



**République Algérienne Démocratique et Populaire**  
**Ministère de l'enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique**  
**Université SAAD DAHLEB - Blida 1 -**  
**Faculté Des Sciences de la Nature et de la Vie**  
**Département de Biotechnologie**  
**Laboratoire de recherche des plantes médicinales et aromatiques**

## **MÉMOIRE**

En Vue de l'obtention du Diplôme de Master 2 en Science de la Nature et de la Vie  
Spécialité : Biotechnologie et valorisation des plantes

**Essai de Biostimulation d'une culture de petits pois (*Pisum sativum L*)  
par des isolats fongiques mycorhiziens et endémiques.**

**Soutenu le : 27/ 09/ 2020**

Présenté par :

**BENYAHIA Fatma**

**Devant le jury composé de :**

<b>Mr ABBED A.</b>	<b>MCB</b>	<b>USDB</b>	<b>Président</b>
<b>Mme FAIDI H.</b>	<b>MAA</b>	<b>USDB</b>	<b>Examinatrice</b>
<b>Mme MOUMENE S.</b>	<b>MCA</b>	<b>USDB</b>	<b>Promotrice</b>

**Promotion 2019/2020**

## ***Dédicace.***

*Je dédie ce modeste travail,*

*A mes chers parents, la lumière de mes yeux, qui pour leurs aides, leurs encouragements et surtout leurs immenses sacrifices, ont été derrière la réussite de mes études.*

*Qu'ils trouvent dans ce travail, un témoignage de leur bonne éducation, le fruit de leur espoir ainsi que la grande affection que je ressens envers eux.*

*A mes frères **Abdou** et **Walid** et le petit ange **Hamza** sans oublier mes sœurs **Safa** et **Douaa**.*

*A tous ceux qui portent les noms de **Benyahia** et **Ben mahdia** .*

*A mes chers amis **Soumaira**, **Iman**, **Yasser**, **Meriem**, **Houda**, **Hanane**, **Houria**, **Ferial**, **Nerimene** et **Zoula**.*

*A tout les étudiants de la promotion **Biotechnologie et valorisation des plante 2019/2020**.*

*Et enfin à tous ceux que j'ai connus et aimés.*



## *Remerciements.*

Ma profonde gratitude va au **Mme Moumene S** qui a fait preuve d'une très grande disponibilité et surtout d'avoir toujours cru en moi.

Je remercie vivement **Mr Abbed M.** de m'avoir fait l'honneur de présider le jury de soutenance

Je remercie également **Mme Faidi H** qui a bien voulu accepter d'examiner ce travail.

Un remerciement particulier à Professeur **Allal benfekih L** Responsable du laboratoire de recherche des plantes médicinales et aromatiques.

Je tiens d'abord à remercier la Doctorante **Benamor Safia** pour ses précieux conseils, ses encouragements et sa disponibilité.

Mes remerciements vont également et **El-bey Amine, Hafsa Mohammed** et **Hamel Amira** pour leurs aides et aux tout les étudiants du Laboratoire LRPMA.

Mes sincères remerciements vont également à **mes parents** qui m'ont toujours encouragé et aidé.

Je tiens à remercier toutes les personnes qui m'ont aidée à concrétiser ce travail et je lui exprime toute ma reconnaissance et ma gratitude.

## Résumé

Ce présent travail a pour objectif d'étudier l'impact d'utilisation d'un inoculant mycorhizien endémique prélevé d'un sol d'une parcelle de culture de pois mycorhizée, sur la croissance et les mécanismes de défense d'une culture de petit pois « *Pisum sativum L.* » sous serre pendant 2 mois. Cet essai de culture a été installé parallèlement avec deux autres essais l'un correspondant aux plantes témoins cultivées dans un substrat non mycorhizé où on a considéré le substrat stérilisé et/ou non stérilisé et l'autre correspond à l'essai de plantes mycorhizées par incorporation des endomycorhizes formulées provenant du Canada dans le substrat stérile.

Les résultats ont révélé un effet biostimulant remarquable sur les paramètres de croissance et la résistance des plantes à l'infection foliaire. L'inoculant mycorhizien endémique et les propagules mycorhiziennes canadiennes ont prouvé la stimulation de la hauteur des plantes à des valeurs très proches (31,7- 32,7cm) mais, l'inoculant mycorhizien canadien s'avère significatif dans l'amélioration du diamètre de la tige (1,3cm) et du nombre de feuilles (84,68).

Les paramètres de mycorhization enregistrés chez les racines des plantes cultivées sous l'effet d'inoculant mycorhizien endémique et/ou canadien ont confirmé une faible mycorhization respectivement de 22,77% et 10,1%. Les mêmes constatations ont été faites pour les intensités moyennes de mycorhization (6,95% - 3,17%) et celles enregistrées pour les fragments mycorhizés (15,52%- 7,32 %). Ces faibles valeurs confirment la régression des potentialités biostimulantes sur l'essai de culture de petits pois.

Il serait donc important, d'isoler les propagules de chacun des champignons mycorhiziens et tester leur pouvoir biostimulant sur la culture de petits pois dans un substrat de culture stérile ou encore appliquer ces mycorhizes sur une variété résistante du petit pois.

**Mots clés :** Biostimulation, Inoculant mycorhizé (CMA), Mycorhization, culture en pots, *Pisum sativum L.*

## Abstract

This present work aims to study the impact of use an endemic mycorrhizal inoculant taken from a soil of a mycorrhizal bean crop plot, on the growth and the defense mechanisms of a mycorrhizal green peas "*Pisum sativum L.*" in greenhouse for 2 months. This culture test was set up in parallel with two other tests one corresponding to the control plants cultivated in a non-mycorrhizal substrate where the substrate was considered sterilized and / or unsterilized and the other corresponds to the test of mycorrhizal plants of formulated endomycorrhizae imported from in Canada by incorporation into the sterile substrate.

The results revealed a remarkable biostimulant effect on growth parameters and plant resistance to leaf infection. Endemic mycorrhizal inoculant and Canadian mycorrhizal propagules have been shown to stimulate plant height to very close values (31.7- 32.7cm) but, Canadian mycorrhizal inoculant is significant in improving diameter stem (1.3cm) and number of leaves (84.68).

The mycorrhizal parameters recorded in the roots of plants cultivated under the effect of endemic and / or Canadian mycorrhizal inoculant confirmed low mycorrhization of 22.77% and 10.1%, respectively. The same findings were made for the mean intensities of mycorrhization (6.95% - 3.17%) and those recorded for the mycorrhizal fragments (15.52% - 7.32%). These low values confirm the regression of biostimulant potential on the pea cultivation trial.

It would therefore be important to isolate the propagules of each of the mycorrhizal fungi and test their biostimulant power on growing peas in a sterile growing medium or to apply these mycorrhizae on a resistant variety of peas.

