et la répétition							Le nombre de propagules dans 100g du sol sec
	Dilution	Répétition						
		I	II	III	IV	V	Moyenne	
Lb MS F <sub>1</sub>	NS	5,7	5,8	5,9	5,5	5,6	5,7	56
	1/4	5,4	5,7	4,9	4,7	5,3	5,2	
	1/16	5,1	5,5	5,3	4,6	4,8	5,1	
	1/64	4,9	4,7	5	5,1	5,3	5	
	1/256	5	4,8	5	5	5,2	5	
	1/1024	3,2	3,1	3,1	2,7	2,9	3	
Lb MS F <sub>2</sub>	NS	7,8	7,6	7,5	8	8,1	7,8	273
	1/4	7	6,9	6,7	7,3	7,1	7	
	1/16	5,8	6	7,4	7	7,3	6,5	
	1/64	4,8	4,5	4,9	4,9	4,4	4,7	
	1/256	5,2	5	5	5	4,8	5	
	1/1024	3,1	3,4	3,6	3,2	3,2	3,3	
Sd MS F <sub>1</sub>	NS	7,8	7,6	8,5	7,7	8,4	8	236
	1/4	6,1	5,8	5,6	6,3	6,2	6	
	1/16	4,7	4,9	5,5	5,1	5,3	5,1	
	1/64	4,1	4,4	4,7	4,7	4,6	4,5	
	1/256	4,5	4,2	3,3	4,2	3,8	4	
	1/1024	3,1	3,6	3,9	3,4	4	3,8	
Sd MS F <sub>2</sub>	NS	17,8	17,1	17,5	17,2	17,6	17,5	634
	1/4	13,6	14,1	15,1	13,3	13,9	14	
	1/16	10,9	12,2	12,5	11,1	18,8	12	
	1/64	9,8	10,7	10,1	10	9,3	10	
	1/256	8,5	8,3	8,2	8,8	8,7	8,5	
	1/1024	4,1	4,2	4,6	4,8	4,7	4,5	

Echantillon	La longueur de la tige en cm selon le degré de dilution et la répétition						Le nombre de propagules dans 100g du sol sec	
	Dilution	Répétition						
		I	II	III	IV	V		Moyenne
Sd HS F <sub>2</sub>	NS	23,9	24,4	23,7	24,2	23,8	24	755
	1/4	21,7	21,3	21,5	20,3	20,2	21	
	1/16	17,4	17,9	17,6	17,5	17,1	17,5	
	1/64	13,8	13,3	13	13,7	13,7	13,5	
	1/256	8,8	9,3	9,1	9,1	8,7	9	
	1/1024	7,6	6,6	7,2	6,2	7,4	7	
	NS	10	10,2	10	10	9,8	10	
1/4	6	7,1	7,4	7,6	6,9	7		
1/16	6	5,8	6	6	6,2	6		
1/64	5,4	4,8	4,7	4,9	5,2	5		
1/256	5,2	5	4,9	4,9	5	5		
1/1024	3,8	4,4	4,3	3,9	3,6	4		
Sd MM F <sub>1</sub>	NS	10,7	10,5	11,2	11,1	11,5	11	89
	1/4	7,9	8,4	8	8,1	7,6	8	
	1/16	7,3	7	6,9	6,8	7	7	
	1/64	7,1	7,3	6,9	7	6,7	7	
	1/256	5,8	6,6	6,3	5,9	5,4	6	
	1/1024	6	5,7	6,2	5,8	6,3	6	
Sd MM F <sub>2</sub>	NS	21,8	21,8	22,4	21,8	22,2	22	420
	1/4	18,9	19,3	19,9	19,7	19,8	19,5	
	1/16	14,2	14,9	14,6	14,7	13,9	14,4	
	1/64	12,8	12,4	12,3	11,8	12,2	12,3	
	1/256	8,5	8,3	7,6	7,9	7,7	8	
	1/1024	5,8	6,4	6,1	6,7	6	6,2	

**Annexe VI : Analyse statistique de la longueur de poireau cultivé sur les différents échantillons de sols**

TEST UTILISE POUR 1,2,3,4,5,6,7,8,15 et 16: ANOVA ONE WAY  
LOGICIEL STATISTIQUE UTILISE: SPSS 10.0

1) Lb MS F<sub>1</sub>: la significative de la hauteur de poireau suivant le degré de la dilution

H<sub>0</sub> = il n'y a pas de différence entre A1,A2,A3,A4,A5,A6

ANALYSE DE VARIANCE						
Source des variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	Probabilité	Valeur critique pour F
Entre Groupes	21,76666667	5	4,353333333	<b>61,0280374</b>	7,38024E-13	<b>2,620654147</b>
A l'intérieur des groupes	1,712	24	0,071333333			
Total	23,47866667	29				

$F_{\text{calculé}} = 61,028 > F_{\text{table}} = 2,620$ , la différence est significative, H<sub>0</sub> rejetée.

