



Université d'Etat d'Haïti

(UEH)

Faculté d'Agronomie et de Médecine Vétérinaire

(FAMV)

Département de Phytotechnie

(PHY)

**Appréciation du potentiel mycorhizien des sols d'arboriculture
fruitière et de cultures sarclées d'Haïti par l'isolement de
souches indigènes de champignons mycorhiziens arbusculaires.**

Mémoire de fin d'études agronomiques

Préparé par Alexandre CIUS

Pour l'obtention du diplôme d'Ingénieur-Agronome.

Option : Phytotechnie

janvier 2017

**Appréciation du potentiel mycorhizien des sols d'arboriculture
fruitière et de cultures sarclées d'Haïti par l'isolement de
souches indigènes de champignons mycorhiziens arbusculaires.**

DÉDICACES

Cette recherche est entièrement dédiée à ma mère, Mme Hélène Jeannite CIUS et à mon père, Monsieur Alexis CIUS, pour leurs sacrifices et leur amour investis en moi. Aussi est-elle dédiée à mes sœurs et mes frères en l'honneur de notre idéal partagé : FAMWAY.

REMERCIEMENTS

Grâce soit rendue à Dieu, le détenteur du pouvoir suprême de l'univers, d'avoir permis la réalisation de ce mémoire de fins d'étude : c'est un avancement à la fois concret et innovant dans le domaine agricole !

En effet, toute recherche scientifique doit se soumettre à une rigueur méthodologique adaptée à la nature de la problématique à partir de laquelle le projet de recherche a été conçu. Pour un apprenti scientifique dont toute la tonicité de sa capacité de jugement n'est pas encore développée, il est d'usage de faire ses premiers pas sous la supervision des chevronnés devanciers. Ainsi, je remercie bien particulièrement mes conseillers scientifiques : Dr Jean Fénel FELIX, Ing.-Agr. et Dr Patrice DION, professeurs et chercheurs respectivement à l'Université d'Etat d'Haïti, précisément à la FAMV et à l'Université Laval, pour leurs conseils et appuis dans la réalisation de ce mémoire.

J'exprime ensuite ma profonde gratitude :

- ❖ Au corps professoral de la Faculté d'Agronomie et de Médecine Vétérinaire pour leur contribution dans ma formation : Nicolas Ophny CARVIL, Sedy Rony ULYSSE, Sébastien HILAIRE, Robers-Pierre TESCAR, Jocelyn LOUISSAINT, Dr Predner DUVIVIER.... J'en profite tout particulièrement pour remercier l'Etat Haïtien d'avoir financé mes études universitaires.
- ❖ A l'institution donatrice, projet AKOSAA de l'Université LAVAL d'avoir financé mon stage de mémoire de fin d'études et aux responsables du projet en Haïti : Marie-Rachèle LEXIDORT (Coordonnatrice), Abner STENY, Lucson INNOCENT et Dany RESOLUS, pour leurs appuis techniques.
- ❖ À tous mes camarades de la promotion **Joseph Waldeck DEMETRIUS** (2011-2016) notamment ceux de la Phytotechnie et de l'Association des Ingénieurs-agronomes Rénovateurs (AIR), particulièrement Yrvine JOANIS et Christ Mane BELIZAIRE.
- ❖ À tous ceux et toutes celles qui ont contribué à la réussite de cette recherche, en particulier : Sancia CIUS, Piterson JOSEPH, Léosthène Guerrier.....

RESUMÉ

L'agriculture haïtienne, d'une manière générale, reste encore dépendante de l'utilisation des engrais chimiques de synthèse qui dégradent l'environnement et réduisent voire détruisent les communautés des micro-organismes. Pourtant la recherche sur les mycorhizes dans de nombreux pays à travers le monde a mis en évidence le rôle bénéfique des associations mycorhiziennes dans la nutrition minérale et la protection des plantes contre certains agents pathogènes (Smith et Read 1997). La symbiose mycorhizienne pourrait avoir un potentiel agricole car elle agirait comme un biofertilisant (Plenchette et al. 2005; Hijri et al. 2006).

L'objectif de cette recherche est d'isoler des souches indigènes de champignons mycorhiziens arbusculaires d'Haïti à partir des sols d'arboriculture fruitière et de cultures sarclées. L'étude est réalisée dans un milieu semi contrôlé situé sur le campus de la FAMV. Dix échantillons de sols ont été prélevés et analysés dont cinq (5) des deux types de sols précités. Un échantillon de sol additionnel a été stérilisé pour servir de témoin. Deux systèmes de piégeage ont été mis en place avec des plantes hôtes comme maïs et sorgho en association et pois inconnu en culture pure. Le dispositif complètement aléatoire utilisé comporte vingt-deux (22) traitements dont chacun est répété quatre (4) fois. Les variables mesurées, à la fin du cycle végétal, sont le pourcentage de mycorhization par la méthode de coloration racinaire décrite par (Phillips & Hayman, 1970) et le nombre de spores isolées par échantillon de sol par la méthode du tamisage humide décrite par Brundrett et al. (1996).

Les résultats montrent que tous les échantillons de sols prélevés contiennent des spores viables de CMA. Les échantillons de sols d'arboricultures fruitières, par comparaison aux échantillons de sols de cultures sarclées, en contiennent un plus grand nombre et leurs spores colonisent mieux les plantes hôtes utilisées en particulier l'association culturale de maïs et de sorgho. Cette étude permet de recommander les graminées comme plantes hôtes pour de nouvelles expériences.

Table des matières

DÉDICACES	iv
REMERCIEMENTS	v
RESUMÉ	vi
LISTE DES TABLEAUX.....	x
LISTE DES SIGLES, DES ABRÉVIATIONS ET DES SYMBOLES	xi
LISTE DES ANNEXES.....	xii
I.- INTRODUCTION.....	13
1.1.- Problématiques.....	13
1.2.- Objectifs.....	14
1.2.1.- Objectif général	14
1.2.2.- Objectifs spécifiques.....	14
1.3.- Hypothèse de travail.....	15
1.4.- Intérêt de la recherche	15
1.5. Limitations de l'étude	15
II. REVUE DE LITTÉRATURE	16
2.1.- Les mycorhizes.....	16
2.1.1.- Les champignons mycorhiziens	16
2.1.2.- Types et évolution des mycorhizes.....	16
2.2.- Les mycorhizes à arbuscules.....	17
2.2.1.- Morphologie et physiologie des endomycorhizes arbusculaires	17
2.2.2.- Groupes de champignons formant les endomycorhizes à arbuscules	18
2.3.- Les champignons mycorhiziens arbusculaires dans l'agriculture	19
2.3.1.- Spécificité du symbiote fongique.....	19
2.4.- Facteurs de l'expression de la symbiose mycorhizienne	19

2.4.1.- Dépendance mycorhizienne des plantes	19
2.4.2.- Potentiel mycorhizogène du sol et inoculat	20
2.5.- Exploitation des champignons mycorhiziens arbusculaires	21
2.5.1.- Détermination de l'inoculum naturel des sols.....	22
2.5.2.- Production d'inoculant mycorhiziens	22
2.5.3.- Effets de l'inoculation sur la production des cultures	23
2.6.- Résultats obtenus avec les mycorhizes arbusculaires dans l'agriculture	25
2.6.1.- Pays tempérés.....	25
2.6.2.- Pays tropicaux.....	25
III.- MATÉRIELS ET MÉTHODES	26
3.1.- Cadre physique de l'étude	26
3.2.- Matériels biologiques	26
❖ Des échantillons de sols	26
❖ Des plantes hôtes.....	28
3.3.- Matériels physiques et chimiques	28
❖ Des pots et des blocs	28
❖ Réactifs, accessoires et matériels de laboratoire	29
3.4.- Dispositions pour la mise en place des essais	29
3.5.- Dispositif expérimental.....	29
3.6.- Procédure expérimentale de la recherche	32
3.6.1.- Coloration racinaire	32
❖ Matériels et réactifs utilisés.....	33
❖ Le protocole de coloration.....	33
3.6.2.- De la sporulation à l'isolement des spores de CMA	34
3.7.- Méthode d'isolement des spores de CMA	34

3.7.1.- étape 1 : séparation des fractions de sol par le tamisage	34
3.7.2.- Etape 2 : Séparation des spores de cma du sol par la centrifugation	35
3.7.3.- Etape 3 : la décontamination des spores de CMA	36
3.9.- Variables mesurées et analyses	38
3.9.1.- Observation : critères de reconnaissance de CMA.....	38
3.9.2.- Méthode de documentation en photos des spores de CMA	38
3.9.3.- Méthode du décompte des spores de CMA	39
IV.- RÉSULTATS ET DISCUSSIONS.....	40
4.1.- Résultat des pourcentages de mycorhization des racines de Pois inconnu	40
4.2.- Résultat des pourcentages de mycorhization des racines de maïs et de sorgho	41
4.2.1.- Comparaison des résultats de pourcentages de mycorhization des deux systèmes de piégeage	42
4.3.- Résultat du pourcentage de mycorhization à partir du sol de cultures sarclées	43
4.4.- Résultat de pourcentages de mycorhization à partir du sol d'arboriculture fruitière	44
4.4.1.- Comparaison des résultats de pourcentages de mycorhization des deux types de sols	45
4.5.- Résultats du nombre de spores de CMA isolées (Pois Inconnu : A)	46
4.6.- Résultats du nombre de spores de CMA isolées (Maïs: B)	47
4.6.1.- Comparaison des résultats du nombre de spores isolées des deux systèmes de piégeage	48
4.7.- Résultats du nombre de spores isolées à partir du sol de cultures sarclées	49
4.8.- Résultats du nombre de spores isolées du sol d'arboriculture fruitière	50
4.8.1.- Comparaison des résultats du nombre de spores isolées des deux types de sols ...	51
V. CONCLUSION ET RECOMMANDATIONS.....	52
ANNEXE	Erreur ! Signet non défini.

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1: Echantillons de sols munis de leur numéro et de leur pH.....	27
Tableau 2: Indentification des semences utilisées dans les essais	28
Table 3 : Tableau synoptique du dispositif expérimental	31
Table 4 : Variation des pourcentages de mycorhization des racines de pois inconnu	40
Tableau 5 : Variation des pourcentages de mycorhization des racines de maïs	41
Tableau 6 : Variation des pourcentages de mycorhization entre les deux systèmes de piégeage	42
Tableau 7 : Variation des pourcentages de mycorhization des échantillons de sols de cultures sarclées.....	43
Tableau 8 : Variation des pourcentages de mycorhization des échantillons de sols d'arboricultures fruitière	44
Tableau 9 : Variation des résultats du pourcentage de mycorhization des deux types de sols.....	45
Tableau 10 : Variation du nombre de spores de CMA isolées (Pois Inconnu : A)...	46
Tableau 11 : Variation du nombre de spores de CMA isolées (Maïs: B).....	47
Tableau 12 : Variation des pourcentages de mycorhization entre les deux systèmes de piégeage	48
Tableau 13 : Variation du nombre de spores isolées à partir du sol de cultures sarclées	49
Tableau 14 : Variation du nombre de spores isolées du sol d'arboriculture fruitière	50
Tableau 15 : Variation des résultats du nombre de spores isolées des deux types de sols	51

LISTE DES SIGLES, DES ABRÉVIATIONS ET DES SYMBOLES

- Liste des sigles

AKOSAA	Amelyorasyon Kapasite pou Ogmante Sekirite Alimantè an Ayiti
CMA	Champignons Mycorhiziens Arbusculaires
DMRC	Dépendance Mycorhizienne Relative au Champ
FAMV	Faculté d'Agronomie et de Médecine Vétérinaire
LBSV	Laboratoire de Biotechnologie et Symbiotes Végétaux
MARNDR	Ministère de l'Agriculture, des Ressources Naturelles et du Développement Rural

- Liste des abréviations et symbole

CM	Carré moyen
DI	Degré de liberté
i.e.	C'est-à-dire
JC	Jésus Christ
K	Potassium
Kg/ha	Kilogramme par hectare
N	Azote
P	Phosphore
ppds	Plus petites différences significatives
rpm	round per minute
SC	sommes des carrés
°C	Degré Celsius

LISTE DES ANNEXES

Table 16: Résultat des pourcentages de mycorhization des racines de pois inconnu pour toutes les répétitions

Table 17: Résultat des pourcentages de mycorhization des racines de maïs pour toutes les répétitions

Table 18: Résultat des pourcentages de mycorhization des échantillons de sols de cultures sarclées

Table 19: Résultat des pourcentages de mycorhization du sol d'arboriculture fruitière

Table 20: Résultat des pourcentages de mycorhization du sol d'arboriculture fruitière

Table 21: Résultat du nombre de spores de CMA isolées (Maïs : B)

Table 22: Résultat du nombre de spores isolées des échantillons de sols de cultures sa

Table 23: Résultats du nombre de spores isolées des échantillons de sols d'arboriculture fruitière

Table 24: documentation en photos des spores

CHAPITRE I

I.- INTRODUCTION

1.1.- Problématique

Les sols d'Haïti sont de plus en plus dégradés avec moins de 2% de couverture forestière et l'agriculture a toujours joué un rôle prépondérant dans la vie économique et sociale du pays. Cependant de nos jours, il faut miser sur une agriculture à haut rendement qui continue à minimiser l'utilisation des intrants synthétiques, garantissant ainsi un produit de bonne qualité et limitant les impacts négatifs sur l'environnement. Tel est le véritable défi auquel le milieu agricole haïtien fait face aujourd'hui.