**Key words:** Biostimulation, Mycorrhizal inoculant (MAC), Mycorrhization, pot culture, *Pisumsativum* L.

## ملخص

الهدف من هذا العمل الحالي هو دراسة تأثير استخدام لقاح فطري فطري مستوطن مأخوذ من تربة قطعة محصول فاصولياء فطرية على آليات النمو والدفاع لنبات صغير البازلاء "*Pisumsativum* L". تم إجراء اختبار الاستزراع هذا بالتوازي مع اختبارين آخرين ، أحدهما مطابق لنباتات التحكم المزروعة في ركيزة غير فطرية حيث تم اعتبار الركيزة معقمة و / أو غير معقمة والآخر يتوافق مع اختبار النباتات الفطرية عن طريق دمج *endomycorrhizae* من كندا في الركيزة المعقمة. أظهرت النتائج وجود تأثير محفز حيوي ملحوظ على معايير النمو ومقاومة النبات لعدوى الأوراق. تم العثور على لقاحات الفطريات الفطرية المستوطنة ولقاحات الفطريات الكندية لتكون محفزات لارتفاع النبات (31.7 - 32.7 سم) بينما أثبتت لقاحات الفطريات الكندية أنها أقوى محفز لقطر الساق (1 ، - 3 سم) وعدد الاوراق (84.68).

أكدت المعلمات الفطرية المسجلة في جذور النباتات المزروعة تحت تأثير لقاح الفطريات الفطرية المستوطنة و / أو الكندية انخفاض التورم الفطري (22.77% - 10.1%). تم إجراء نفس الملاحظات لمتوسط شدة الفطريات الفطرية (6.95% - 3.17%) وتلك المسجلة لشظايا الجذريات الفطرية (15.52% - 7.32%) ، المسؤولة عن انحدار مستوى جذرها. إمكانات المحفز الحيوي في تجربة زراعة البازلاء. لذلك سيكون من المهم عزل تكاثر كل من الفطريات الفطرية واختبار قدرتها على التحفيز الحيوي على زراعة البازلاء في وسط نمو معقم.

**الكلمات المفتاحية:** التحفيز الحيوي ، التلقيح الفطري (CMA) ، الفطريات الفطرية ، الثقافة في الأواني ،

*Pisumsativum* L

**TABLE  
DES  
MATIERES**

# TABLE DES MATIERES

**Dédicace**

**Remerciements.**

**INTRODUCTION.....01**

## CHAPITRE 1 : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

Généralité sur le pois .....	03	1.1
Origine et historique du petit pois .....	03	1.2
I.3. Description botanique.....	03	
Classification botanique.....	04	1.4
Production du petit pois.....	04	1.5
Les variétés de petit pois.....	05	1.6
Données sur la culture.....	06	1.7
Les exigences agro écologiques de la plante.....	06	1.8
Intérêt du pois.....	07	1.9
Maladies et ravageurs de petit pois .....	08	<b>1.10</b>
Généralité sur les mycorhizes.....	10	2
Symbiose mycorhizienne .....	10	2.1
2.2 Différents types de mycorhizes.....	11	
Les ectomycorhizes (ECM) .....	11	2.2.1
Généralités sur les mycorhizes arbusculaires (AM) .....	11	2.3
Colonisation des racines par les champignons MA.....	13	2.3.1
Taxonomie des espèces de champignons MA.....	13	2.3.2
Importance des champignons mycorhiziens à arbuscules .....	15	2.3.3
Mycorhize et Fabaceae.....	18	2.4

## CHAPITRE 2 : MATERIEL ET METHODES

2. Présentation de l'expérimentation.....	19
2.2. Matériel biologique.....	19
2.2. Matériel végétal.....	19
2.2. Les inoculants fongiques.....	19

2.3. Les méthodes utilisées durant l'expérimentation.....	19
2.3. Préparation du substrat de culture.....	19
2.3. Stérilisation des graines et préparation du semis.....	20
2.3. Mise en place de la culture du pois en pots .....	20
2.3. Classement des plantes cultivée du pois selon la vigueur visuelle.....	21
2.3. Paramètres de croissance.....	21
2. 3 Description symptomatologique et évaluation des taux d'infection des plantes cultivées	21
2.3. Paramètres de mycorhization chez les plants de petit pois cultivés.....	22
2.3. Recherche des structures mycorhiziennes.....	22
2.3. Paramètres d'estimation de taux de mycorhization.....	24
2.4 Analyse statistique.....	25

### **CHAPITRE 3: RESULTAT ET DUSSCISION**

3. Résultats et dusscision ... ..	26
3.1. Paramètres de croissance selon les types de substrats de cultures.....	26
3.2. Classement des plantes cultivée du pois selon la vigueur visuelle .....	28
3 ;3. Description symptomatologique et évaluation des taux d'infection des plantes cultivées	29
3.4 Paramètres de mycorhization.....	33
3.4.1 Recherche des structures mycorhiziennes.....	33
3.4.2. Paramètres d'estimation de taux de mycorhization.....	34

<b>CONCLUSION</b> .....	40
-------------------------	----

<b>REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES</b> .....	42
--	----

<b>ANNEXES</b> .....	52
----------------------	----



## LISTE DES TABLEAUX ET FIGURES

<b>Tableau 1</b> : Principaux pays producteurs de pois frais en 2007 .....	05
<b>Tableau 2</b> : Variétés de petit pois et de pois mange-tout.....	06
<b>Tableau 3</b> : Maladies de petit pois .....	08
<b>Tableau 4</b> : Les principaux ravageurs de petit pois.....	09
<b>Tableau 5</b> : Classification des Gloméromycota .....	15
<b>Figure 1</b> : Morphologie montrant les parties de la La plante du pois .....	04
<b>Figure 2</b> : Représentation schématique des différents types des mycorhizes .....	11
<b>Figure 3</b> : (a) Représentation schématique des mycorhizes arbusculaires;(b) Photo du mycélium intracellulaire et des arbuscules;(c) Photo d'un arbuscule .....	12
<b>Figure 4</b> : Schématisation de l'établissement de la symbiose mycorhizienne (A) et du cycle de vie des CMA (B) .....	13
<b>Figure 5</b> : Schéma récapitulant les principaux processus d'échanges de nutriments dans l'ensemble des symbioses mycorhiziennes .....	16
<b>Figure 6</b> : Les différentes étapes de la mise en évidence des champignons mycorhiziens.....	23
<b>Figure 7</b> : Echelle d'intensité de colonisation du cortex racinaire.....	24
<b>Figure 8</b> : Analyse de la variance des paramètres de croissance des plantes cultivées du pois en modèle GLM selon le type de substrat de culture SMAP .....	26
<b>Figure 9</b> : Analyse de la variance des paramètres de croissance des plantes cultivées du pois en modèle GLM, selon le type de substrat de culture SMA, SMAP, SNS.....	28
<b>Figure 10</b> : Variabilité morphologique des plantes cultivées du pois .....	29
<b>Figure 11</b> : Symptômes foliaires sur plantes de petit pois.....	30
<b>Figure 12</b> : Analyse de la variance des taux d'infection par plant (a) et des taux d'infection foliaire (b) par plant en modèle GLM selon le type de substrat de culture.....	31
<b>Figure 13</b> : Analyse de la variance des taux d'infection (a) par plant et des taux d'infection foliaire (b) par plant en modèle GLM selon le type de substrat de culture .....	32
<b>Figure 14</b> : Structures mycorhiziennes à arbuscules observées sur les racines du petit pois <i>Pisum sativum</i> L sous microscope optique au grossissement au grossissement .....	33
<b>Figure 15</b> : Analyse de la variance des paramètres de colonisation mycorhizienne des plantes cultivées en modèle GLM selon le type de substrat de culture.....	36

**Figure 16:** Classes des intensités de mycorhization (m%) développée dans la partie endomycorhizée des racines des 4 catégories de plantes de pois , colonisées par les structures mycorhizées (grossissement X125) . .....38