Ou  $P_{\text{calculé}} = 7,38024E-13 < P = 0,05$ , la différence est significative, H<sub>0</sub> rejetée.

2) Lb MS F<sub>2</sub>: la significative de la hauteur de poireau suivant le degré de la dilution

ANALYSE DE VARIANCE						
Source des variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	Probabilité	Valeur critique pour F
Entre Groupes	74,34166667	5	14,86833333	<b>106,202381</b>	1,45837E-15	<b>2,620654147</b>
A l'intérieur des groupes	3,36	24	0,14			
Total	77,70166667	29				

3) Sd MS F<sub>1</sub>: la significative de la hauteur de poireau suivant le degré de la dilution

ANALYSE DE VARIANCE						
Source des variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	Probabilité	Valeur critique pour F
Entre Groupes	64,9	5	12,98	100,4903226	2,73982E-15	2,620654147
A l'intérieur des groupes	3,1	24	0,129166667			
Total	68	29				

4) Sd MS F<sub>2</sub> : la significative de la hauteur de poireau suivant le degré de la dilution

ANALYSE DE VARIANCE						
Source des variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	Probabilité	Valeur critique pour F
Entre Groupes	521,547	5	104,3094	53,96709494	2,84262E-12	2,620654147
A l'intérieur des groupes	46,388	24	1,932833333			
Total	567,935	29				

5) Sd HS F<sub>1</sub> : la significative de la hauteur de poireau suivant le degré de la dilution

ANALYSE DE VARIANCE						
Source des variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	Probabilité	Valeur critique pour F
Entre Groupes	114,1666667	5	22,83333333	214,0625	4,35522E-19	2,620654147
A l'intérieur des groupes	2,56	24	0,106666667			
Total	116,7266667	29				

6) Sd HS F<sub>2</sub> la significative de la hauteur de poireau suivant le degré de la dilution

ANALYSE DE VARIANCE						
Source des variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	Probabilité	Valeur critique pour F
Entre Groupes	1124,166667	5	224,8333333	1148,085106	9,78247E-28	2,620654147
A l'intérieur des groupes	4,7	24	0,195833333			
Total	1128,866667	29				

7) Sd MM F<sub>1</sub> la significative de la hauteur de poireau suivant le degré de la dilution

ANALYSE DE VARIANCE						
Source des variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	Probabilité	Valeur critique pour F
Entre Groupes	87,5	5	17,5	172,1311475	5,54903E-18	2,620654147
A l'intérieur des groupes	2,44	24	0,101666667			
Total	89,94	29				

8) Sd MM F<sub>2</sub> : la significative de la hauteur de poireau suivant le degré de la dilution

ANALYSE DE VARIANCE						
Source des variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	Probabilité	Valeur critique pour F
Entre Groupes	968,9816667	5	193,7963333	1363,162954	1,25714E-28	2,620654147
A l'intérieur des groupes	3,412	24	0,142166667			
Total	972,3936667	29				

9) La significative de la hauteur de poireau entre le sol NS de Sd MS F<sub>1</sub> et Sd HS F<sub>1</sub> et Sd MM F<sub>1</sub>.

ANALYSE DE VARIANCE						
Source des variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	Probabilité	Valeur critique pour F
Entre Groupes	23,33333333	2	11,66666667	98,5915493	3,56392E-08	3,885293835
A l'intérieur des groupes	1,42	12	0,118333333			
Total	24,75333333	14				

10) La significative de la hauteur de poireau entre le sol NS de Sd MS F<sub>2</sub> et Sd HS F<sub>2</sub> et Sd MM F<sub>2</sub>.