L'environnement constamment dégradé du pays n'est pas favorable à son développement agricole. La fertilité de ses sols diminue considérablement. L'utilisation des engrais chimiques devient comme indispensable. Pour la majorité des agriculteurs haïtiens, la fertilisation chimique en particulier la fertilisation à partir des engrais phosphatés représente une charge excessivement lourde. Cette fertilité chimique exorbitante cause de graves problèmes écologiques particulièrement sur la microfaune et aussi à la santé humaine.

Pour pallier ce problème, la fertilité naturelle sous ses différentes formules et en particulier celle que procurent les champignons mycorhiziens peut être exploitée pour améliorer le potentiel biologique de fertilité des sols.

Les effets positifs des champignons mycorhiziens arbusculaires (champignons MA) pour la croissance des végétaux ont été découverts dès le XIXe siècle. Aujourd'hui, ils sont considérés comme la symbiose efficace la plus répandue : plus de 80% des plantes peuvent vivre en symbiose avec ces champignons. La quantité d'azote absorbée par les hyphes de champignons MA peut être estimée à 40% et lors d'une carence en phosphore, les plantes peuvent absorber près de 90% du phosphore dont elles ont besoin grâce aux champignons MA (citer références).

De plus, ces champignons contribuent à réduire l'infestation des plantes par les agents pathogènes et les ravageurs, surtout au niveau des racines. Les plantes mycorhizées sont résistantes à un déficit hydrique surtout pendant et après les périodes de sécheresse (Neumann et George, 2004).

En Haïti, les principales fonctions écologiques et agronomiques des champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) ont été peu étudiées jusqu'ici. Leurs performances diffèrent beaucoup en fonction des partenaires en symbiose, du système de cultures en particulier et de l'écosystème en général. Cette étude a donc pour objectif d'initier l'isolement des souches indigènes de champignons mycorhiziens en Haïti. De façon spécifique, elle cherche à 1) apprécier le potentiel de mycorhization des champignons mycorhiziens dans les sols d'arboriculture fruitière et de cultures sarclées 2) purifier et quantifier les spores des champignons mycorhiziens arbusculaires présentes dans les échantillons de sols supportant la croissance des plantes pièges. À travers cette étude, nous cherchons à valoriser le potentiel de mycorhization de ces sols pour une bonne amélioration de rendement des cultures et éventuellement pour restreindre la dépendance des producteurs envers les fertilisants chimiques. .

1.2.- Objectifs

1.2.1.- Objectif général

Isoler des souches de champignons mycorhiziens indigènes de certains sols en Haïti.

1.2.2.- Objectifs spécifiques

Plus particulièrement, cette étude vise à :

- Prélever des échantillons de certains sols dans les couches rhizosphériques
- Favoriser le développement des champignons mycorhiziens arbusculaires présents dans les échantillons de sol prélevés
- Observer sur le système racinaire de plantes pièges cultivées en condition semi contrôlée la présence ou l'absence de champignons mycorhiziens

- Isoler, purifier et quantifier les spores des champignons mycorhiziens arbusculaires présents dans les échantillons de sols supportant la croissance des plantes pièges.

1.3.- Hypothèse de travail

Les sols d'arboriculture fruitière et de cultures sarclées en Haïti contiennent des souches indigènes de champignons mycorhiziens potentiellement mycorhizables aux fins d'inoculation de cultures.

1.4.- Intérêt de la recherche

Des travaux effectués de par le monde ont montré que les champignons endomycorhiziens améliorent le rendement des plantes, favorisent la reprise des plantules issues de pépinières et sans oublier ils restaurent indirectement contribuent à la phytorestauration des sols dégradés. Ce domaine de recherche n'est pas encore exploité en Haïti. Le présent travail vise à mettre en évidence l'intérêt des champignons mycorhiziens arbusculaires dans l'agriculture haïtienne en vue d'initier la mise en place d'un système de production de biofertilisants mycorhiziens à partir des souches indigènes de CMA en Haïti.

1.5. Limitations de l'étude

L'expérimentation a fait face, dans sa réalisation, à certaines limitations:

- Les paramètres de mycorhization tels les biomasses (aérienne et racinaire) des plantes-hôtes, leur croissance, leur précocité à la floraison, leur résistance aux agents pathogènes et leur rendement ne sont pas pris en compte dans le cadre de cette recherche. Car l'étude ne portait pas sur la réponse à la mycorhization. Elle s'est orientée exclusivement vers les types de sols dans lesquels elle s'est proposée de constater la présence ou l'absence des structures fongiques mycorhiziennes et, par la suite, de procéder à l'isolement de spores viables. Les plantes sont utilisées comme hôtes par principe de développement des CMA et comme indicatrices de mycorhization potentielle lors des tests de coloration racinaire.

- Le manque de matériels appropriés pour le calcul du nombre de spores de CMA n'a pas permis de faire une évaluation exhaustive du potentiel mycorhizien des échantillons de sols mais plutôt d'une estimation.

CHAPITRE II

II. REVUE DE LITTÉRATURE

2.1.- Les mycorhizes

Les relations à long terme existant entre les champignons et les racines des végétaux sont traduites par l'expression « mycorhizes » (Dechamplain et Gosselin., 2002). C'est une symbiose mutualiste caractérisée par la réciprocité dans les échanges à partir de laquelle chaque partenaire optimise son développement. La plante profite du champignon pour améliorer sa nutrition en éléments minéraux et en eau, tandis que ce dernier bénéficie pour son métabolisme d'une partie du carbone fixé par la plante lors de la photosynthèse (Smith et Read., 2008).

2.1.1.- Les champignons mycorhiziens

Les champignons dits mycorhiziens désignent l'ensemble des champignons qui sont capables de s'associer aux racines des végétaux pour former cette symbiose dénommée mycorhize (Plenchette., 1982). Les plus répandus des champignons mycorhiziens sont des symbiotes obligatoires (Fortin et al, 2008).

2.1.2.- Types et évolution des mycorhizes

Il est à distinguer jusqu'à sept (7) types de mycorhizes différents. Cette classification se base principalement sur la morphologie des champignons et le type de plante-hôte associée (Varma et Kharkwal., 2009). On compte donc: les endomycorhizes à arbuscules, les ectomycorhizes, les ectendomycorhizes, les éricoïdes, les arbutoïdes, les orchidoïdes et les monotropoïdes. Toutes ces catégories ont un point commun: celui de réunir deux partenaires bien organisés au niveau cytotologique et se montrant mutuellement utiles (Strullu., 1991).

Cette symbiose a évolué dans le temps et devient si importante pour les plantes que certaines espèces ne peuvent croître en absence de leur symbiote fongique (Brundrett.,

1991). Presque la totalité des plantes vertes sont concernées par cette association, exception faite des membres de quelques familles, dont les Cruciféracées et des Chénopodiacées chez lesquelles la colonisation mycorhizienne est beaucoup plus rarement observée (Varma et Kharkwal., 2009). C'est donc un phénomène fondamental et universel dans la vie des plantes vasculaires et les bryophytes qui a existé et co-évolué depuis plus de 400 millions d'années (Fortin et al., 2008; Smith et Read., 2008).

2.2.- Les mycorhizes à arbuscules

Ce terme caractérise la présence de structures intracellulaires, arbuscules et/ou vésicules qui se forment pendant les différentes phases de développement des racines colonisées par un champignon (Varma et Kharkwal., 2009). On rencontre ce type de mycorhize chez plus de 80% des plantes de la planète (depuis les plantes cultivées jusqu'aux ligneux) et sous presque toutes les latitudes (Plenchette., 1982).

2.2.1.- Morphologie et physiologie des endomycorhizes arbusculaires

L'endomycorhize arbusculaire ne forme pas de manchon fongique contrairement aux ectomycorhizes (Dexheimer., 1997). Au début de la colonisation, il y a formation de l'appressorium, structure importante pour la pénétration de la cellule de la plante hôte. Ensuite, le premier hyphe colonise les espaces apoplasmiques des cellules du cortex les unes après les autres avant de pénétrer l'intérieur des cellules racinaires pour différencier un réseau lâche (moins bien structuré que chez les ectomycorhizes) ressemblant au réseau de Hartig (Podila et David., 2009; Haougui et al., 2013). Et du point d'ancrage, se développe un ensemble d'hyphes qui explorent le sol dans toutes les directions constituant la phase extra matricielle (figure 1) et jouant un rôle important dans l'alimentation minérale de la plante (Fortin et al., 2008).

Les structures intra-matricielle que produisent les champignons endomycorhiziens peuvent être des hyphes, des arbuscules et des vésicules. Les arbuscules sont formés par ramification dichotomique des hyphes voisins des couches de cellules de l'endoderme, sans traverser la structure endodermique; ce sont les structures les plus rencontrées et constituant l'interface d'échange entre les deux symbiotes; tandis que les vésicules se forment entre les cellules du cortex lorsque le champignon est bien établi (Plenchette.,

1982). Le nombre d'arbuscules et de vésicules produits varie avec les partenaires fongiques et les plantes-hôtes.

Des études ont montré que les hyphes des champignons mycorhiziens arbusculaires sont cœnocytiques, c'est-à-dire, que leurs noyaux baignent dans le même cytoplasme. Quand les racines sont colonisées, les vacuoles des cellules racinaires diminuent de volume contrairement au cytosol qui reste stable (Sharma et Johri., 2002). Le fait marquant de l'association endomycorhizienne est la perforation de la paroi pecto-cellulosique. Ainsi, le cytoplasme des cellules racinaires est réparti autour des hyphes, permettant donc les échanges (Strullu., 1991).

Au point de pénétration, la paroi est dissociée puis enfoncée. Toutefois, le plasmalemme qui limite le cytoplasme de la cellule de l'hôte n'est jamais rompu et cette membrane est invaginée par les hyphes qui se développent à l'intérieur de la cellule. L'interface est donc toujours délimitée, du côté de l'hôte, par une membrane de nature plasmalemme. Le champignon n'est pas en contact direct avec le cytoplasme de l'hôte, puisqu'il reste toujours à l'extérieur du plasmalemme dans un espace, la matrice, en continuité avec le périplasma péricellulaire (Dexheimer., 1997).

La durée de vie d'un arbuscule est relativement courte et est évaluée à quelques dizaines d'heures (Dexheimer., 1997).

2.2.2.- Groupes de champignons formant les endomycorhizes à arbuscules

Les études morphologiques et phylogénétiques ont permis de regrouper les champignons mycorhiziens arbusculaires dans un seul et nouvel embranchement, les Glomeromycota ayant 4 ordres, 9 familles, 12 genres et 200 espèces environ. Ces 200 espèces de champignons endomycorhiziens forment des mycorhizes avec environ 225 000 espèces de plantes (Dexheimer., 1997; Fortin et al., 2008).

Les connaissances actuelles ne permettent pas de faire la culture pure des champignons endomycorhiziens arbusculaires. Toutefois, il est possible de les cultiver en présence des racines isolées de leur plante hôte que l'on appelle des racines transformées (Kapulnik et Douds., 2000; Fortin et al., 2008).

2.3.- Les champignons mycorhiziens arbusculaires dans l'agriculture

Les pratiques culturales de l'agriculture moderne où il y a utilisation d'engins lourds, d'intrants chimiques à outrance et la monoculture sont défavorables à la symbiose mycorhizienne arbusculaire (Strullu., 1991). En outre, on a assisté à plusieurs années de sélection de nouvelles variétés de plantes cultivées, sans considération aucune pour les mycorhizes arbusculaires. Et malgré tout cela, les champignons mycorhiziens arbusculaires demeurent un partenaire important pour les cultures (Koltai et Kapulnik., 2010). Ainsi, certaines espèces de plantes habituellement cultivées dans des conditions de fort apport en phosphore ont montré une forte dépendance de la symbiose mycorhizienne quand elles sont cultivées dans des sols pauvres en éléments nutritifs (Koltai et Kapulnik., 2010). Certaines plantes qui sont considérées comme non mycotrophes présentent dans ses tissus une quantité non négligeable d'éléments nutritifs qui sont prélevés par les hyphes lorsqu'elles sont cultivées en présence de champignons mycorhiziens arbusculaires (Smith et al., 2009). Donc, plusieurs facteurs sont impliqués dans l'établissement et l'efficacité de la symbiose endomycorhizienne arbusculaire (Fulton., 2011; Strullu., 1991).

2.3.1.- Spécificité du symbiote fongique.

La symbiose endomycorhizienne arbusculaire est caractérisée par une faible spécificité du symbiote fongique vis à vis de la plante-hôte (Strullu., 1991). En effet, une souche isolée à partir de racines d'une plante ou des spores de sa rhizosphère peut être facilement associée non seulement à des espèces appartenant au même genre, mais aussi à d'autres appartenant à des genres et des familles différentes (Plenchette et al., 1982). Dans la nature, la mycorhization est la règle et la non mycorhization est l'exception (Gerdeman., 1971 dans Plenchette 1982).