## Liste d'abréviation

**FAO** : Food and Agriculture Organization of the United Nations.

**ECM** : Ectomycorhize.

**EDM** : Endomycorhize.

**AM** : Mycorhize Arbusculaire.

**CMA** : Champignons Mycorhiziens Arbusculaires.

**N**: Azote.

**P**: Phosphore.

**Pi** : Phosphore inorganique.

**NH<sub>3</sub>** : L'ammoniac.

**NH<sub>4</sub><sup>+</sup>** : L'ammonium.

**NO<sub>3</sub><sup>-</sup>** : Nitrite.

**Poly-P** :phenylene terephthalamide.

**C** : Carbone.

**Ca** : Calcium.

**CO<sub>2</sub>** : Gaz carbonique (Dioxyde de carbone).

**AA** : acides aminés .

**ATP** : Adénosine triphosphate.

**ADN** : Acide désoxyribonucléique.

**ha** : Hectare.

**Kg/ha**: Kilogramme/ Hectare..

**qx** : Quintaux.

**GLM** : [Modèle linéaire généralisé. \(Generalized Model\)](#).

**p** : Probabilité de l'erreur expérimentale.

# **INTRODUCTION**

## INTRODUCTION

À l'heure actuelle, la productivité élevée de l'agriculture intensive est grandement dépendante des intrants chimiques, en particulier les engrais qui enrichissent les sols d'éléments nutritifs nécessaires à la croissance des plantes (**Childers et al, 2011**).

Les chercheurs reconnaissent qu'il n'existe pas de solution unique, mais selon plusieurs d'entre-deux, un virage vers une agriculture plus productive et moins dépendante des intrants chimiques phosphatés ne pourront se faire sans une meilleure gestion des interactions biologiques dans les agrosystèmes tels que, les champignons mycorhiziens (**Plenchette et al, 2005**). Cependant, les pratiques culturales intensives ont souvent altéré la communauté microbienne des sols, ne permettant plus aux plantes cultivées d'en profiter pleinement de leurs intérêts bénéfiques (**Fortin et al, 2008**).

Les mycorhizes sont considérés comme des acteurs clés de la gestion durable des systèmes agricoles (**Smith et Read, 2008**). Ces symbiotes associés aux racines ont prouvé leur effet stimulateur sur la croissance de la plupart des cultures comestibles, en augmentant la contribution du phosphore disponible du sol et d'autres éléments minéraux mobiles essentiels à leur croissance (**Wang et al, 2005**).

Dans plusieurs pays, les pratiques d'inoculation mycorhizienne se sont avérées comme une solution très efficace pour augmenter les rendements des cultures et réduire leurs besoins en éléments fertilisants (**Hamel et Plenchette, 2007**).

Dans ces conditions, de nombreuses expériences conduites depuis plus de 10 ans au Canada et ailleurs dans le monde ont démontré le plus souvent que l'incorporation de spores ou de propagules de ces champignons se traduit par un départ plus rapide du développement de la plante et des rendements accrus (**Fortin, 2013**).

Par ailleurs, le pois (*Pisum sativum L.*) occupe la deuxième position mondiale après l'haricot en tant qu'une légumineuse alimentaire cultivée, Il est considéré comme une source essentielle de protéines de bonne qualité et de moindre coût (21 à 25 %) en particulier, dans l'Europe et l'Afrique (**Mcphee, 2007**). Il contient également des niveaux élevés d'hydrates de carbone, des minéraux et des vitamines. Ainsi, il joue un rôle important dans l'équilibre alimentaire des hommes (**Harmankaya et al, 2010 ; Enderes et al, 2016**). Il peut également

fixer l'azote atmosphérique grâce aux nodosités des racines, et ne nécessite donc pas de fertilisation azotée. En outre, le pois tolère bien les périodes sèches (**Janzen et al, 2014**).

Dans ce sens, l'utilisation de champignons mycorhiziens arbusculaires (AMF) pour améliorer la croissance de le petits pois a fait l'objet de plusieurs études (**Hijri, 2006 ; Douds et al , 2007 ; Wu et al, 2013**) et ont montré l'efficacité de ces microorganismes.

Inspirée donc, par le succès des travaux antérieurs réalisés, en conditions réelles de culture, notre présente étude a porté sur un essai de biostimulation d'une culture de petit pois *Pisum sativum L.* par des isolats mycorhiziens endémiques ». Ainsi, l'objectif vise l'évaluation des potentialités d'un inoculant mycorhizien endémique sur la croissance, le rendement et, les mécanismes de défense de petit pois vis-à-vis de différents bioagresseurs de la nature. Les résultats attendus, nous permettront d'envisager leur future utilisation comme biofertilisant ou biostimulant dans le système de cultures biologique durable pour préserver la santé humaine et animale et protéger l'environnement.

**CHAPITRE1**  
**REVUE**  
**BIBLIOGRAPHIQUE**

## 1.1 Généralités sur le petit pois

### 1.1.1 Importance

Le pois (*Pisum sativum L*) est l'un des principaux légumes au monde parmi les 10 cultures légumières. C'est une plante annuelle de la famille des Fabacées. Elle est essentiellement autogame (Free, 1993; Pouvreau, 2004). Le pois est couramment utilisé dans l'alimentation humaine dans le monde entier et elle est riche en protéines (21-25%), hydrates de carbone, vitamine A et C, Calcium, phosphore (Bhatet al, 2013).

### 1.1.2 Origine et répartition géographique

La FAO considère l'Ethiopie et l'Asie occidentale comme centres de diversification, avec des centres secondaires dans le sud de l'Asie et la région méditerranéenne. Actuellement, on trouve le pois dans tous les pays tempérés et dans la plupart des hautes terres tropicales comme exemple l'Afrique centrale et orientale (Brink et Belay, 2006).

### 1.1.3 Description botanique

#### ➤ Morphologie du système racinaire

L'appareil souterrain du petit pois est formé d'un système racinaire à pivot relativement peu développé avec des racines secondaires voir tertiaires (Figure1, A).