ANALYSE DE VARIANCE						
Source des variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	Probabilité	Valeur critique pour F
Entre Groupes	113,0453333	2	56,52266667	683,7419355	4,33299E-13	3,885293835
A l'intérieur des groupes	0,992	12	0,082666667			
Total	114,0373333	14				

11) La significative de la hauteur de poireau entre le sol NS de Sd HS F<sub>1</sub> et Sd HS F<sub>2</sub>.

ANALYSE DE VARIANCE						
Source des variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	Probabilité	Valeur critique pour F
Entre Groupes	900,1856233	1	450,092811	191,8306537	5,36019E-08	3,306255815
A l'intérieur des groupes	2,4	8	0,136549816			
Total	902,1856237	9				

12) La significative de la hauteur de poireau entre le sol NS de Lb MS F<sub>1</sub> et Lb MS F<sub>2</sub>.

ANALYSE DE VARIANCE						
Source des variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	Probabilité	Valeur critique pour F
Entre Groupes	181,25041	1	90,625215	65,3318962	6,3265E-12	3,306255815
A l'intérieur des groupes	1,865	8	0,08953406			
Total	183,11541	9				

13) La significative de la hauteur de poireau entre le sol NS de Sd MS F<sub>1</sub> et Sd MS F<sub>2</sub>

ANALYSE DE VARIANCE						
Source des variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	Probabilité	Valeur critique pour F
Entre Groupes	395,25	1	197,654	205,2051946	3,62175E-15	3,306255815
A l'intérieur des groupes	4,256	8	0,16288432			
Total	399,506	9				

14) La significative de la hauteur de poireau entre le sol NS de Sd MM F<sub>1</sub> et Sd MM F<sub>2</sub>

ANALYSE DE VARIANCE						
Source des variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	Probabilité	Valeur critique pour F
Entre Groupes	930,25304	1	456,12652	121,0857461	4,26595E-18	3,306255815
A l'intérieur des groupes	2,9623	8	0,093195164			
Total	933,11534	9				

15) La significative de la hauteur de poireau entre le sol NS de Lb MS F<sub>1</sub> et Sd MS F<sub>1</sub>

ANALYSE DE VARIANCE						
Source des variations	Somme des carrés	Degré de liberté	Moyenne des carrés	F	Probabilité	Valeur critique pour F
Entre Groupes	186,340132	1	93,170066	61,2684325	5,53941E-13	3,306255815
A l'intérieur des groupes	1,792	8	0,103562749			
Total	187,132131	9				



16) La significative de la hauteur de poireau entre le sol NS Lb MS F<sub>2</sub> et Sd MS F<sub>1</sub>.

ANALYSE DE VARIANCE						
<i>Source des variations</i>	<i>Somme des carrés</i>	<i>Degré de liberté</i>	<i>Moyenne des carrés</i>	<i>F</i>	<i>Probabilité</i>	<i>Valeur critique pour F</i>
Entre Groupes	234,0921064	1	117,0460532	81,3582467	4,89641E-19	3,306255815
A l'intérieur des groupes	4,2541	8	0,13458625			
Total	238,3462064	9				

**Annexe XII : Données climatiques d'Antsirabe de 1999 – 2005 (source: Direction de la Météorologie et Hydrologie Ampandrinomby)**

Année / Mois	1999		2000		2001		2002		2003		2004		2005		Moyenne	
	P	T	P	T	P	T	P	T	P	T	P	T	P	T	P	T
Janvier	437	12,3	361	18,9	481	19,1	459	19,5	467	19,9	425	20,6	440	19,4	438	19,6
Février	434	19,4	318	18,9	410	19,8	441	16,5	464	19,6	405	20,1	427	19,2	414,1	19,51
Mars	299	18,7	259	18,7	318	19,4	303	18,9	301	19,2	318	19,9	293	18,9	298,7	19,1
Avril	311	17,5	79	17,7	149	18,5	112	18	104	17,8	75	18,8	67	17,2	99,6	17,9
Mai	32	14,9	33	16,2	64	16,7	40	15,9	37	15	17	16,5	32	19	36,4	15,6
Juin	21	12,7	13	14,7	26	14,4	39	13,6	20	13,1	9	14,6	14	14,1	20,2	13,2
Juillet	21	12,6	22	14,1	35	13,8	21	13	20	12,4	4	14	16	13,1	19,8	13,7
Août	22	13,2	20	14,9	19	14	18	13	21	13,5	12	14,7	22	12	19,1	13,6
Septembre	13	15,1	25	16,7	26	15,8	27	14,7	13	15,4	6	16,3	17	15,6	18,1	15,6
Octobre	30	17,5	92	18,5	30	17,7	49	16,7	31	17,7	64	18,5	45	17,6	48,7	17,7
Novembre	110	18,5	196	19,6	157	19,1	107	18,4	112	19,2	130	19,8	180	19,5	141,7	19,1
Décembre	303	19,2	379	19,2	281	19,6	297	19,4	310	19,6	211	20,1	371	19,2	307,8	19,4