2.4.- Facteurs de l'expression de la symbiose mycorhizienne

2.4.1.- Dépendance mycorhizienne des plantes

La dépendance mycorhizienne exprime dans quelle mesure la symbiose mycorhizienne permet de satisfaire les besoins en phosphore de la plante lorsque le système racinaire et/ou le sol sont incapables de répondre aux exigences nutritionnelles (Strullu., 1991).

C'est le concept opérationnel pour la prise en compte des mycorhizes dans les systèmes de cultures durables à faibles intrants, car elle traduit la différence de biomasse entre les plantes mycorhizées et non mycorhizées (Fortin et al., 2008; Strullu., 1991). Toutes les cultures n'ont pas le même niveau de dépendance mycorhizienne. En effet, celles qui possèdent un système racinaire moins pourvu en poils absorbants ont une dépendance mycorhizienne plus élevée. Cependant, la dépendance mycorhizienne est relative en fonction des conditions de culture et du niveau de fertilité du substrat, entre autres. Plenchette et al. (1983) suggèrent qu'il faut calculer la dépendance mycorhizienne au champ. Et ils proposent le concept de dépendance mycorhizienne relative au champ (DMRC). C'est la différence entre la masse de matière sèche de plantes mycorhizées et celle des plantes non mycorhizées divisée par la masse de matière sèche des plantes mycorhizées (en pourcentage). Pour eux, La DMRC est une mesure importante qui peut porter l'agriculteur à prendre en considération des souches indigènes de sa parcelle et avoir recours à l'inoculation là où il n'y en a pas.

2.4.2.- Potentiel mycorhizogène du sol et inoculat

Le potentiel mycorhizogène d'un sol désigne son aptitude ou sa capacité à permettre la croissance des champignons mycorhiziens arbusculaires à partir des spores ou propagules indigènes. Cette capacité varie selon les conditions du milieu, bien qu'on puisse retrouver partout ces types de micro organismes (Strullu., 1991; Sharma et Johri., 2002; Fulton., 2011). Les facteurs qui peuvent influencer le potentiel mycorhizogène des sols sont les suivantes.

2.4.2.1.-Influence des conditions édaphiques

La température, le pH, l'humidité, l'aération sont entre autres les conditions édaphiques qui peuvent influencer la croissance de la symbiose mycorhizienne arbusculaire (Yoram et David., 2000).

Le pH optimum de la germination des spores et de la croissance des endomycorhizes arbusculaires varie en fonction des espèces (Yoram et David., 2000). C'est ainsi que des spores des genres *Acaulospora* et *Gigaspora* germeraient mieux à pH acide tandis que celles du genre *Glomus* préfèrent des pH autour de la neutralité. A noter que c'est le pH qui détermine l'état du phosphore dans le sol (Strullu., 1991).

Les spores peuvent résister à des températures proches de 600C pendant de courtes durées (Tommerup et Kidby., 1980). Mais la résistance à ces températures ne traduit ni un bon pouvoir germinatif des spores, ni une bonne infection des racines des plantes. La germination des spores et l'infection des racines par des endomycorhizes arbusculaires sont stimulées par une élévation de température jusqu'au voisinage de 300C (Strullu., 1991).

2.4.2.2.- Influences des pratiques culturales

Les pratiques culturales de l'agriculture moderne y compris les apports d'intrants ont des impacts directs et dépressifs sur la flore microbienne et les endomycorhizes arbusculaires en particulier (Fortin et al., 2008; Gosling et al., 2006).

En général, les champignons mycorhiziens arbusculaires ont une meilleure représentativité et une meilleure performance lorsque les sols sont pauvres en phosphore. Par contre, les calculs des doses de fertilisation ne tiennent pas compte de ces microbes. L'apport de minéraux solubles peut réduire considérablement ou même supprimer l'activité des champignons mycorhiziens arbusculaires (Le Tacon et al., 1999).

Le labourage pratiqué a aussi des effets négatifs en entraînant en profondeur les hyphes et les spores qui n'ont plus la possibilité de coloniser les racines des cultures.

2.5.- Exploitation des champignons mycorhiziens arbusculaires

Actuellement les champignons mycorhiziens arbusculaires font l'objet d'une exploitation industrielle. L'équipe de Premier Tech Biotechnologies (Canada) a mis sur le marché un inoculant mycorhizien sous plusieurs formes (liquide, granulaire etc.) pour essayer de répondre aux besoins des agriculteurs. Cet inoculant a été testé dans différentes conditions et s'est révélé bénéfique pour l'agriculture.

Le sol contient en général un certain inoculum fongique naturel, indigène ou autochtone. Néanmoins, il serait intéressant d'inoculer les cultures lorsque:

- la population indigène (naturelle) est insuffisante

- la performance des souches présentes est variable
- le positionnement des propagules est aléatoire par rapport à la semence

2.5.1.- Détermination de l'inoculum naturel des sols

Avant de penser à inoculer les cultures, il est bien important de connaître l'inoculum fongique indigène des sols où l'on va les cultiver. En effet, des souches fongiques naturellement présentes peuvent orienter le choix des souches de champignons mycorhiziens arbusculaires pour l'inoculation.

La méthode des tamisages décrite par Brundrett et al (1996) est bien utilisée dans la détermination de l'inoculum fongique indigène des sols.

2.5.2.- Production d'inoculant mycorhiziens

Les champignons mycorhiziens arbusculaires sont des symbiotes obligatoires, c'est-à-dire qu'ils nécessitent un milieu vivant pour se multiplier. Bien que la culture des propagules de champignons mycorhiziens arbusculaires ne soit pas facile, différentes techniques de culture existent. Le genre *Glomus* présente des espèces qui sont prolifiques et relativement faciles à cultiver de façon aseptique sur des racines isolées.

2.5.2.1.- Production en pots ou en bacs

La culture en pot est le mode traditionnel de culture des champignons mycorhiziens arbusculaires. On la pratique quand on veut surtout isoler une nouvelle espèce ou souche de champignons mycorhiziens (Fortin et al., 2008). On peut utiliser la méthode des tamisages pour sélectionner le matériel de départ. Après avoir purifié le matériel obtenu par tamisage sur un gradient de saccharose, ce qui permet de se débarrasser des particules non désirées, on choisit sous l'observation binoculaire une seule ou un groupe de spores pour mettre en culture. Juste avant de les mettre en culture, on désinfecte les spores que l'on dépose ensuite à une profondeur de 5cm dans un substrat stérile. Puis on place une plantule (poireau en général) dessus, et on fait une irrigation avec une solution appropriée. Douze (12) à quinze (15) semaines après il devrait y avoir colonisation de la racine. Pour initier une culture en pot, on peut également utiliser un fragment de racine mycorhizée.

Dans l'objectif d'obtenir suffisamment d'inoculum pour une utilisation au champ, on utilise de préférence des bacs de dimension variables. Toutefois, cette technique n'arrive pas à contourner le problème des organismes pathogènes. Néanmoins, il est utilisé avec beaucoup de succès dans l'agriculture surtout à Cuba.

2.5.2.2.- Production au champ

Dans le cas de sols stérilisés (solarisation sous couche de plastique), on peut produire en plein champ. Cependant, le contrôle de la microflore extérieure s'avère difficile; et la protection de l'inoculum mycorhizien contre les contaminants pose problème.

2.5.2.3.- Production au laboratoire (milieu solide et liquide)

Avec les méthodes précédentes de production d'inoculant mycorhizien, on court le risque de d'avoir des microorganismes non désirés et possiblement des agents pathogènes. Mais avec la maîtrise de la culture de racines excisées, on arrive à faire la production aseptique des propagules de champignons mycorhiziens arbusculaires. La limite de cette technique est le nombre restreint d'espèces de champignon que l'on arrive à cultiver in vitro.

2.5.2.4.- Production industrielle

Toutes les techniques de production de propagules de champignons mycorhiziens décrites antérieurement ont des limitations liées soit à la quantité qu'on peut produire, soit à la possibilité de contamination de l'inoculum avec des agents pathogènes. La production industrielle d'inoculants mycorhiziens est une adaptation des techniques de production au laboratoire. Ainsi, des quantités importantes de propagules sont produites chaque année dans le monde. L'entreprise Premier Tech Biotechnologies au Canada, mentionnée plus haut, se spécialise dans la production et la commercialisation des inoculants mycorhiziens au niveau mondial. Aussi, d'autres entreprises (notamment à Cuba et en Inde) œuvrent dans ce domaine pour une agriculture rentable et durable.

2.5.3.- Effets de l'inoculation sur la production des cultures

Arriver à augmenter le rendement des cultures dans les différents agro-climats et dans le respect de l'environnement est devenu une urgence. En effet, des essais d'inoculation de cultures avec des champignons mycorhiziens arbusculaires se multiplient à travers la

planète et dans différentes conditions agro-climatiques. Les résultats de cette pratique montrent un chemin vers une agriculture durable tant au Nord qu'au sud (Hooper et al., 2005)..

2.5.3.1.- Effets sur la croissance et le développement des plantes hôtes

Il apparaît de plus en plus évident que les plantes mycorhizées ont une meilleure croissance que celles qui ne le sont pas. En effet, Zougari-Elwedi et al.(2012) ont montré que la croissance du palmier dattier (*Phoenix dactylifera*) inoculé avec *Glomus* montre une croissance nettement supérieure par rapport aux témoins après deux ans de culture (figure 4). De même, le niébé (*Vigna unguiculata*) inoculé avec *Rhizophagus irregularis* montre une croissance nettement supérieure de celle des témoins (Diop et al.,2013).

La stimulation de la croissance végétale par les champignons mycorhiziens est d'autant plus significative que la teneur du sol en phosphore est faible (Furlan., 1981). Toutefois, Plenchette (1982) affirme que même si la quantité de phosphore dans le sol est relativement importante, les plantes mycorhizées ont toujours une meilleure croissance. Pour lui, la croissance de ces plantes est due à une stimulation hormonale.

Le pois inconnu est cultivé partout en Haïti dans les zones où les conditions pluviométriques ne sont pas trop favorables à la culture du haricot. Il est le plus souvent retrouvé en association avec les céréales (sorgho, maïs), des tubercules ou des racines comme la patate douce dans les hauteurs ne dépassant pas 400 mètres principalement dans les lieux suivants ; Jacmel, Gonaïves, cayes, vallée de l'Artibonite (WILLER, 1993). Le cycle cultural du pois inconnu varie de dix (10) à seize (16) semaines selon la variété et son calendrier cultural oscillent avec les différentes régions de février à mai et coïncide avec le début de la saison pluvieuse mais dans les zones irriguées il se fait aussi remarquer durant la saison hivernale ou il est cultivé sous irrigation. Quant aux techniques culturales, elles sont semblables à celles du pois de souche et du haricot. La densité de semis en culture pure varie de 133.000 plants à 200.000 plants à l'hectare.

2.6.- Résultats obtenus avec les mycorhizes arbusculaires dans l'agriculture

Des plantes inoculées par des champignons mycorhiziens arbusculaires montrent très souvent des meilleurs rendements par rapport aux témoins. Les résultats de certaines expériences sont présentés plus bas par régions climatiques.

2.6.1.- Pays tempérés

Dans les régions tempérées, et particulièrement au Canada, des résultats intéressants ont été obtenus avec l'inoculation des cultures par des champignons mycorhiziens arbusculaires. En effet, Trépanier et al.(2012) rapportent une augmentation de 12,4% du nombre des tubercules de pomme de terre suite à l'inoculation par des champignons mycorhiziens arbusculaires. Toujours au Canada, une augmentation du rendement de plus de 7% par rapport au témoin a été obtenue avec des plantes de soya mycorhizées (Le Quéré et Kerr., 2011).

2.6.2.- Pays tropicaux

Plusieurs expériences ont été réalisées avec les champignons mycorhiziens dans l'agriculture dans certains pays tropicaux. Au Cameroun, les résultats obtenus varient avec la dépendance mycorhizienne des cultures. Les rendements sont plus élevés avec les légumineuses, les tubercules et les petits fruitiers. Une augmentation de rendement du maïs de 52 à 59% par rapport au témoin non mycorhizé a été obtenue, pendant que celles fertilisées à l'engrais minéral a montré une augmentation 30-35% (Nwaga et al., 2004). La banane a montré une plus grande précocité dans la maturation des fruits et une augmentation de rendement de 438% par rapport au témoin non mycorhizé; la tomate a montré une augmentation de rendement de 116% (Jemo et al., 2007). Les biomasses aérienne, racinaire et totale du niébé (*Vigna unguiculata*) mycorhizé avec *R. irregularis* ont augmenté de 51%, 52% et 51.47% respectivement par rapport au témoin non mycorhizé (Diop et al., 2013). Par contre, le mil (*Sorghum bicolor*) inoculé avec *Glomus aggregatum* montre une croissance inférieure par rapport au témoin non inoculé (Plenchette et al., 2000). Selon les auteurs, cette absence de stimulation de croissance serait due à l'utilisation de souches exotiques de champignons mycorhiziens arbusculaires.