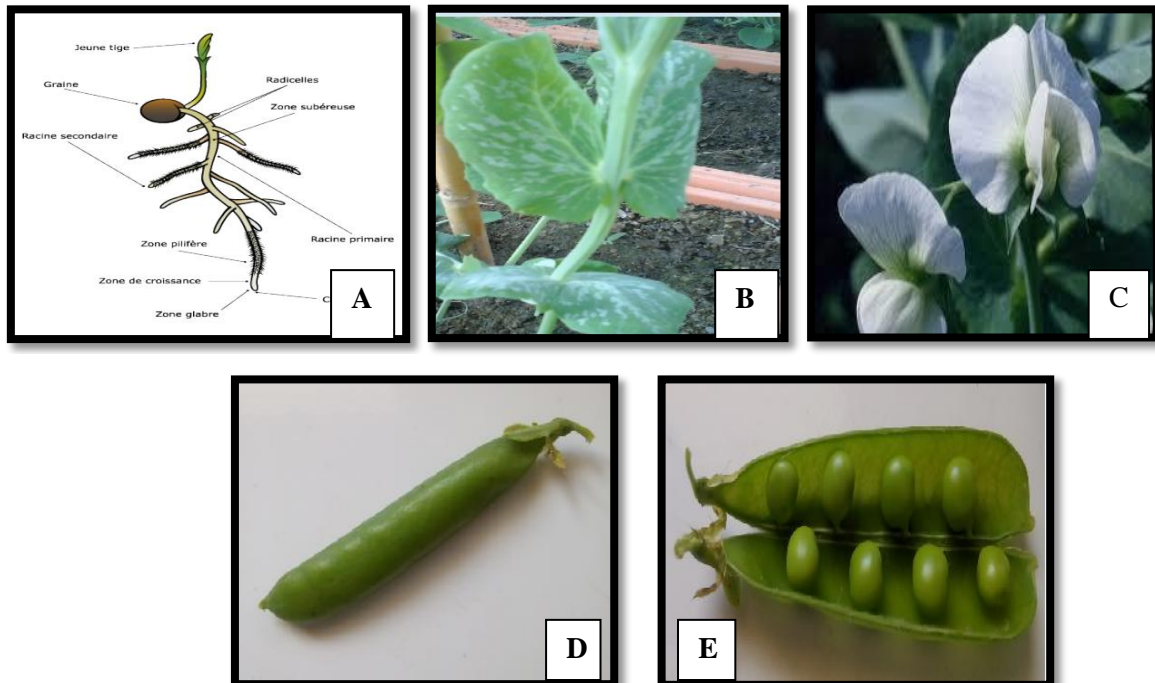
L'enracinement du pois est assez développé puisque les racines peuvent atteindre 60 cm de profondeur jusqu'à 80 cm en fin floraison. On peut noter la présence de nodosités qui vont permettre à la plante de fixer l'azote atmosphérique.

#### ➤ Morphologie de la partie aérienne

La partie aérienne est constituée des différentes parties suivantes :

- **Les tiges** sont herbacées, grêles et creuses, arrondies ou légèrement anguleuses, d'une hauteur variable (0,25 à 2 m). L'appareil aérien est constitué d'une tige principale et de ramifications issues des bourgeons latéraux.
- **Les feuilles** sont, composées-pennées, et se composent de deux grandes stipules foliacées, un à plusieurs paires de folioles ovales, et des vrilles terminaux (McGee, 2012) (Figure1, B).
- **Les fleurs** sont blanches, avec une taille de 3 à 4 cm de long, elles naissent à l'aisselle des feuilles, les pédoncules de longueur variable supportent une à trois fleurs (Elzebroek et Wind, 2008) (Figure1, C).
- **Le fruit** est une gousse fermée, de 1 à 4 pouces de long qui a souvent une membrane intérieure rugueuse (Elzebroek et Wind, 2008) (Figure 1, D).

- Les **graines** mûres sont ronds, lisses ou froissés, et peuvent être de couleur verte, jaune, beige, brune, rouge-orange, bleu-rouge, violet foncé à presque noire, ou tacheté (**Elzebroek et Wind, 2008**) (Figure1, E).



(A): les racines, (B): les feuilles, (C): les fleurs, (D): les gousses, (E): les graines vertes.

**Figure 1** : Morphologie montrant les parties de la plante du pois (*Pisum sativum L.*)

#### 1.1.4. Classification botanique

D'après **Coussin (1974)**, la classification botanique de cette plante est résumée de la façon suivante:

**Règne** :Plantae

**Sous règne**: Tracheobionta (plantes vasculaires)

**Classe**: Magnoliopsida (ou Dicotylédones)

**Ordre**: Fabales

**Famille**: Fabaceae : fabacées, papilionacées ou légumineuses

**Genre**:*Pisum*

**Espèce**: *Pisum sativum L.*

**Nom commun**: Petit pois (**USDA, 2008**).

#### 1.1.5. Production

Selon les statistiques de l'Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO), la production mondiale de pois frais s'est élevée à 8 264 769 tonnes pour une surface



ensemencé de 1 087 674 hectares, soit un rendement moyen de 7,6 quintaux par hectare (FAOSTAT, 2007). Les deux principaux pays producteurs de pois frais sont la Chine et l'Inde, représentant près de 70 % du total mondial (Tableau 01)

**Tableau 01. Principaux pays producteurs de pois frais en 2007.**

Pays	Surface cultivée (milliers d'hectare)	Rendement (quintaux par hectare)	Production (milliers de tonne)
Chine	252,0	10,0	2 508,5
Inde	282,0	8,1	2 292,7
Etats-Unis	87,0	10,1	875 ,0
France	30,5	11 ,6	355,0
Royaume-Uni	33,3	9,9	330,0
Egypte	27,0	10,4	280,0
Maroc	18,0	6,1	110,0
Turquie	14,5	7,0	101,4
Hongrie	16,5	5,6	92,0
Italie	13,0	6,9	90 ,0
Algérie	25,0	3 ,5	87,5
Pérou	25,5	3,4	86,5
Pakistan	11,0	7,6	83,0
Canada	15,9	4,4	69,3

En Algérie, le pois a été cultivé avant 1830 dans les jardins et les champs en Kabylie. La culture a pris un développement important en 1945, elle a connu par la suite un essor remarquable de 1947 à 1952. En 1980, 10800 ha ont été consacrés à cette culture. La plus importante superficie cultivée de 199,70 ha a été enregistrée en 2001 (FAOSTAT, 2007). En 2009, cette dernière a augmenté et a passé à 28 724 ha avec une production annuelle de 1029707 qx, soit un rendement de 35,8 qx /ha et les principales wilayas productrices sont Mascara, Boumerdes, Biskra et Tlemcen (MADR, 2009).

#### 1.1.6. Les variétés de petit pois

On distingue deux variétés de petit pois : Petit pois à **grains lisse**; ils sont plus résistants au froid, mais donnant des petit pois moins sucrés et plus farineux. Petit pois à **grains ridé**: des grains plus sucrés que les premiers (Messiaen, 2010) et le pois **Mangetout** : des pois que l'on

récolte plus jeune et que l'on mange avec la cosse. Ces variétés de petit pois peuvent aussi être des variétés **naines** ou **à rames**:

**-Pois nain** : les plants ne dépassent pas 50cm de hauteur.

**- Pois à rames** : les plants peuvent atteindre 2 m 50 et nécessitent plus d'espace.

**Tableau 2 : Variétés de petit pois et de pois mange-tout (Messiaen, 2010).**

Variétés	Hauteur (cm)	Couleur du grain	Durée de végétation (jours)	Caractères variétaux
Express à longue cosse	90	Vert rond	71	Gousses longues 8 à 10 grains
Cadoz	Nain	Blanc rond	80	Grains très petits
Douce Provenance	Nain	Vert rond	69	Gousses longues, 7 à 9 grains
Proval	Nain	Vert rond	65	Le plus précoce
Arkel	Nain	Vert ridé	70	Gousses longues, pointues
Merveille de Kelvedon	78	Vert ridé	68	Gousses fines, très longues
Onward	Nain	Vert ridé	79	Grosses gousse, résistant Oïdium
Surgévil	Nain	Vert ridé	85	Grains très sucrés
Corne de bédier	150	Vert Blanc	90	Mange-tout à rames

### 1.1.7. Données sur la culture

La période végétative débute par le semis réalisé en début du mois de novembre à la fin janvier, sa dose est 80 à 120 kg / ha. Il est réalisé à une profondeur de 2 cm en sols lourds et à 4 cm en sols légers. Les distances de plantation sont de 0,20 à 0,50 m entre les lignes et 0,03 à 0,05 m entre plants (DSA, 2016).