P : pluviométrie en m

T : température en°C

---

**Title: Estimation of the mycorrhizal potential of the soil from the Tafa NGO experimental set-up in Andranomanelatra, Antsirabe**

**Student name: RABODOARIMANANA Hasina**

**Supervisor: Doctor ANDRIANJAKA Alice**

The beneficial effects of Arbuscular Mycorrhizae Fungi (AMF) in agronomy might be the improvement of the mineral nutrition in particular the phosphorus nutrition, the water nutrition, the stimulation of plant development, and the quality of soil physical propriety. However, human activities cause soil fertility degradation as well as reduction of Arbuscular Mycorrhizae Fungi (AMF).

This work aims to estimate the mycorrhizal potential of different soil cultural systems. The mycorrhizal potential is the capacity of the soil to produce mycorrhizae association out of the AMF propagules existing in the soil.

The Most Probable Number (MPN) method or dilution method has been used. It consists of mixing soils from the experimental set-up of Andranomanelatra with the same soils but autoclave sterilized at 121°C. This set-up consists of several cultural systems: soil tillage, cultural rotation as well as plant cover types and fertilizer levels. A test plant with high dependency on mycorrhizae, the leek, was cultivated on these soils, under greenhouse condition. After eight weeks, the roots are collected, whitened with KOH, then colored with acid Fuschine, and finally observed under binocular lenses. The numbers of cups which showed mycorrhizae in the roots of leek are counted to estimate the propagules number in 100g of dry soil.

The results show that soil tillage might have negative effects in plants mycorrhization. Direct seeding and cultural rotation favor the mycorrhizal potential of soil. Mineral and organic fertilizers in combination result in more AMF development than organic fertilizer alone.

**Key words: AMF, mycorrhizal potential, mycorrhizal dependency, cultural systems.**

---

---

**Titre : Evaluation du potentiel mycorhizogène du sol du dispositif d'Andranomanelatra de l'ONG TAFÀ à Antsirabe**

**Nom de l'étudiante : RABODOARIMANANA Hasina**

**Encadreur : Docteur ANDRIANJAKA Alice**

Les effets bénéfiques des Champignons Mycorhiziens à Arbuscules (CMA) en agronomie peuvent être l'amélioration de la nutrition minérale en particulier la nutrition phosphatée, la nutrition hydrique, la stimulation de la croissance de la plante et la qualité physique du sol. Cependant les activités anthropiques provoquent la dégradation de la fertilité du sol ainsi que la réduction des CMA.

Le but de ce travail est d'évaluer le potentiel mycorhizogène du sol de différents systèmes de culture. Le potentiel mycorhizogène est la capacité d'un sol à initier une symbiose mycorhizienne à partir des propagules de CMA présentes dans le sol.

La méthode « Most Probable Number » (MPN) ou méthode de la dilution a été utilisée. Il s'agit de mélanger l'échantillon du sol provenant du dispositif d'Andranomanelatra avec le même sol stérilisé à l'autoclave à 121°C. Ce dispositif possède plusieurs systèmes de culture : le travail du sol, la rotation de la culture, la nature de la couverture végétale et le niveau de la fertilisation. Une plante test à forte dépendance mycorhizienne, le poireau, a été cultivée sur ce sol, en serre. Après huit semaines, les racines ont été prélevées, blanchies au KOH, colorées à la fuchsine acide et enfin observées à la loupe binoculaire. Le nombre de godets ayant les racines de poireau mycorhizées a été compté pour estimer le nombre probable de propagules contenus dans 100 g de sol sec.

Les résultats montrent que le labour semble avoir un effet négatif sur la mycorhization des plantes. Le semis direct et la rotation de cultures favorisent le potentiel mycorhizogène du sol. La combinaison du fumier et de l'engrais minéral permet le développement de CMA mieux que le fumier seul.

**Mots clés : CMA, potentiel mycorhizogène, dépendance mycorhizienne, système de culture.**

---