CHAPITRE III

III.- MATERIELS ET MÉTHODES

3.1.- Cadre physique de l'étude

La conduite des essais a été menée dans un milieu semi contrôlé se trouvant sur le campus de la faculté d'agronomie et de médecine vétérinaire (FAMV). Il est situé dans la commune de Tabarre à une altitude de 20 m à environ 8 Km de Port-au-Prince. Il est délimité au nord par les montagnes du Trou-d'eau, au sud par le massif de la selle, à l'Ouest par la baie de Port-au-Prince et à l'Est par l'étang saumâtre. Les conditions de température (27.5⁰C environ) et d'éclairement solaire sont suffisantes pour la croissance et le développement des espèces végétales sous-tendant cette étude.

Le projet de recherche a été conduit au Laboratoire de Biotechnologie et Symbiotes Végétaux (LBSV) de ladite faculté dirigé par Dr Jean Fénel FELIX, Ing.-Agr. et son assistante, Mme Sendy Rony ULYSSE, Ing.-Agr., deux professeurs et chercheurs.

3.2.- Matériels biologiques

❖ Des échantillons de sols

L'étude a dirigé son analyse vers des éléments pertinents caractérisant la nature de la recherche à savoir des échantillons de sols d'arboricultures fruitières et de cultures sarclées, dont il fallait apprécier le potentiel mycorhizien, qui constituent ainsi l'élément central de l'étude. Le prélèvement des échantillons de sols a été fait dans des zones dont les précédents culturaux, selon la revue de littérature, favorisent mieux le développement des champignons mycorhiziens dans leur région rhizosphérique. Les échantillons de sols prélevés ainsi que leurs précédents culturaux ont été présentées dans la partie subséquente.

Tableau 1: Echantillons de sols munis de leur numéro et de leur pH

Précédent cultural	Provenance d'échantillon de sol	Numéro des échantillons (code)	Résultat du pH
Témoin (pasteurisé)	Gros Morne	0	8,33
Avocatier	Goyavier 1, Saint Marc	1	6,92
Riz	Petite rivière de l'Artibonite	2	8,10
Maïs	Lalouère, Saint Marc	3	7,99
Manguier	Gros Morne	4	8,33
Mandarinier	Musac, Vallée Jacmel	5	7,93
Pomme de terre	Savane Zombi (Sud-est)	6	8,25
Citronnier / Oranger	Larevoire, Vallée Jacmel	7	7,56
Sorgho	Goyavier 2, Saint Marc	8	6,92
Bananier	Arcahaie	9	8,16
Chadéquier	Lature, Vallée Jacmel	10	7,12

Les échantillons de sols prélevés dans les dix (10) zones différentes ont été puisés dans les régions rhizosphériques des plantes choisies à une profondeur ne dépassant pas 0.5 m pour les sols de cultures sarclées et 1.5 m pour les sols d'arboriculture fruitière. L'intérêt de cette démarche n'était pas la diversité géographique mais c'est la diversité rhizosphérique capable de présenter une plus grande biodiversité fongique mycorhizienne.

❖ Des plantes hôtes

Les matériels végétaux utilisés étaient : le maïs (*Zea mayis* L.), le sorgho (*Sorghum bicolor*) et le pois inconnu (*Vigna unguiculata* Walp L.). Ces plantes avaient pour objectif de favoriser le développement des éventuelles spores de Champignons Mycorhiziens Arbusculaires (CMA) s'étant trouvées dans les échantillons de sols prélevés. Elles ont aussi permis la réalisation des tests de coloration racinaire ayant ainsi révélé l'absence ou la présence de CMA dans les échantillons de sols prélevés. Car les CMA sont des symbiotes obligatoires, ce qui justifie l'utilisation de ces plantes, d'abord, comme des hôtes et comme des indicateurs de potentiel mycorhizogène.

Tableau 2: Indentification des semences utilisées dans les essais

N ⁰	Espèce	Variété	Provenance
1-pois inconnu	<i>Vigna unguiculata</i> (L.) Walp	CAR5	Projet AKOSAA à Saint-Marc
2-maïs	<i>Zea mayis</i> L.	Chicken corn	Projet AKOSAA à Saint-Marc
3-sorgho	<i>Sorghum bicolor</i>	Issue de parcelle à Sodo	Projet AKOSAA à Saint-Marc

Ces plantes hôtes ont été choisies parce qu'elles ont un cycle végétal court et un développement du système racinaire rapide. Leurs racines sont facilement capables d'être colonisées par des spores champignons mycorhiziens arbusculaires.

3.3.- Matériels physiques et chimiques

❖ Des pots et des blocs

Dans le sous-abri où se réalisait l'expérimentation, le développement des plantes hôtes a été fait dans des pots (pots de cultures) pouvant contenir de 2.5 litres de sols.

Chaque pot de cultures a été placé sur un bloc¹. Les pots étaient nécessaires pour faciliter l'étude du potentiel mycorhizien de chaque échantillon de sol et les blocs pour éviter la contamination par l'eau de drainage entre les pots lors des arrosages.

❖ Réactifs, accessoires et matériels de laboratoire

Les réactifs étaient de plusieurs groupes : ceux de la préparation des tests de coloration racinaire, ceux des centrifugations et ceux de la décontamination des spores. Ces réactifs et les accessoires ainsi que les matériels de laboratoire seront présentés dans la partie réservée pour la description méthodologique des tests de coloration racinaire et de l'isolement des spores de CMA.

3.4.- Dispositions pour la mise en place des essais

Le prélèvement des échantillons de sols et leur analyse au laboratoire ont été les premiers préparatifs pour la mise en place des essais expérimentaux dans le cadre de cette recherche menée sur les souches indigènes de champignons mycorhiziens arbusculaires. Des consultations bibliographiques ont permis de choisir les sources culturelles favorisant mieux l'adaptation des mycorhizes ainsi que les écosystèmes propres à ce type de champignons. Ce travail a été réalisé principalement sur la base de deux types de sols présélectionnés : sols d'arboriculture fruitière et sols de cultures sarclées. Pour chacune des sources culturelles choisies, il a été retenu la région du pays où cette culture est dominante et la plus réputée. Les échantillons de sols prélevés qui sont censés pourvus ou non de souches indigènes de CMA ont été analysés au laboratoire de sol de la faculté d'Agronomie et de médecine Vétérinaire (FAMV).

3.5.- Dispositif expérimental

L'expérience a été réalisée à l'aide d'un dispositif complètement aléatoire conçu pour deux modes de piégeage. Le nombre de facteur a été deux (2), ce sont les plantes pièges et les échantillons de sols rhizosphériques. Les plantes-pièges ou hôtes se sont réparties en deux (2) systèmes de piégeage : une association de maïs (*Zea mays* L.) et de sorgho (*Sorghum bicolor*) et une culture pure de pois inconnu (*Vigna unguiculata* Walp L.).

¹ Unité structurale de construction, particulièrement en Haïti, faite de mortier dans un moule de 40 cm X 10 cm

Quant aux échantillons de sols prélevés, ils ont été au nombre de 11 dont un échantillon a été pasteurisé à l'eau bouillante (~100 degrés) pour servir comme témoin. Le nombre de traitement était vingt-deux (22). Le nombre de répétition par traitement était quatre (4). La quantité totale d'unités expérimentales était quatre-vingt-huit (88) pots de sols.

L'emplacement du dispositif expérimental a été réalisé le 06 novembre 2015, au moyen d'un ruban métrique, de la ficelle et avec les blocs. L'essai a été réalisé sur une superficie de 73.8 m² comportant une parcelle de pois inconnu de quarante-quatre (44) pots occupant 28.6 m² et une autre parcelle de quarante-quatre (44) pots s'étendant sur 34. 2 m² formée d'association de maïs et de sorgho. Les deux parcelles sont séparées par une bande de 11 m². Les pots contenant du pois inconnu (*Vigna unguiculata* Walp L.) sont distancés de 0.5 m à la fois sur les lignes et sur les colonnes. Pour l'association de maïs (*Zea mayis* L.) et de sorgho (*Sorghum bicolor*), les pots se placent à 0.75 m sur les lignes et à 0.5 m sur les colonnes.

Table 3 : Tableau synoptique du dispositif expérimental

Précédent cultural	Culture pure (28.6m ²)				11m ²	Association (34.2 m ²)			
Code = échantillon	Pois Inconnu : A					Mais /Sorgho : B			
	Pot placé : 0.5m x 0.5m					Pot placé : 0.5m x 0.75m			
0 = Témoin	A0	A0	A0	A0		B0	B0	B0	B0
1 = Avocatier	A1	A1	A1	A1		B1	B1	B1	B1
2 = Riz	A2	A2	A2	A2		B2	B2	B2	B2
3 = Maïs	A3	A3	A3	A3		B3	B3	B3	B3
4 = Manguier	A4	A4	A4	A4		B4	B4	B4	B4
5 = Mandarinier	A5	A5	A5	A5		B5	B5	B5	B5
6 = Pomme de terre	A6	A6	A6	A6		B6	B6	B6	B6
7 = Citronnier	A7	A7	A7	A7		B7	B7	B7	B7
8 = Sorgho	A8	A8	A8	A8		B8	B8	B8	B8
9 = Bananier	A9	A9	A9	A9		B9	B9	B9	B9
10 = Chadéquier	A10	A10	A10	A10		B10	B10	B10	B10
	Essai #1				vide	Essai #2			
Total	22 traitements X 4 répétitions. = 88 pots de cultures								
2, 3, 6, 8 et 9	Les échantillons de sols de cultures sarclées								
1, 4, 5, 7 et 10	Les échantillons de sols d'arboriculture fruitière								

3.6.- Procédure expérimentale de la recherche

La préparation du medium a été faite d'un mélange de sols et de sable de rivière dans une proportion un demi ($\frac{1}{2}$) et un demi ($\frac{1}{2}$). Le semis a été réalisé le vendredi 06 novembre 2015. Il a consisté en la mise en place de huit (8) semences de pois inconnu (*Vigna unguiculata* Walp L.) dans chacun des quarante-quatre (44) pots puis de huit (8) graines de maïs (*Zea mays* L.) et de sorgho (*Sorghum bicolor*), dont quatre (4) graines de chacun, ensemencées en association dans chacun des quarante-quatre (44) autres pots. Le semis a été fait à une profondeur approximative de 4 cm. Les pots sont tous de même capacité et ont contenu chacun 2.5 litres du mélange préalablement préparée.

Un arrosage a été effectué bien avant le semis afin d'avoir une humidité suffisante pour la germination des graines. Après l'émergence des plantules, vu qu'elles sont dans des pots, la fréquence d'arrosage a été tous les deux jours. Trois jours après la levée des plantules, soit le jeudi 12 novembre 2015, le démariage a été réalisé pour réduire le nombre de plantules par pots à six (6) dans chaque pot dont trois (3) de maïs et trois (3) de sorgho dans les pots supportant la croissance de l'association culturale.

Au stade de 7-8 feuilles, un premier binage a été fait pour faciliter l'infiltration de l'eau et de l'air dans les échantillons de sols et d'éliminer les adventices. Cette opération a été répétée à chaque fois que, suite aux épisodes d'arrosage, le sol était devenu compact en surface.

3.6.1.- Coloration racinaire

Deux mois et six (6) jours après le semis du pois inconnu (*Vigna unguiculata* Walp L.) soit le mardi 12 janvier 2016, quelques échantillons de racines ont été minutieusement prélevées, sans nuire à la croissance de la plante, pour être colorées suivant la méthode de coloration racinaire décrite par Vierheilig et al. (1998). Un mois après ce premier test de coloration racinaire, quelques échantillons de racines de l'association de maïs et de sorgho ont été prélevées pour être observées à leur tour suivant la même méthode. Le vendredi 04 mars 2016, une dernière séance d'observation sur l'association de sorgho et de maïs a été réalisée.

❖ **Matériels et réactifs utilisés**

Dans le laboratoire de biotechnologie Végétale, l'ensemble des matériels et des réactifs utilisés pour la réalisation des tests de coloration racinaire étaient :

- : Tubes résistant à la chaleur, bruleur de Bunsen, plaque d'amiante trépied, récipient métallique pouvant contenir l'eau, agitateur aimanté, pissette, bécher, tamis, microscope et/ou binoculaire, boîtes de pétri, pince, lames de bistouri, lames et lamelles, gant, balance, minuterie.
- Solution de KOH 10%, encre (Schaeffer skip), acide acétique 5% (vinaigre), eau distillée, eau de robinet.

❖ **Le protocole de coloration**

La méthode de coloration des racines décrite ici est celle de Vierheilig et al. (1998). Cette technique utilise l'encre noire en lieu et place du trypan bleu qui est cancérigène. Les étapes sont les suivantes.

- Préparer une solution encre-vinaigre avec 1 volume d'encre contre 19 volumes de vinaigre.
- Préparer une solution de KOH 10% dans l'eau distillée
- Récolter les racines des plantes hôtes de champignons AM suspectées d'être colonisées
- Transférer les racines dans des éprouvettes et couvrir ces racines de KOH 10%, puis faire bouillir pendant 8 minutes. A noter que les racines très lignifiées peuvent prendre d'avantage de temps. Il faut donc faire bouillir jusqu'à rendre translucides les racines.
- Vider le contenu de l'éprouvette dans un tamis et rincer à l'eau courante.
- Remettre les racines rincées dans l'éprouvette et couvrir l'eau distillée, puis faire bouillir pendant 6 minutes.
- Les racines sont alors prêtes à être colorées. Eliminer l'eau et couvrir les racines de la solution encre-vinaigre et faire bouillir pendant 3 minutes.