Le cycle végétatif du pois est d'environ 140 jours pour les variétés de printemps pouvant descendre à 90 jours pour les variétés ultra-précoces et de 240 jours pour les variétés d'hiver (Benoît et al, 2006 ; Cieslarová et al, 2011).

Les besoins en irrigation sont estimés à 2000 à 3000 m<sup>3</sup> / ha pour les cultures de primeur et environ de 1500 m<sup>3</sup>/ha (irrigation d'appoint) pour la culture de saison (DSA;2016), la maturité et la teneur en eau des pois secs doit être inférieure à 13% (Elzebroek et Wind, 2008).

### 1.1.8. Exigences agro écologiques de la culture

La culture de petit pois peut être influencée par les facteurs suivants :

- **Climat**

Les pois exigent un climat frais et relativement humide et sont développés à des altitudes élevées dans les tropiques avec des températures de 7 à 30 °C (Duc, 1981). La production est concentrée entre les tropiques du cancer (Davies et al, 1985). Le pois tolère le gel à -2 °C, bien que la croissance supérieure puisse être affectée aux Pois robustes d'hiver de -6 °C et avec la protection de couverture de neige (Slinkard et al, 1994). Les niveaux de température optimale pour les périodes végétatives et reproductrices des pois sont réciproquement de 21 et 16 °C et 16 à 10 °C jour et nuit.

- **Lumière**

Le pois est une plante qui a besoin de la pleine lumière pour accomplir son cycle végétatif.

- **L'eau**

Il faut irriguer ou faire la culture sur des terrains où la nappe phréatique est proche. Néanmoins, on a constaté qu'il ne faut pas trop irriguer durant la phase de floraison, car cela provoquerait la chute des fleurs. Il vaut mieux laisser la plante soif à cette période (Skiredji, 2002).

- **Sol**

Il apprécie une terre fraîche à bonne exposition mais craint le calcaire, l'excès d'humidité et la sécheresse (Skiredji, 2002).

- **Azote**

Le pois, comme toutes les légumineuses, peut réaliser une fixation symbiotique de l'azote qui commence 30 jours après le semis et se poursuit pendant environ 60 jours. Visuellement, en coupant une nodosité plus la section apparaît rougeâtre, plus elle est chargée en pigment actif de couleur rouge, indicateur de la fixation symbiotique de l'azote. La quantité d'azote fixée varie largement avec les cultivars, et les conditions de croissance de la culture (Larue et Patterson, 1981).

### **1.1.9. Intérêts du pois**

De par son appartenance à la famille des légumineuses, le pois présente des avantages sur deux plans : agronomique et nutritionnel. Dans l'alimentation humaine, le pois peut être consommé à l'état frais ou encore sous forme de grains secs récoltés à maturité complète. La richesse du petit pois en protéines permet de remplacer certaines protéines animales dans l'alimentation, les teneurs en protéines des graines varient de 17,25 à 32,2 % selon les génotypes et les conditions de production (Moss et al, 1987).

La composition de la graine du pois en a fait une légumineuse très intéressante pour l'alimentation humaine et animale (Larkom, 1991).

Du point de vue agronomique, le pois est considéré comme très bonne tête de rotation, il laisse un sol enrichi en azote de 30 à 50 Kg /ha (Boyeldiou, 1991).

Sa capacité de fixer l'azote atmosphérique par les azotobacters au niveau du système racinaire, permet de réduire les apports azotés, et donc limiter la pollution des nappes phréatiques par les engrais azotés.

### 1.1.10. Maladies et ravageurs de petit pois

Les maladies des petits pois sont surtout les maladies parasitaires provoquées par divers organismes vivants (bactéries, virus, champignons) qui affectent le pois cultivé. Relativement nombreuses, ces maladies peuvent être spécifiques de l'espèce *Pisum sativum L.*, ou toucher d'autres espèces proches (en particulier la fève) et plus largement les légumineuses (Fabaceae), voir une multitude d'espèces végétales, cultivées ou non. La plante peut aussi présenter divers symptômes dus soit à des attaques de ravageurs (insectes, nématodes), soit à des phénomènes abiotiques (carences du sol, phénomènes météorologiques, qui peuvent évoquer au premier abord ceux des maladies). Ces maladies se transmettent par diverses voies : par les organismes vivants dans le sol, par les insectes ravageurs qui créent des blessures favorisant l'arrivée de spores de champignons, ou qui inoculent des germes (virus), par les semences lorsqu'elles sont infectées, par les restes des précédentes cultures. Les plantes poussant dans le voisinage peuvent constituer des sources de contamination qu'il s'agisse de cultures ou de plantes sauvages (Messaïen et al., 1991).

#### • Maladies du petit pois

Les petits pois sont sujets de diverses maladies, résumés dans le tableau 3.

**Tableau 3. Maladies de petit pois (Brink et Belay, 2006 ; Chaux et Foury, 1994 ; Messaïen, 1991).**

Maladies de petit pois	Symptômes	Moyens de luttés
1) Anthracnoses : ( <i>Ascochyta pisi</i> )	Lésions beiges à bordures foncées, avec au centre, de nombreuses ponctuations noires (pycnides).	-Semences saines. - Rotation de 5 ans entre deux légumineuses Traitement de semences : il assure une protection efficace durant six semaines environ.
2) Pourriture grise ( <i>Botrytis cinerea</i> ).	Une pourriture grise apparaît sous forme de taches sur les feuilles, les tiges et les gousses.	-Eviter les excès de végétation en limitant la fourniture d'azote par le sol (fumure organique). -Préférer les variétés à port léger et dressé

		-Protection fongicide préventive dès la floraison en alternant les matières actives pour éviter l'apparition de souches résistantes
3) Mildiou ( <i>Peronospora pisi</i> )	Les feuilles présentent alors des jaunissements sur la face supérieure et un duvet gris violacé sur la face inférieure. Sur gousses, les symptômes extérieurs sont peu perceptibles (taches vert clair sans sporulation). Par contre, à l'intérieur, un mycélium blanc est bien visible	-Rotation la plus longue possible entre deux cultures de pois (protéagineux et conserve) -Traitement de semences : en protégeant les pois jusqu'au stade 5 feuilles environ, il limite les infections primaires. Utilisation de variétés peu Protection fongicide préventive en végétation, au stade 7-8 nœuds du pois (= 5-6 feuilles).
4) Rouille ( <i>Uromyces pisi</i> , <i>Uromyces viciae-craccae</i> - <i>Uromyces viciae fabae</i> )	Des pustules pulvérulentes de couleur roux à noir apparaissent sur la face inférieure des feuilles et sur les tiges	-Appliquer une triazole en respectant le délai avant récolte.

### • Ravageurs de petit pois

Les ravageurs du pois sont les organismes animaux qui parasitent les cultures de pois ou s'en nourrissent. Ce sont généralement des insectes, mais d'autres classes d'animaux sont concernés, notamment des nématodes (vers ronds), des mollusques (limaces) et des vertébrés (oiseaux). De nombreux insectes ravageurs attaquent les cultures de pois à leurs différents stades (Chaux et Foury, 1994 ; Cousinet Bannerot, 1992), (Tableau 4)

**Tableau 4. Les principaux ravageurs de petit pois (Chaux et Foury, 1994; Cousinet Bannerot, 1992)**

Les ravageurs de petits pois	Les symptômes
<b>La cécidomyie</b> ( <i>Contarinia pisi</i> )	Contarinia pisi est un diptère se développant dans les fleurs et injectent une substance toxique qui entraîne la formation de «galles». Les boutons floraux gonflent, se dessèchent et avortent

<p><b>Le puceron vert du pois</b> (<i>Acyrtosiphon pisum</i>)</p>	<p>Leurs piqures des feuilles et stipules Provoquent un affaiblissement des tiges piquées, coulures de fleurs et avortements de gousses d'écroulements de gousses.</p>
<p><b>Le sitone</b> (<i>Sitona lineatus</i>)</p>	<p>Sitonalineatus est un petit coléoptère qui dévore le limbe des feuilles en faisant des encoches semi-circulaires sur le bord et dont la larve ronge les Racines et nodosités, affaiblissant ainsi les plantes.</p>
<p><b>Le thrips du pois</b> (<i>Frankliniella robusta</i>)</p>	<p>Ce sont des minuscules insectes piqueurs (taille de 1 mm) qui attaquent les fleurs et les gousses et dont les larves se développent dans les gousses. Elles provoquent dessèchement et rabougrissement des plantes.</p>

## 1.2 Généralités sur les champignons mycorhiziens

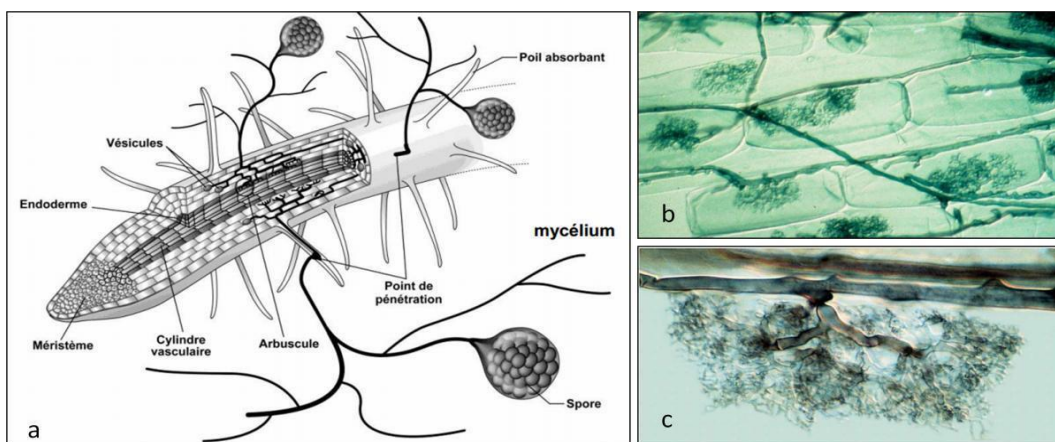
### 1.2.1. Symbiose mycorhizienne

Les associations mycorhiziennes, entre les racines des plantes et les champignons, sont très fréquemment rencontrées dans presque tous les écosystèmes naturels. Environ 90% des plantes terrestres sont en effet capables de former des mycorhizes. Ces associations racine-champignon forment une symbiose qui joue un rôle essentiel dans l'absorption des éléments minéraux dans les écosystèmes terrestres. Les deux partenaires s'échangent mutuellement des éléments nécessaires à leur bon développement : les champignons (hétérotrophes) fournissent des éléments minéraux à la plante (autotrophe), en échange de molécules carbonées issues de la photosynthèse. Cette colonisation des plantes par les champignons est une association très ancienne (**Selosse et Le Tacon, 1998**) et les quelques familles de plantes telles que, *Chenopodiaceae*, *Caryophyllaceae*, *Brassicaceae*, *Urticaceae* ne forment pas de mycorhizes font figures d'exceptions.



les monocotyl édones, les dicotyl édones et la majorité des plantes à fleurs sont tous pourvus de mycorhizes arbusculaires (**Fortin et al, 2008**).

Les champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) sont des symbiotes obligatoires, c'est-à-dire qu'ils ne peuvent pas se développer en l'absence d'une plante hôte. Pour établir la mycorhization, les champignons mycorhiziens à arbuscules doivent coloniser le système racinaire d'une plante par son mycélium. Chez les mycorhizes à arbuscules, le partage des nutriments entre la plante et le champignon se produit au niveau d'une structure unique, nommée arbuscule. Cet organe très ramifié en forme de petit arbuste est développé par le champignon à l'intérieur des cellules corticales des racines de la plante. L'importante surface de ces structures facilite les échanges de nutriments. Rattaché aux arbuscules, un important réseau mycélien extra-racinaire colonise le sol. Le champignon développe également au niveau de la racine des structures de réserve appelées vésicules et produit des spores au niveau du mycélium (Figure 3). Les hyphes (à l'extérieur et à l'intérieur des racines), les vésicules et les spores permettent aux champignons de survivre en l'absence de la plante hôte et de se reproduire (**Hopkins, 2003 ; Smith et Read, 2008**). Par conséquent, toutes ces structures sont considérées comme des propagules pouvant former de nouveaux mycorhizes



**Figure 3:**(a) Représentation schématique des MA, (b) Photo du mycélium intracellulaire et des arbuscules, (c) Photo d'un arbuscule d'après (**Fortin et al, 2008**).

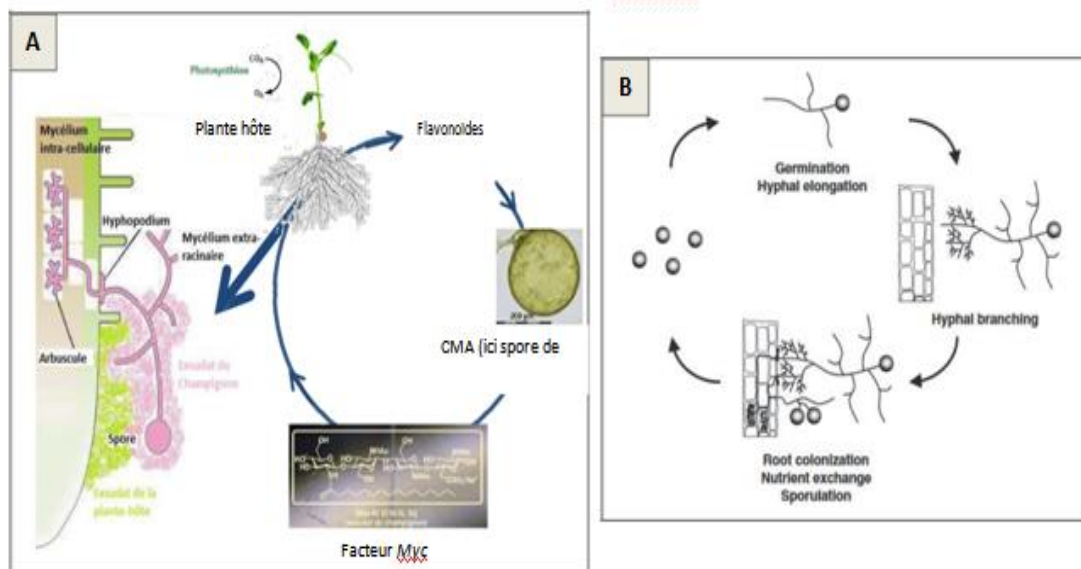
La croissance des CMA est essentiellement hypogée, mais certains champignons mycorhiziens arbusculaires forment des sporocarpes, fructifient à la surface du sol (**Redecker et Schüßler, 2014**). Leur reproduction asexuée est assurée par les spores. Cependant, quelques groupes se reproduisent par les hyphes ou les fragments racinaires déjà colonisés. On utilise le terme propagule pour désigner ces structures puisque elles servent toutes à la propagation de l'espèce (**Fortin et al, 2008**). Leurs spores multinucléées et riches en globules lipidiques et



protéiques sont relativement grandes. Elles se rencontrent séparées ou dans des sporocarpes (Redecker et Schüßler, 2014) avec un diamètre compris entre 22 et 1050µm (Souza, 2015).