- Rincer les racines à l'eau courante, puis couvrir de vinaigre et faire bouillir pendant 10 minutes.
- Rincer les racines à l'eau et les mettre sur lame. Les observations sont faites sous microscope binoculaire.
- Sur la binoculaire, on vérifie le niveau de coloration des racines par le CMA. Pour ce faire, on utilise une boîte de pétri quadrillée dans laquelle on met les racines colorées, puis on procède au décompte.

3.6.2.- De la sporulation à l'isolement des spores de CMA

A la fin de leur cycle végétal, soit le 04 mars 2016, les plantules sont laissées sécher durant deux semaines de plus pour la multiplication et la maturation des spores présentes. Après cette période, la partie aérienne a été coupée et jetée. Le sol muni des racines est récolté et le contenu de chaque pot est transporté et conservé dans des sachets de ziplock. La conservation des échantillons de sols, à la serre, en conditions d'humidité (45%) et d'ombre conformes à l'exigence des CMA, a duré deux (2) mois. Après cette période, l'isolement des spores de CMA a été fait.

3.7.- Méthode d'isolement des spores de CMA

Après la conservation des récoltes (ensemble de sols et de racines dans des sachets de ziplock), l'isolement des spores de CMA a été entamé. Il s'est fait en trois (3) grandes étapes à savoir la séparation des fractions de sol par tamisage humide, la séparation des spores de CMA des fractions du sol par centrifugation et la décontamination par la chloramine T et l'ampicilline.

3.7.1.- étape 1 : séparation des fractions de sol par le tamisage

Les quatre (4) tamis se sont superposés suivant la dimension de bas en haut dans un ordre croissant (45 microns, 106 microns, 250 microns et 1 mm). Une partie de sol mêlé de racines a été mis dans le tamis le plus haut placé (tamis de 1 mm). Après avoir écrasé les mottes, avec de l'eau et l'agitation des tamis, les différentes fractions de sols ont été séparées, chacune dans le tamis correspondant. De haut en bas, ont été prélevées les fractions comprises respectivement entre 1 mm à 250 microns, 250 microns à 106 microns et 106micron à 45 microns (appelées respectivement la fraction 250 microns, la fraction 100 microns et la fraction 50 microns), avec une cuillère, et mises chacune à un

volume de 20 ml dans un tube de 50 ml bien identifié. Cette étape s'est réalisée à la serre où se trouvaient en conservation les sachets contenant les sols et racines récoltés. Cet endroit a été choisi parce qu'il est mieux approprié pour l'écoulement de l'eau mélangé à la terre après le passage au tamis et pour la disponibilité de l'eau courante.

3.7.1.1.- Matériels utilisés et réactifs

- ✓ Tamis : 1mm, 250 microns, 106 microns et 45 microns
- ✓ Tubes à centrifugation de 50 ml
- ✓ Cuillère pour remplir les tubes
- ✓ Accessoires pour l'identification des échantillons
- ✓ Eau courante

3.7.2.- Etape 2 : Séparation des spores de cma du sol par la centrifugation

Les trois fractions de sols qui sont dans des tubes de 50 ml sont transportées au laboratoire pour la séparation des spores des CMA du sol. Deux par deux, les tubes sont équilibrés à la balance électronique avec de l'eau courante atteignant au moins un volume double à celui de la fraction du sol. Le volume de la fraction de sol étant de 20 ml, l'eau est ajoutée au moins à 40 ml du tube de 50 ml au moyen de flacon laveur et de micropipette puis le contenu est vortexé. Dans la centrifugeuse, les tubes de même masse se place l'une en face de l'autre pour faire 2000 rpm en 4 minutes. C'est la centrifugation à l'eau. Après cette première centrifugation, l'eau et le surnageant sont jetés sans déranger le dépôt formé de spores de CMA, de sol et d'autres particules plus denses que l'eau. Le même processus est repris pour une deuxième centrifugation avec une solution de sucrose à 50%, donc l'eau a été remplacée par cette solution. Les spores, étant moins denses que cette solution de sucrose, sont restées à la surface après cette deuxième centrifugation (2000rpm en 4 minutes).

Ce surnageant de la solution de sucrose est versé dans le tamis de 45 microns sans déranger le dépôt au bas du tube. L'ensemble des particules (spores, grains de pollen, levures, nématodes...) sont rincées dans le même tamis avec de l'eau courante pour empêcher la plasmolyse des spores dans la solution hypertonique du sucrose. Puis, les spores ou l'ensemble des particules sont récupérées à l'aide de la micropipette à embout.

La récupération des spores de CMA se fait dans un coin du tamis avec de l'eau et elles sont mises dans un microtube. Ainsi de suite pour séparer les spores de toutes les fractions du sol.

3.7.2.1.-Matériels utilisés et réactifs

- ✓ Balance électronique à précision minimale 0,1 g
- ✓ Support pour tubes de 50 ml contenant les fractions du sol
- ✓ Flacon laveur (pissette)
- ✓ Centrifugeuse pour les tubes de 50 ml
- ✓ Microtubes
- ✓ Tamis de 45 microns
- ✓ Micropipettes et embouts
- ✓ Vortex
- ✓ Cylindres
- ✓ Solution de sucrose de 50%
- ✓ Eau courante
- ✓ Réfrigérateur

3.7.3.- Etape 3 : la décontamination des spores de CMA

La décontamination se fait pour conserver la stérilité des spores qui est vraiment importante. Pour ce faire, ce protocole a été suivi :

A. - Première phase

- 1- Les spores des différentes fractions de sol ont été prises chacune séparément dans un microtube pour faciliter la stérilisation
- 2- Ajouter 0,05 ml de solution de tween dans chacun des microtubes
- 3- Agiter pendant 2 min au vortex
- 4- Centrifuger durant 1 min (1600 rpm) : enlever le surnageant sans assécher complètement les spores

B. Deuxième phase

- 1- Ajouter la chloramine T (~10ml/microtube) dans les microtubes
- 2- Garder en réfrigération pendant 8 min après agitation des microtubes

- 3- Centrifuger durant 1 min : enlever le surnageant sans assécher complètement les spores

C. Troisième phase

- 1- Refaire la deuxième phase
- 2- Préparer la solution antibiotique pendant la 2^e période de 8 min en réfrigération

D. Quatrième phase

- 1- Enlever le surnageant puis ajouter l'antibiotique aux spores (~10ml/microtube)
- 2- Agiter et centrifuger immédiatement : le but de cette phase est de rincer les spores le plus rapide possible avec l'antibiotique jusqu'à 5 ou 6 fois
- 3- Conserver les spores dans la solution antibiotique à 4⁰ C : cette conservation ne durait pas dans le cadre de notre travail car c'était l'inoculation immédiatement après la stérilisation.

3.7.3.1.- Matériels et réactifs

- ✓ Centrifugeuse pour les microtubes
- ✓ Vortex
- ✓ Solution de tween : 50 microlitres de tween liquide dans 500 microlitres d'eau distillée (il suffit que la solution écume).
- ✓ Micropipettes avec embouts
- ✓ Solution de chloramine T : 2g chloramine en poudre dans 100 ml d'eau distillée. (Mais il y avait une première quantité de concentration 10g/L apportée par Laurent.)
- ✓ Solution d'antibiotique à large spectre : 2 ml d'ampicilline liquide (ampicilline liquide 50 mg/ml) dans 100 ml d'eau distillée.
- ✓ Réfrigérateur

3.9.- Variables mesurées et analyses

Les variables mesurées dans le cadre de cette étude ont été le pourcentage de colonisation mycorhizienne des racines des plantes-hôtes et le nombre de spores de champignons mycorhiziens livrées par échantillon de sol considéré. Ces variables quantitatives sont de véritables paramètres de mycorhization. Les méthodes utilisées pour mesurer ces variables sont la méthode de coloration racinaire décrite par (Phillips & Hayman, 1970) pour le pourcentage de mycorhization des racines et la méthode du tamisage humide décrite par Brundrett et al. (1996) pour l'isolement des spores dans les différentes fractions des échantillons de sol. Les données collectées ont été ensuite soumises à des analyses statistiques descriptives (calcul des moyennes et des variations : écart-type) et des analyses de variance (ANOVA) pour tester si la différence entre les différents traitements est significative ou non.

3.9.1.- Observation : critères de reconnaissance de CMA

L'observation a eu pour but d'identifier les spores du genre glomal viables. Elle s'est faite sur la base des critères spécifiques de reconnaissance de spores vivantes de CMA. Dans le cadre de ce travail, les critères de reconnaissance se sont portés sur la taille qui, normalement, devrait comprise dans la plage de 250 microns pour les gigasporas et 50 microns pour les plus petites, sur la forme plus ou moins arrondie avec une paroi segmentée, un peu transparente ou translucide mais peut être aussi épaisse, sur l'aspect gras du contenu cellulaire donnant l'apparence de gouttelette d'huile un peu jaune et, enfin, sur la tunique suspenseur attachant les spores entre elles lorsqu'elles sont en grappe.

3.9.2.- Méthode de documentation en photos des spores de CMA

Les spores de CMA, une fois isolées, sont observées au microscope. Vingt-deux (22) traitements partageant chacun en trois (3) fractions (50microns, 100 microns et 250 microns) ont été observés au microscope binoculaire. L'ensemble des fractions de tous les traitements observées ont été prises en photos. Chaque photo a été codée suivant 1) le système de culture initiale (lettre majuscule **A** : culture pure de pois inconnu ou **B** : association de maïs/sorgho), 2) la provenance de l'échantillon de sol (chiffre de **0** à **10**, **tableau 1**), 3) la répétition (lettre minuscule : **a**, **b**, **c** et **d**), 4) la fraction observée ou les

fractions combinées (**50** microns, **100** microns, **250** microns), 5) la date du jour de l'observation (**jour, mois, année**). Par exemple, une photo qui est identifiée : **B8b50 9-6-16** signifie littéralement c'est la photo des particules (**spores de CMA** ou grains de pollen ou nématodes..., car ce n'est toujours ou seulement des spores de CMA) isolées de l'association de **maïs/sorgho (B)** provenant des sols de **sorgho de goyavier (8)**, la **deuxième répétition (b)**, pour la **fraction 50 microns (50)** en **date** du 9 juin 2016 (**9-6-16**). Si à la fin de cette suite, il y a une ou plusieurs lettres minuscules (B8b50 9-6-16a ou B8b50 9-6-16aa), cela veut dire que cette photo est répétée ou a été reprise (*photos en annexe*).

3.9.3.- Méthode du décompte des spores de CMA

Les résultats présentés dans le tableau ci-dessus sont obtenus en observant un cinquième de 500 microlitres de chaque fraction de spores jugée intéressante. Les décomptes ont été faits pour un cinquième (1/5) puis le nombre de spores vivantes trouvé est multiplié par cinq (5) pour obtenir le montant estimatif de la fraction en question. Ce montant est estimatif car les grappes de spores n'ont pas été défaites et que le décompte des grandes quantités n'était pas pointilleux.

CHAPITRE IV

IV.- RÉSULTATS ET DISCUSSIONS

4.1.- Résultat des pourcentages de mycorhization des racines de Pois inconnu

Les pourcentages de mycorhization des racines de pois inconnu à partir de l'ensemble des échantillons de sols pris au cours du 70^e jour après le semis ont moyennement varié de 13% pour le sol d'avocatier (A1) et 58,75% pour le sol de manguier (A4) (*Tableau 4*). Toutes les quatre (4) répétitions de l'échantillon de sol de manguier (A4) ont présenté un pourcentage de mycorhization supérieur ou égal à 50% (*Table 1, annexe*). Des différences significatives ont été observées entre les différents traitements. Les autres échantillons de sols ont eu des pourcentages intermédiaires. Ainsi tous les échantillons de sols prélevés, hormis le témoin qui a été pasteurisé, ont eu des spores de champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) qui ont colonisé les racines de pois inconnu.

Table 4 : Variation des pourcentages de mycorhization des racines de pois inconnu

Traitements	Pourcentage de mycorhization
A4	58.75 ± 11.81 a
A8	44.50 ± 6.66 b
A7	28.75 ± 4.78 c
A3	28.25 ± 2.36 c
A5	26.50 ± 5.44 c
A6	22.00 ± 5.59 c d
A9	17.25 ± 8.77 d e
A2	13.75 ± 3.50 d e
A10	13.75 ± 3.50 d e
A1	13.00 ± 2.45 e
ppds	8.91

N.B : Les moyennes dans une même colonne qui sont accompagnées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes à 5% de probabilité ($p > 0.05$) selon le test de Fisher. Par contre, celles accompagnées de lettres différentes sont significativement différentes.