### 1.2.3.1. Colonisation des racines par les CMA

L'établissement de la symbiose entre la plante et le champignon mycorhizien s'effectue via un échange de signaux moléculaires. La reconnaissance entre le champignon et la plante-hôte met en jeu les exsudats racinaires et fongiques : les flavonoïdes et les strigolactones, substances chimiques émises par la plante-hôte, vont stimuler l'activité métabolique du champignon (Stevenin et al, 2012 ; Gavériaux, 2012). Elles vont induire chez le CMA l'expression du gène *Myc* puis de facteurs *Myc*. Ces facteurs vont induire des déformations dans les cellules de l'hôte pour l'établissement de la symbiose, ainsi que la croissance des hyphes colonisant les racines (Stevenin et al. 2012). Une spore de champignon germe, le mycélium croît en direction de la racine, et lorsque le champignon perçoit la présence d'une plante hôte, il manifeste une réaction typique de ramification intense des hyphes appelé « branching » (Figure 4).



**Figure 4** : Schématisation de l'établissement de la symbiose mycorhizienne (A) et du cycle de vie des CMA (B) (Akiyama, 2007).

Les hyphes adhèrent ensuite aux parois externes des cellules de la racine, formant un hyphopodium, avant de les perforer en sécrétant des enzymes qui vont détruire la cellulose, les hémicelluloses et les pectines constituant ces dernières. Une fois à l'intérieur de la cellule, les hyphes se ramifient par dichotomie en donnant des hyphes ayant un diamètre de plus en plus petit ; à partir d'un hyphe initial de 10 µm de diamètre, les dernières ramifications peuvent atteindre moins de 1 µm de diamètre. L'ensemble de ces ramifications prend une

forme de petit arbre : les arbuscules, lieux des échanges symbiotiques, qui donnent le nom à ces champignons (**Gavériaux, 2012 ; Garbaye, 2013**).

Les arbuscules sont des structures spécialisées dans le transfert de l'eau et des éléments nutritifs entre le champignon et la plante; pour le phosphore le transfert s'effectue sous forme d'ions orthophosphates via des transporteurs spécialisés insérés dans les membranes cellulaires à l'interface entre la plante et le champignon. Les sucres provenant de la plante sont conduits en sens opposé par des transporteurs d'hexoses qui sont d'autres canaux spécialisés (**Karandashov et Bucher, 2005 ; Garbaye, 2013**).Après différenciation des structures intra-racinaires, le champignon produit des spores à partir de son mycélium extraracinaire (**Akiyama et al, 2007**). Tous ces mécanismes de communication moléculaires sont encore peu connus mais la recherche progresse régulièrement grâce notamment aux progrès de la génomique (**Garbaye, 2013**).

### **1.2.3.2. Taxonomie des espèces de champignons MA**

Les premières descriptions de la diversité des champignons mycorhiziens étaient basées sur les caractères morphologiques des spores (couleur, forme, taille, ornements). Ces critères ont abouti à la classification des CMA en six genres (**Morton et Benny, 1990**).

La taxonomie basée sur des analyses moléculaires, en particulier sur l'analyse de la sous-unité ribosomique de l'ARN 18S, a permis de constituer l'arbre phylogénétique des Glomyromycètes. Cet embranchement compte à ce jour plus de 250 espèces décrites regroupées en 4 ordres : les *Glomerales*, les *diversisporales* et deux lignées plus anciennes ; les *Paraglomerales* et les *Archeosporales* (tableau 5). La famille *Entrophosporaceae* dont la position dans la taxonomie des champignons mycorhiziens n'est pas encore totalement définie, est décrite comme étant famille de position incertaine (une *familia incertae sedis*) n'appartenant à aucun des 4 ordres cités précédemment (**Redecker et Schüßler, 2014**).

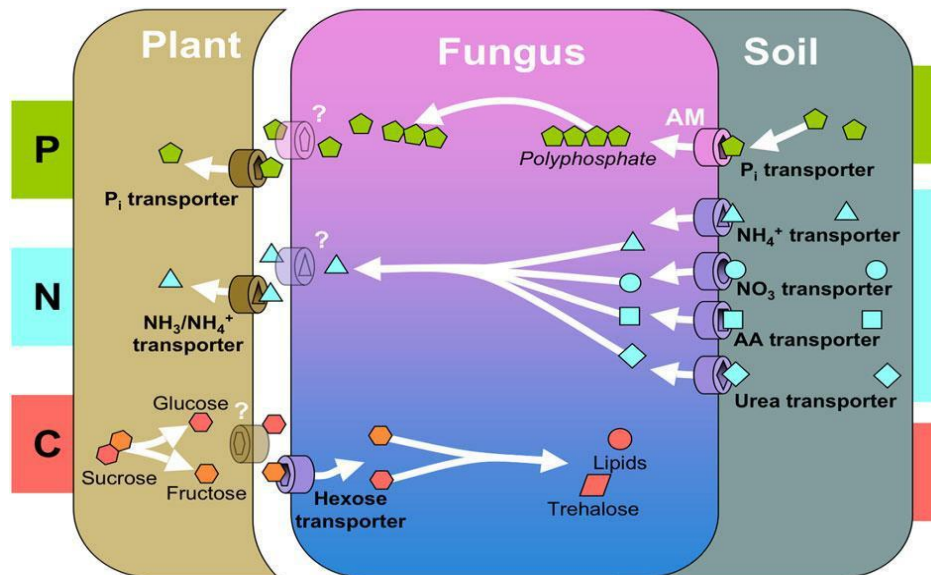
Tableau 5 : Classification des Glom éromycota (Redecker &amp; Schüßler, 2014)

Ordres	Familles	Nombre approximatif d'espèces
Glomerales	<i>Glomeraceae</i>	108
	<i>Claroideoglomeraceae</i>	6
Diversisporales	<i>Diversisporaceae</i>	10
	<i>Gigasporaceae</i>	53
	<i>Acaulosporaceae</i>	38
	<i>Pacisporaceae</i>	7
Archaeosporales	<i>Archaeosporaceae</i>	2
	<i>Ambisporaceae</i>	9
	<i>Geosiphonaceae</i>	1
Paraglomerales	<i>Paraglomeraceae</i>	3
Familia incertae sedis	<i>Entrophosporaceae</i>	3

### 1.2.3.3. Importance des champignons mycorhiziens à arbuscules

#### 1.2.3.3.1 Int ér êts pour le champignon mycorhiziens à arbuscules

Les champignons mycorhiziens à arbuscules sont caract éris és par un transfert bidirectionnel de nutriments. Le champignon mycorhizien (h é érotrophe) re çoit de la plante (autotrophe) des mol écules carbon ées issues de la photosynth èse. En échange, celui-ci lui procure les é éléments minéraux (dont le phosphore et l'azote) et l'eau ainsi que d'autres nutriments puis és dans le sol (ammonium, certains oligo éléments tels que le cuivre et zinc) (Figure 5). Les CMA dépendent entièrement de leurs partenaires pour le carbone et sont incapables de compléter leur cycle de vie en dehors de la symbiose. Des études men ées dans les années 1970 en utilisant le  $^{14}\text{CO}_2$  marqué ont montré qu'une partie du  $^{14}\text{C}$  marqué passe des racines des plantes mycorhiz ées aux structures fongiques puis aux hyphes extraracinaires (**Ho et Trappe, 1973; Bevege et Bowen, 1975; Hirrel et Gerdemann, 1979**). Le carbone allou é au partenaire fongique sous forme d'hexoses est utilisé dans la croissance intra et extraracinaire du mycéium et dans la respiration. Ce transfert bidirectionnel implique donc des processus complexes au niveau de l'interface symbiotique. La localisation de ces transports, la nature des mol écules transf ées et les mécanismes de transfert ne sont pas encore complètement définis.