4.2.- Résultat des pourcentages de mycorhization des racines de maïs et de sorgho

Les résultats des tests de coloration racinaire du maïs à partir de l'ensemble des échantillons de sols pris au cours du 98^e jour après le semis ont présenté des pourcentages de mycorhization ayant moyennement varié de 18.50% pour le chadéquier (B10) et 60% pour le sorgho (B8) (*Tableau 5*). Les pourcentages de mycorhization de toutes les quatre (4) répétitions de l'échantillon de sol du sorgho (B8) ont été supérieurs ou égal à 55. Des différences significatives ont été observées entre les différents traitements (*Table 2, annexe*). Tous les échantillons de sols prélevés, hormis le témoin qui a été pasteurisé, ont eu des spores de champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) qui ont colonisé les racines du maïs.

Tableau 5 : Variation des pourcentages de mycorhization des racines de maïs

Traitements	Pourcentage de mycorhization
B8	60.00 ± 7.07 a
B4	47.50 ± 10.40 b
B7	45.00 ± 7.07 b c
B5	43.25 ± 5.37 b c
B3	35.00 ± 10.80 c
B9	20.00 ± 4.08 d
B6	19.00 ± 6.68 d
B1	18.75 ± 4.78 d
B2	18.75 ± 4.78 d
B10	18.50 ± 5.50 d
ppds	10.12

N.B : Les moyennes dans une même colonne qui sont accompagnées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes à 5% de probabilité ($p > 0.05$) selon le test de Fisher. Par contre, celles accompagnées de lettres différentes sont significativement différentes.

4.2.1.- Comparaison des résultats de pourcentages de mycorhization des deux systèmes de piégeage

Dans cette expérimentation, le mode cultural fait à partir de pois inconnu en culture pure a présenté un pourcentage de mycorhization moyen de 26.65% (*tableau 6*) tandis que l'association culturale de maïs et de sorgho a moyennement cumulé un pourcentage de mycorhization de 32. 57% pour l'ensemble des dix (10) échantillons de sols prélevés. Le système de piégeage des champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) avec les cultures associées a favorisé un meilleur pourcentage de mycorhization que le mode de piégeage avec la culture pure. Cela pourrait s'expliquer en raison du fait que l'association culturale, dans sa synergie, a exploité mieux les ressources du sol qui a soutenu la croissance ces plantes. En effet, le système racinaire de la légumineuse (pois inconnu) n'a pas eu un développement racinaire qui, dans sa nature, pouvait parcourir tous les interstices dans les fractions de sol. Tandis que les racines fasciculées de maïs et de sorgho se sont développées de manière à bien remplir le pot pour être en contact avec l'ensemble du substrat.

Tableau 6 : Variation des pourcentages de mycorhization entre les deux systèmes de piégeage

Précédent cultural	Numéro des échantillons (code)	Moyenne de mycorhization (%)	
		Pois inconnu	Maïs / sorgho
Avocatier	1	13	18.75
Riz	2	13.75	18.75
Maïs	3	28.25	35
Manguier	4	58.75	47.5
Mandarinier	5	26.5	43.25
Pomme de terre	6	22	19
Citronnier / Oranger	7	28.75	45
Sorgho	8	44.5	60
Bananier	9	17.25	20
Chadéquier	10	13.75	18.5
Moyenne		26.65	32.575

4.3.- Résultat du pourcentage de mycorhization à partir du sol de cultures sarclées

Pour les deux systèmes de piégeage, l'estimation du pourcentage de mycorhization a été faite pour les échantillons de sols en provenance des cultures sarclées. L'ensemble de ces cinq (5) échantillons de sols ont produit de pourcentages e mycorhization moyennement varié de 16.25% pour l'échantillon 2 dont le précédent cultural est le riz et 52% pour l'échantillon 8 dont le précédent cultural est le sorgho. Les trois (3) autres échantillons ont donné des pourcentages intermédiaires. L'échantillon de sols en provenance de Goyavier (Saint-Marc) a donné le pourcentage de mycorhization le plus élevé, soit **52%**.

Tableau 7 : Variation des pourcentages de mycorhization des échantillons de sols de cultures sarclées

Traitements	Pourcentage de mycorhization
B8	60.00 ± 7.07 a
A8	44.50 ± 6.65 b
B3	35.00 ± 10.80 c
A3	28.25 ± 2.36 c d
A6	22.00 ± 5.59 d e
B9	20.00 ± 4.08 d e
B6	19.00 ± 6.68 d e
A2	18.75 ± 4.78 e
A9	17.25 ± 8.77 e
B2	13.75 ± 3.50 e
ppds	9.37

N.B : Les moyennes dans une même colonne qui sont accompagnées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes à 5% de probabilité ($p > 0.05$) selon le test de Fisher. Par contre, celles accompagnées de lettres différentes sont significativement différentes.

4.4.- Résultat de pourcentages de mycorhization à partir du sol d'arboriculture fruitière

L'ensemble de ces cinq (5) échantillons de sols d'arboriculture fruitière ont présenté, pour les deux systèmes de piégeage, de pourcentages de mycorhization moyennement varié de **15.87%** pour l'échantillon 1 dont le précédent cultural est l'avocatier et **53.13%** pour l'échantillon 4 dont le précédent cultural est le manguier. Les trois (3) autres échantillons ont donné des pourcentages de mycorhization intermédiaires dont deux sont supérieur ou égal 34.87%. L'échantillon de sols en provenance de Gros Morne a donné le pourcentage de mycorhization le plus élevé, soit **53.13%**.

Tableau 8 : Variation des pourcentages de mycorhization des échantillons de sols d'arboricultures fruitière

Traitements	Pourcentage de mycorhization
A4	58.75 ± 11.81 a
B4	47.50 ± 10.40 b
B7	45.00 ± 7.07 b
B5	43.25 ± 5.37 b
A7	28.75 ± 4.78 c
A5	26.50 ± 5.44 c d
B1	18.75 ± 4.78 d e
B10	18.50 ± 5.50 d e
A10	13.75 ± 3.50 e
A1	13.00 ± 2.44 e
ppds	9.69

N.B : Les moyennes dans une même colonne qui sont accompagnées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes à 5% de probabilité ($p > 0.05$) selon le test de Fisher. Par contre, celles accompagnées de lettres différentes sont significativement différentes.

4.4.1.- Comparaison des résultats de pourcentages de mycorhization des deux types de sols

Les résultats des cinq échantillons de sols de cultures sarclées ont donné un pourcentage moyen de mycorhization de **27.85%** pour les deux modes culturaux tandis ceux des cinq (5) échantillons de sols d'arboriculture fruitière ont présenté un pourcentage moyen de mycorhization de **31.37%** pour les deux systèmes de piégeage (tableau...). Les sols d'arboriculture fruitière ont montré, dans les conditions de cette étude, un meilleur potentiel mycorhizogène que les sols de cultures sarclées. Cela pourrait s'expliquer en raison du fait que la forte majorité des échantillons de sols d'arboriculture fruitière a un pH un peu acide ou proche de la neutralité. Il est prouvé dans les conditions édaphiques de développement des souches indigènes de CMA, un pH acide ou neutre est idéal et favorise mieux la multiplication des spores de CMA.

Tableau 9 : Variation des résultats du pourcentage de mycorhization des deux types de sols

Précédent cultural	Numéro des échantillons (code)	Mycorhization (%) Moyenne	
Riz	2	16.25	
Maïs	3	31.62	
Pomme de terre	6	20.5	
Sorgho	8	52.25	
Bananier	9	18.63	
Avocatier	1		15.87
Manguier	4		53.13
Mandarinier	5		34.87
Citronnier / Oranger	7		36.38
Chadéquier	10		16.12
Moyenne		27.85	31.37

4.5.- Résultats du nombre de spores de CMA isolées (Pois Inconnu : A)

Le décompte du nombre des spores isolées à partir de l'ensemble des échantillons de sols soutenant la croissance du pois inconnu a été fait dans les dates du 9, 15, 23 et 29 juin 2016, après la phase de sporulation suivie de deux mois de conservation. Le nombre moyen de spores livrées par échantillon de sols prélevés a varié de **88.75** pour l'avocatier (A1) et **2582.5** pour le manguier (A4) (*Tableau 10*). Tous les dix (10) échantillons de sols prélevés dont les plantes-pièges étaient le pois inconnu, hormis le témoin qui a été pasteurisé, ont eu des spores de champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA). Le classement par ordre croissant suivant le code de l'échantillon a été ainsi fait : A1, A8, A9, A10, A2, A6, A3, A5, A7 et A4. L'une des répétitions de l'échantillon de sol de manguier (A4) a présenté un nombre de spores de CMA égal à 4150 spores. Des différences significatives ont été observées entre les différents traitements quand les lettres sont différentes dans la colonne des moyennes.

Tableau 10 : Variation du nombre de spores de CMA isolées (Pois Inconnu : A)

Traitements	Nombre de spores isolées
A4	2582.50 ± 1176.76 a
A7	2212.50 ± 580.76 a
A5	1185.00 ± 226.64 b
A3	1092.50 ± 147.56 b
A6	962.50 ± 179.69 b
A2	563.75 ± 137.56 b c
A10	313.75 ± 72.72 c
A9	257.50 ± 53.61 c
A8	135.00 ± 75.49 c
A1	88.75 ± 29.54 c
ppds	622.74

4.6.- Résultats du nombre de spores de CMA isolées (Maïs: B)

L'isolement des spores de CMA à partir de l'ensemble des échantillons de sols favorisant le développement de l'association de maïs et de sorgho a été fait dans les dates du 9, 16, 24 et 30 juin 2016, après la phase de sporulation suivie de deux mois de conservation. Le nombre moyen de spores livrées par échantillon de sols prélevés a varié de **120** pour le bananier (B9) et **2957.5** pour le citronnier / oranger (B7) (*Tableau....*). Tous les dix (10) échantillons de sols prélevés dont les plantes-pièges étaient le maïs et le sorgho, hormis le témoin qui a été pasteurisé, ont eu des spores de champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA). Le classement par ordre décroissant suivant le code de l'échantillon a été ainsi fait : B7, B8, B4, B3, B5, B6, B10, B2, B1 et B9. L'une des répétitions de l'échantillon de sol de citronnier et d'oranger (B7) a présenté un nombre de spores de CMA égal à 3500 spores. Dans la colonne des moyennes, des différences significatives ont été observées entre les différents traitements pour les lettres qui sont différentes

Tableau 11 : Variation du nombre de spores de CMA isolées (Maïs: B)

Traitements	Taux de levée
B7	2957.50 ± 409.74 a
B8	2766.25 ± 1368.58 a
B4	2452.50 ± 673.56 a
B3	2163.75 ± 2006.59 a
B5	1925.00 ± 434.93 a b
B6	906.25 ± 210.53 b c
B10	840.00 ± 139.76 b c
B2	400.00 ± 84.16 c
B1	180.00 ± 67.82 c
B9	120.00 ± 77.13 c
ppds	1190.11

4.6.1.- Comparaison des résultats du nombre de spores isolées des deux systèmes de piégeage

Le système de piégeage avec le pois inconnu a livré, pour l'ensemble des dix (10) échantillons de sols (**A1 à A10**), un nombre moyen de **939.375** spores de champignons mycorhiziens arbusculaires (tableau...) tandis que celui de l'association culturale de maïs et de sorgho a livré, toujours pour les dix (10) échantillons de sols (**B1 à B10**), un nombre moyen de **1471.125** spores de CMA. Avec la présomption qu'un même échantillon de sol (provenance et précédent cultural mêmes) avait le même nombre et le même type de spores au départ dans les deux systèmes de piégeages (pois inconnu en pur et association maïs/sorgho : ayant tous deux soumis aux mêmes conditions de culture), il y a lieu de conclure que le système de piégeage constitué de maïs/sorgho a favorisé une meilleure multiplication des spores de CMA que celui de pois inconnu. Toutefois il n'est pas évident d'évaluer cette production car le nombre de spore qu'il y a eu au départ est ignoré. Cette estimation sera beaucoup plus utile après le prochain isolement des spores de CMA des nouvelles plantes pièges qui sont, actuellement, en entretien en serre.

Tableau 12 : Variation des pourcentages de mycorhization entre les deux systèmes de piégeage

Précédent cultural	Numéro des échantillons (code)	Moyenne de mycorhization (%)	
		Pois inconnu	Maïs / sorgho
Avocatier	1	88.75	180
Riz	2	563.75	400
Maïs	3	1092.5	2163.75
Manguier	4	2582.5	2452.5
Mandarinier	5	1185	1925
Pomme de terre	6	962.5	906.25
Citronnier / Oranger	7	2212.5	2957.5
Sorgho	8	135	2766.25
Bananier	9	257.5	120
Chadéquier	10	313.75	840
Moyenne		939.375	1471.125

4.7.- Résultats du nombre de spores isolées à partir du sol de cultures sarclées

Pour les deux systèmes de piégeage, l'estimation du nombre de spores de Champignons mycorhiziens arbusculaires isolées a été faite pour les échantillons de sols en provenance des cultures sarclées. L'ensemble de ces cinq (5) échantillons de sols ont livré un nombre de spores de CMA ayant moyennement varié de **377.50** pour l'échantillon 9 dont le précédent cultural est le bananier et **3256.25** pour l'échantillon 3 dont le précédent cultural est le maïs. Les trois (3) autres échantillons ont donnés des résultats intermédiaires avec l'échantillon 8 dont le précédent cultural est le sorgho qui a livré une quantité de moyenne de spores bien élevé, soit **2901.25**. L'échantillon de sols en provenance de Lalouère (Saint-Marc) a donné le nombre de spores viables de CMA le plus élevé, soit **3256.25** (Table 10, annexe).

Tableau 13 : Variation du nombre de spores isolées à partir du sol de cultures sarclées

Traitements	Taux de levée
B8	2766.25 ± 1368.58 a
B3	2163.75 ± 2006.59 a b
A3	1092.50 ± 147.56 b c
A6	962.50 ± 179.69 c
B6	906.25 ± 210.53 c
A2	563.75 ± 137.56 c
B2	400.00 ± 84.16 c
A9	257.50 ± 53.61 c
A8	135.00 ± 75.49 c
B9	120.00 ± 77.13 c
ppds	1122.16

4.8.- Résultats du nombre de spores isolées du sol d'arboriculture fruitière

L'ensemble des cinq (5) échantillons de sols d'arboriculture fruitière ont été soumis à l'estimation du nombre de spores de Champignons mycorhiziens arbusculaires. Le décompte a été fait par la combinaison des spores isolées issues des deux systèmes de piégeage. Les échantillons de sols ont livré un nombre de spores de CMA moyennement varié de **268.75** pour l'échantillon 1 dont le précédent cultural est l'avocatier et **5170.00** pour l'échantillon 7 dont les précédents culturaux sont le citronnier et l'oranger . Les trois (3) autres échantillons ont donnés des résultats intermédiaires avec l'échantillon 4 dont le précédent cultural est le manguier qui a livré une quantité de moyenne de spores bien élevé, soit **5035.00**. L'échantillon de sols en provenance Larevoir (Vallée de Jacmel) a donné le nombre de spores viables de CMA le plus élevé, soit **5170.00**. (*Table 11, annexe*).

Tableau 14 : Variation du nombre de spores isolées du sol d'arboriculture fruitière

Traitements	Nombre de spores
B7	2957.50 ± 409.74 a
A4	2582.50 ± 1176.10 a b
B4	2452.50 ± 673.56 a b
A7	2212.50 ± 580.76 b
B5	1925.00 ± 434.93 b
A5	1185.00 ± 226.64 c
B10	840.00 ± 139.76 c d
A10	313.75 ± 72.72 d e
B1	180.00 ± 67.82 d e
A1	88.75 ± 29.54 e
ppds	738.18

4.8.1.- Comparaison des résultats du nombre de spores isolées des deux types de sols

Les résultats des cinq échantillons de sols de cultures sarclées ont livré un nombre moyen de spores de CMA estimées à **936.75** pour les deux modes de piégeage tandis le décompte des cinq (5) échantillons de sols d'arboriculture fruitière s'est élevé un nombre moyen de spores de CMA évaluées à **1473.75** pour les deux systèmes de piégeage (tableau...). La livraison des spores viables de CMA est nettement élevée pour les échantillons de sols d'arboriculture fruitière par rapport aux échantillons de sols de cultures sarclées. Etant donné que ces résultats sont collectés pour les deux types de sols avec les mêmes modes culturaux, il est ainsi démontré que les échantillons de sols d'arboriculture fruitière ont contenu, dans les conditions de cette expérimentation, un plus grand nombre de spores viables que les sols de cultures sarclées. Ce qui pourrait toujours s'expliquer en raison du fait que la forte majorité des échantillons de sols d'arboriculture fruitière a un pH un peu acide ou proche de la neutralité.

Tableau 15 : Variation des résultats du nombre de spores isolées des deux types de sols

Précédent cultural	Numéro des échantillons (code)	Mycorhization (%) Moyenne	
Riz	2	963.75	
Maïs	3	3256.25	
Pomme de terre	6	1868.75	
Sorgho	8	2901.25	
Bananier	9	377.50	
Avocatier	1		268.75
Manguier	4		5035.00
Mandarinier	5		3110.00
Citronnier / Oranger	7		5170.00
Chadéquier	10		1153.75
Moyenne		936.75	1473.75

CHAPITRE V

V. CONCLUSION ET RECOMMANDATIONS

Dans la perspective de la valorisation de la flore mycorhizienne en Haïti, cette recherche, réalisée au laboratoire de Biotechnologie Végétale de la FAM, visait l'isolement des souches indigènes de champignons mycorhiziens des sols d'arboriculture fruitière et de cultures sarclées afin d'estimer leur potentiel mycorhizogène pour une contribution significative au redressement de la situation agricole d'Haïti.

Selon l'étude, les cinq (5) échantillons de sols d'arboriculture fruitière ont montré de meilleurs résultats de mycorhization avec un pourcentage moyen de mycorhization élevé 31.37% et un nombre moyen de spores viables de CMA isolées évalué à 1473.75 spores par rapport à ceux des cultures sarclées dont le taux moyen de mycorhization est élevé à 27.85% et le décompte du nombre moyen de spores viables de CMA isolées était 936.75 spores. L'association culturale de maïs et de sorgho a présenté un pourcentage moyen de mycorhization de 32.575% et un nombre moyen de spores viables de CMA isolées élevé à 1471.125 spores tandis que la culture pure de pois inconnu n'a produit, respectivement, que 26.65% et 939.375 spores. Bien que cette différence n'est pas significativement élevée, il y a lieu de comprendre, dans les conditions de réalisation de cette étude, que les racines des plantes-hôtes de l'association culturale ont été mieux colonisées que celles des plantes-hôtes de la culture pure et les échantillons de sols d'arboriculture fruitière avaient un meilleur potentiel mycorhizogène que ceux de cultures sarclées.

Ainsi il était constaté que, bien que ce soit faible pour certaines, toutes les plantes-pièges ont été colonisées avec des taux moyens de mycorhization ayant varié de 15.87% (échantillon 1) à 53.13% (échantillon 4) pour les échantillons de sols d'arboriculture fruitière et de 16.25% (échantillon 2) à 52.25% (échantillon 8) pour ceux des cultures sarclées. Aussi ont-ils contenu, tous les échantillons de sols prélevés de spores viables de CMA dont le nombre ayant varié de 268.75 spores (échantillon 1) à 5 170.00 (échantillon 7) pour les échantillons de sols d'arboriculture fruitière et de 377.50 (échantillon 9) à 3 256.25 (échantillon 3) pour ceux des cultures sarclées.

Se basant sur les résultats obtenus au cours de l'étude, l'hypothèse attestant que les sols d'arboriculture fruitière et de cultures sarclées en Haïti contiennent des souches indigènes de champignons mycorhiziens potentiellement mycorhizables aux fins d'inoculation de cultures a été vérifiée. Ainsi, les deux (2) échantillons 4 et 8, respectivement, des sols d'arboriculture fruitière et des sols de cultures sarclées, très prometteurs en matière de spores potentiellement mycorhizables, pourraient être retenue pour des essais en plein champ puis pour multiplication et diffusion éventuelles auprès des agriculteurs.

En guise de recommandations à la FAMV, au MARNDR et aux partenaires nationaux et internationaux s'intéressant au domaine de la mycorhization en Haïti, particulièrement AKOSAA, il est conseillé de :

- * Faire d'autres recherches pour mieux déterminer la flore mycorhizienne indigène d'Haïti dans d'autres zones agro-écologiques en vue d'avoir une idée sur d'autres endroits.
- * Réaliser des essais d'inoculation en plein champ avec les deux meilleures souches indigènes de champignons mycorhiziens arbusculaires isolées des sols d'Haïti pour évaluer leur performance.
- * Investir dans le processus de la recherche et de la formulation d'un biofertilisant issu du terroir haïtien, efficacement adapté aux conditions de cultures des agriculteurs haïtiens.
- * Encourager l'emploi des inoculants mycorhiziens dans les campagnes de reboisement dans le pays.
- * Favoriser la formation des jeunes scientifiques haïtiens dans ce domaine et développer, désormais, au Laboratoire de Biotechnologie Végétale, une unité bien équipée pour la recherche en mycorhization.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Bâ. A., Duponnois. R., Diabete. M et Dreyfus. B. 2011. les champignons ectomycorhiziens des arbres forestiers en Farique de l'Ouest: méthodes d'étude, diversité, écologie, utilisation en foresterie et comestibilité. IRD. 268p.
- Brundrett M., N. Bougher, Dell B., T. Grove et Malajczuk N., 1996. Working with Mycorrhizas in Forestry and Agriculture, Centre Australien de Recherches Internationales en Agriculture (ACIAR), 383 pages.
- Brundrett, M. 1991. Mycorrhizas in Natural Ecosystems. Advances In Ecological Research Vol 21: 171-313.
- Chaussod, R., Nouaïm, R., Breuil, M.C. et Boukcim, H. 1993. Effets du stress d'un sol d'arganeraie(Sud-Ouest marocain). Congrès Société Française de Phytopathologie, Dijon, 6- 10/12/93.
- Dalpe, Y. 2005. Les mycorhizes : un outil de protection des plantes mais non une panacée. *Phytoprotection*.86(1): 53-59.
- Dexheimer, J. 1997. Étude structurale et fonctionnelle des interfaces entre le champignon et la plante-hôte. *For. Fr.* XLIX n°sp. 1997. 14p.
- Dianda, M. 1991. Comparaison des effets de champignons V.A. introduits et indigènes associés ou non à Bradyrhizobium, sur la la croissance d'Acacia albida. *Physiologie des arbres et arbustes en zones arides et semi- arides.* John Libbey Eurotext (Paris): 263-269.
- Diop, I., Kane, A., Krasova- Wade, T., Sanon, K.B., Houngnandan, P., Neyra, M. et Noba, K. 2013. Impacts des conditions pédoclimatiques et du mode cultural sur la réponse du niébé (*Vigna unguiculata* L. Walp.) à l'inoculation endomycorhizienne avec *Rhizophagus irregularis*. *Journal of Applied Biosciences* 69: 5465 – 5474.
- Fortin, J.A., Charest, C. et Piché, Y. 1995. La symbiose mycorhizienne: état des connaissances. ORBIS publishing. Québec (Canada). 195 p.
- Fortin, J.A., Plenchette, C. et Piché, Y. 2008. Les mycorhizes: la nouvelle revolution verte. MultiMondes. Quebec (Canada). 138 p.
- Gosling, P., A. Hodge, G. Goodlass and G.D. Bending, 2006. Arbuscular mycorrhizal fungi and organic farming. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 113:17-35

Gosselin, L. et Dechamplain, N. 2002. Les champignons mycorhiziens. Centre de recherche en biologie forestière. 12p.

Handley, L.L., Daft, M.J., Wilson, J., Scrimgeour, C.M., Ingleby, K. et Sattar, M.A. 1993. Effects of the ecto- and VA-mycorrhizal fungi *Hydnangium carneum* and *Glomus clarum* on the $\delta^{15}\text{N}$ and $\delta^{13}\text{C}$ values of *Eucalyptus globulus* and *Ricinus communis*. *Plant, Cell and Environment*, 16 : 375-382.

Haougui, A., Souniabe, P.S., Doumma, A. et Adam, T. 2013. Evolution des populations des champignons endomycorhiziens sur les adventices de quatre sites maraîchers de la région de Maradi au Niger. *Int. J. Biol. Chem. Sci.* 7(2): 554-565.

Hijri, I., Sykorová, Z., Oehl, F., Ineichen, K., Mäder, P., Wiemken, Et Redecker D. 2006. Communities of arbuscular mycorrhizal fungi in arable soils are not necessarily low in diversity *Molecular Ecology*. 15 : 2277–2289

Hooper, D.U., Chapin, F.S., Ewel, J.J., Hector, A., Nchausti, P.I., Lavorel S., Lawton, J.H., Lodge, D.M., Loreau, M., Naeem, S., Schmid, B., Setälä H., Symstad A.J., Vandermeer J., et Wardle D.A. 2005. Effects of biodiversity on ecosystem functioning: a consensus of current knowledge. *Ecological Monographs*. 75(1): 3–35

Kapulnik, Y. et Douds, D. D. jrs., 2000. *Arbuscular Mycorrhizas: Physiology and function*. 1e ed. Netherlands (USA):. Kluwer Academic Publisher. 372p.

Koltai, H. et Kapulnik, Y. 2010. *Arbuscular Mycorrhizas: Physiology and Function*. 2e ed. London (NY). Springer. 323p.

Larsen, J. et Bodker, L. 2001. Interactions between pea root-inhabiting fungi examined using signature fatty acids. *New Phytologist*. 149: 487- 493.

Le Tacon, F., T. Le Tacon, V. Mauron, Y. Rousseau, M. Backer and D. Bouchard, 1999. Fertilisation raisonnée et mycorhize. 4ème rencontre de la fertilisation raisonnée. Blois, novembre-décembre 1999, pp 211-222

LeQuéré et Kerr., 2011. Évaluation l'effet de l'inoculation mycorhizienne sur le rendement du soya (*Glycine max*). *Ecological Research Services* , ON. Premier Tech Biotechnologies.

Lerat, S., Lapointe, L., Piché, Y. et Vierheilig, H. 2003. Variable carbon-sink strength of different *Glomus mosseae* strains colonizing barley roots. *Can. J. Bot.* 81: 886–889.

Martin, T. et André-Rioux, J. 2012. Utilisation de champignons endomycorhiziens arbusculaires dans la production de la pomme de terre: Québec. Fédération des Producteurs de Pommes de terre du Québec. 58p. Québec. rapport du projet 11-C-111.

Nouaim, R. et Chaussod, R. 1996. Rôle des mycorhizes dans l'alimentation hydrique et minérale des plantes, notamment des ligneux de zones arides. Cahiers Options Mediterraneennes. 20 : 9-26.

Nwaga, D., Angue, A.M et Frossard, E. 2010. The Potential of Soil Beneficial MicroOrganisms for Slash-and-Burn Agriculture in the Humid Forest Zone of Sub-Saharan Africa. Dans Soil Biology: Soil Biology and Agriculture in the Tropics. P. Dion (éd). Université Laval. p. 81-107.

Planchette, C. 1982. Recherches sur les endomycorhizes à vésicules et arbuscules: influences de la plante hôte, du champignon et du phosphore sur l'expression de la symbiose endomycorhizienne. 190 p. Thèse (Ph.D.), Faculté de foresterie et Géodesie, Université Laval, Quebec.

Plenchette, C., A. Fortin and V. Furlan, 1983. Growth responses of several plant species to mycorrhizae in a soil of moderate P-fertility. Plant and Soil 70:199-209.

Plenchette, C., Bois, J.F., Duponnois, R. et Cadet. P. 2000. La mycorhization (*Glomus aggregatum*) du mil (*Penisetum glaucum*). Études et Gestion des sols: 379-384.

Podila, G. P. et David, D. D. J. 2000. Current Advances in Mycorrhizae Research. APS Press. Minnesota (USA). 193p.

Schüßler, A., Schwarzott D., Walker, C., 2001. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. Mycol. Res. 105, 1413-1421

Sharma, A. K. et Johri, B.N. 2002. Arbuscular Mycorrhizae: Interactions in Plants, Rhizosphere and Soils. Sciences Publishers. Enfield (USA). 311p.

Smith, S.E et Read, D.J. 2008. Mycorrhizal symbiosis. 3e ed. New-York : Academic press is an imprint of Elsevier. 507p.

Smith, S.E., Jakobsen, I., Gronlund, M et Smith F.A. 2011. Roles of Arbuscular Mycorrhizas in Plant Phosphorus Nutrition: Interactions between Pathways of Phosphorus Uptake in Arbuscular Mycorrhizal Roots Have Important Implications for Understanding and Manipulating Plant Phosphorus Acquisition. Plant Physiology. 156: 1050-1057.

St-Arnaud, M., Hamel, C., Caron, M et Fortin, J.A. 1997. Endomycorhizes VA et sensibilité des plantes aux maladies: synthèse de la littérature et mécanismes d'interaction potentiels. Dans la symbiose mycorhizienne: état des connaissances. Fortin, J.A., Charest, C et Piché, Y (éd). Orbis publishing. p. 51-87.

Strullu, D.G. 1991. Les mycorhizes des arbres et plantes cultivées. Collection Tec. & Doc., Lavoisier, Paris, 250 pages

Fulton, S. M. 2011. Mycorrhizal Fungi: Soil, Agriculture and Environmental Implications. Nova Science Publishers. New York (USA). 261p.

Tahat, M.M., Sijam. K et Othman, R. 2006. Mycorrhizal fungi as biocontrol agent. Plant Pathol. Journ ., 9: 198-207.

Tommerup, I.C et Kidby, D.K. 1980. Production of Aseptic Spores of Vesicular-Arbuscular Endophytes and Their Viability After Chemical and Physical Stress. Appl. environ.Microbiol, 39: 1111-1119.

Uphoff, N., Ball, A.S., Fernanades. E., Herren,H., Husson,O., Laing, M., Palm, C., Sanchez, P., Sangiga, N. et Thies, J. 2006. Biological aproaches to sustainable soils systems. CRC Press. 764 p.

Varma, A. et Kharkwal, A. C. 2009. Soil Biology. 18e ed. London (NY): Symbiotic Fungi. Principles et Praticce. Springer. 430p.

Zougari-Elwedi, B., Sanaa, M., Labidi, S. et Sahraoui, A.L.H. 2012. Évaluation de l'impact de la mycorhizationarbusculaire sur la nutrition minerale des plantules de palmier dattier (Phoenix dactylifera L.var.Deglet Nour). Étude et Gestion des sols. 19: 193-202.

ANNEXES

Table 16: Résultat des pourcentages de mycorhization des racines de pois inconnu pour toutes les répétitions

Précédent cultural	Traitements	Mycorhization (%)				Moyenne
		a	b	c	d	
Manguier	A4	50	50	60	75	58.75
Sorgho	A8	50	35	45	48	44.5
Citronnier / Oranger	A7	35	25	25	30	28.75
Maïs	A3	30	25	28	30	28.25
Mandarinier	A5	25	28	20	33	26.5
Pomme de terre	A6	17	30	21	20	22
Bananier	A9	30	14	10	15	17.25
Riz	A2	10	12	15	18	13.75
Chadéquier	A10	12	15	10	18	13.75
Avocatier	A1	15	10	15	12	13
Témoin (pasteurisé)	A0	0	0	0	0	0

Table 17: Résultat des pourcentages de mycorhization des racines de maïs pour toutes les répétitions

Précédent cultural	Traitements	Mycorhization (%)				Moyenne
		a	b	c	d	
Sorgho	B8	60	70	55	55	60
Manguier	B4	50	45	35	60	47.5
Citronnier / Oranger	B7	35	50	50	45	45
Mandarinier	B5	40	50	38	45	43.25
Maïs	B3	25	30	35	50	35
Bananier	B9	20	25	15	20	20
Pomme de terre	B6	20	28	15	13	19
Avocatier	B1	15	20	15	25	18.75
Riz	B2	15	25	20	15	18.75
Chadéquier	B10	13	15	21	25	18.5
Témoin (pasteurisé)	B0	0	0	0	0	0

Table 18: Résultat des pourcentages de mycorhization des échantillons de sols de cultures sarclées

Précédent cultural	Numéro des échantillons (code)	Mycorhization (%)	Moyenne
Riz (A)	A2	18.75	16.25
Riz (B)	B2	13.75	
Maïs (A)	A3	28.25	31.62
Maïs (B)	B3	35	
Pomme de terre (A)	A6	22	20.5
Pomme de terre (B)	B6	19	
Sorgho (A)	A8	44.5	52.25
Sorgho (B)	B8	60	
Bananier (A)	A9	17.25	18.63
Bananier (B)	B9	20	

Table 19: Résultat des pourcentages de mycorhization du sol d'arboriculture fruitière

Précédent cultural	Numéro des échantillons (code)	Mycorhization (%)				Moyenne
		a	b	c	d	
Manguier (A)	A4	50	50	60	75	58.75
Manguier (B)	B4	50	45	35	60	47.5
Citronnier / Oranger (B)	B7	35	50	50	45	45
Mandarinier (B)	B5	40	50	38	45	43.25
Citronnier / Oranger (A)	A7	35	25	25	30	28.75
Mandarinier (A)	A5	25	28	20	33	26.5
Avocatier (B)	B1	15	20	15	25	18.75
Chadéquier (B)	B10	13	15	21	25	18.5
Chadéquier (A)	A10	12	15	10	18	13.75
Avocatier (A)	A1	15	10	15	12	13
Témoin (pasteurisé)	0	0	0	0	0	0

Table 20: Résultat des pourcentages de mycorhization du sol d'arboriculture fruitière

Précédent cultural	Numéro des échantillons (code)	Spores / 500 micolitres				Moyenne
		a	b	c	d	
Manguier	A4	4150	2380	2500	1300	2582.5
Citronnier / Oranger	A7	2000	1500	2800	2550	2212.5
Mandarinier	A5	1010	1200	1030	1500	1185
Maïs	A3	1300	1090	1015	965	1092.5
Pomme de terre	A6	800	1200	850	1000	962.5
Riz	A2	500	575	430	750	563.75
Chadéquier	A10	300	420	275	260	313.75
Bananier	A9	185	290	305	250	257.5
Sorgho	A8	50	150	230	110	135
Avocatier	A1	85	100	50	120	88.75
Témoin (pasteurisé)	A0	0	0	0	0	0

Table 21: Résultat du nombre de spores de CMA isolées (Maïs : B)

Précédent cultural	Numéro des échantillons (code)	Spores / 500 microlitres				Moyenne
		a	b	c	d	
Citronnier / Oranger	7	3000	2800	3500	2530	2957.5
Sorgho	8	3080	2200	1285	4500	2766.25
Manguier	4	1450	2700	2760	2900	2452.5
Maïs	3	1500	5050	405	1700	2163.75
Mandarinier	5	2000	1500	2500	1700	1925
Pomme de terre	6	875	700	850	1200	906.25
Chadéquier	10	890	670	1000	800	840
Riz	2	500	425	375	300	400
Avocatier	1	100	220	150	250	180
Bananier	9	105	50	230	95	120
Témoin (pasteurisé)	0	0	0	0	0	0

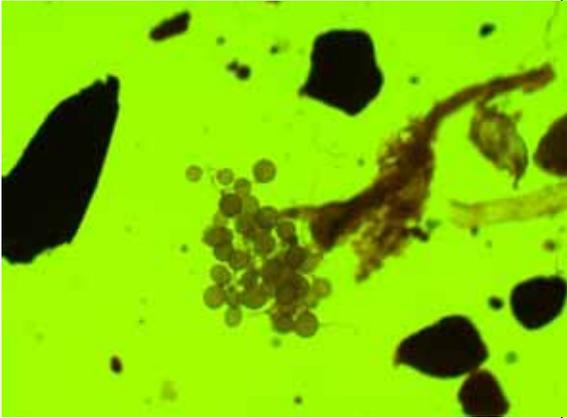
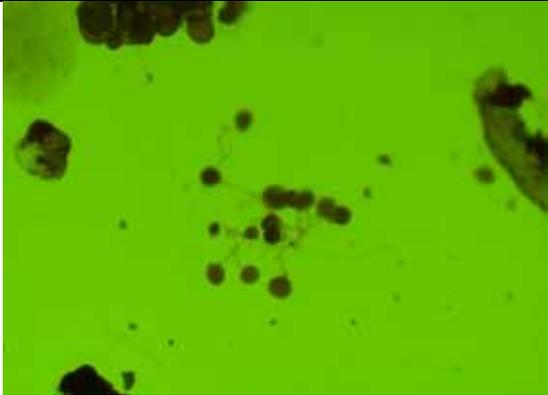
Table 22: Résultat du nombre de spores isolées des échantillons de sols de cultures sa

Précédent cultural	Numéro des échantillons (code)	Spores / 500 microlitres				Moyenne
		a	b	c	d	
Sorgho (B)	B8	3080	2200	1285	4500	2766.25
Maïs (B)	B3	1500	5050	405	1700	2163.75
Maïs (A)	A3	1300	1090	1015	965	1092.5
Pomme de terre (A)	A6	800	1200	850	1000	962.5
Pomme de terre (B)	B6	875	700	850	1200	906.25
Riz (A)	A2	500	575	430	750	563.75
Riz (B)	B2	500	425	375	300	400
Bananier (A)	A9	185	290	305	250	257.5
Sorgho (A)	A8	50	150	230	110	135
Bananier (B)	B9	105	50	230	95	120
Témoin (pasteurisé)	0	0	0	0	0	0

Table 23: Résultats du nombre de spores isolées des échantillons de sols d'arboriculture fruitière

Précédent cultural	Numéro des échantillons (code)	Spores / 500 microlitres				Moyenne
		a	b	c	d	
Citronnier / Oranger (B)	B7	3000	2800	3500	2530	2957.5
Manguier (A)	A4	4150	2380	2500	1300	2582.5
Manguier (B)	B4	1450	2700	2760	2900	2452.5
Citronnier / Oranger (A)	A7	2000	1500	2800	2550	2212.5
Mandarinier (B)	B5	2000	1500	2500	1700	1925
Mandarinier (A)	A5	1010	1200	1030	1500	1185
Chadéquier (B)	B10	890	670	1000	800	840
Chadéquier (A)	A10	300	420	275	260	313.75
Avocatier (B)	B1	100	220	150	250	180
Avocatier (A)	A1	85	100	50	120	88.75
Témoin (pasteurisé)	0	0	0	0	0	0

Table 24: documentation en photos des spores

<p>Spores de l'échantillon de sols de Goyavier, Saint-Marc cultivé en sorgho combiné maïs/sorgho comme plantes pièges, fraction 250 (B8b250)</p>	<p>Spores de l'échantillon de sols de Gros Morne cultivé en manguier combiné avec maïs/sorgho comme plantes pièges, fraction 250 (B4b250)</p>
	
<p>Spores de l'échantillon de sols de Petite rivière de l'Artibonite cultivé en riz combiné avec maïs/sorgho comme plantes pièges, fraction 250 (B2c250)</p> 	<p>Spores de l'échantillon de sols de Gros Morne cultivé en manguier combiné avec maïs/sorgho comme plantes pièges, fraction 250 (B4b250)</p> 