**Figure 5:** Schéma récapitulant les principaux processus d'échanges de nutriments dans l'ensemble des symbioses mycorhiziennes (**Bonfante et Genre, 2010**).

Les interfaces entre les trois compartiments sol, champignon et racine sont représentées. Le P inorganique ( $P_i$ ) et les formes d'N organique ou inorganique, tels que  $NH_4^+$ ,  $NO_3^-$  et les acides aminés (AA), sont prélevés dans le sol par des transporteurs spécialisés localisés dans le mycélium extraracinaire. Les ions  $NH_3/NH_4^+$  et le  $P_i$  après hydrolyse des groupements polyphosphates (Poly-P) chez les champignons mycorhiziens arbusculaires sont importés au niveau de l'interface symbiotique au niveau des arbuscules vers les cellules végétales grâce à des transporteurs spécifiques. Les transporteurs d'hexoses importent le carbone (C) de la plante jusqu'au champignon. L'établissement de la symbiose mycorhizienne à arbuscules présente un coût énergétique pour l'hôte : il a été estimé que près de 20 % du carbone fixé par la plante durant la photosynthèse est alloué au partenaire fongique sous forme de divers hexoses (glucose, mannose, galactose, fructose, xylose, saccharose) (**Jakobsen et Rosendahl, 1990; Schüßler et al, 2006; Helber et al, 2011 ; Doidy et al, 2012**). Une telle perte énergétique ne peut correspondre à un caractère sélectif adaptatif bénéfique que s'il est compensé par un apport très efficace en eau et en éléments minéraux apportés par le champignon (**Walder et al, 2012**). Pour éviter qu'un des deux partenaires ne prenne l'avantage sur l'autre, une régulation fine des échanges et de l'invasion des tissus par le champignon est mise en place par la plante (**Kiers et al, 2011; Balzergue et al, 2011**).

### 1.2.3.3.2 Intérêts pour la plante

#### a. Amélioration de la croissance et la nutrition des plantes

Le réseau hyphale externe des CMA joue un rôle important dans l'absorption des éléments nutritifs, surtout ceux de faible mobilité dans le sol comme le phosphore (P). L'amélioration

de l'absorption des éléments nutritifs chez les plantes mycorhizées conduit, dans la plupart des cas, à une amélioration de la croissance végétative. Le réseau hyphale agit comme une extension des racines de la plante hôte, améliorant son efficacité d'explorer le sol (**Gilroy & Jones, 2000**). La longueur des hyphes peut atteindre 111 m.cm-3 de sol augmentant ainsi la surface d'échange entre la plante et son environnement. (**Miller et al, 1995**).

La croissance des plantes est liée à la disponibilité du phosphore inorganique dans la rhizosphère de la plante (**Holford, 1997**). Le phosphore est un composant essentiel de l'adénosine triphosphate (ATP) des acides nucléiques et des phospholipides membranaires. Le phosphore est aussi inclus dans la phosphorylation des protéines qui est un mécanisme fondamental dans la modulation de l'activité des protéines. Compte tenu de la concentration très faible du phosphore dans la solution du sol qui dépasse rarement 8  $\mu\text{M}$  (**Barber et al, 1962**), les hyphes mycorhiziennes extra-racinaires absorbent le phosphore et le transportent rapidement aux structures mycorhiziennes dans les racines où il sera libéré dans l'espace péri-arbusculaire adjacent aux cellules corticales racinaires (**Smith S.E, et Smith, F.A.1990**). L'azote est un élément indispensable à la vie de la plante. Il entre dans la synthèse de nombreuses molécules telles que les phospholipides, les coenzymes, les nucléotides et les acides aminés. Les CMA prélèvent l'azote sous sa forme ammonium (**López-Pedrosa et al, 2006**) et acides aminés (**Cappellazzo et al, 2008**) en utilisant des transporteurs spécifiques localisés au niveau des hyphes extra-racinaires. Il peut également accélérer la dégradation de la matière organique afin d'en augmenter la biodisponibilité pour les plantes (**Hodge et al, 2001**). Une fois prélevé, l'azote est transporté dans les hyphes intra-racinaires sous forme d'arginine (**Jin et al, 2005**).

Le potassium est impliqué dans l'activation des enzymes et le transfert d'eau et des solutés dans les tissus conducteurs (xylème et phloème) des plantes ainsi que dans la régulation de l'ouverture des stomates (**Mahouachi et al, 2006**).

Le calcium est un composant de la structure des membranes cellulaires et joue le rôle de médiateur secondaire dans la réponse des plantes à certains stress biotiques ou abiotiques (**Mc Ains & Pittman, 2009**).

Le magnésium est un composant essentiel des chlorophylles et joue le rôle de coenzymes ainsi qu'un rôle fondamental dans la photosynthèse et la stabilisation des nucléotides et des acides nucléiques. (**Marschner et Dell, 1994**) et (**Clark et Zeto, 2000**) ont trouvé que les CMA peuvent améliorer la nutrition des plantes en potassium, calcium et magnésium. Toutefois, les travaux de (**Lambert et al. 1979**) et de (**Buttery et al.1988**) ont montré des réponses contradictoires des plantes mycorhizées envers l'absorption de ces éléments.

## **b. Protection contre le stress biotique et abiotique**

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

## **c. Biostabilisation du sol**

Les hyphes des champignons mycorhiziens à arbuscules étant présents en quantité importante dans les sols, (Miller et al, 1995). Ils possèdent la propriété d'agir sur la macroagrégation des constituants du sol et donc sur sa stabilité (Tisdall, 1991).

En effet, ces hyphes excrètent une glycoprotéine, la glomaline, permettant l'agglomération des microagrégats d'un diamètre inférieur à 250 µm pour former des macroagrégats stables supérieur à 250 µm (Tisdall, 1994 ; Wright et Upadhyaya, 1998). La concentration de la glomaline dans les sols dépend de la plante hôte et du champignon associé (Rilling et al, 2002). La stabilité du sol ainsi produite permet de lutter contre l'érosion, la perte de nutriments et la matière organique par lixiviation, qui sont à l'origine d'une baisse de productivité en agriculture (Schreiner et Bethlenfalvay, 1995).

### **1.2.4. Interactions «Mycorhize et Fabaceae »**

Les Fabacées sont très mycorhizées car les nodosités nécessitent du phosphore et du soufre et une complexité de nutriments pour fonctionner. Les mycorhizes apportent aussi beaucoup d'azote à la plante via une accélération de la digestion des résidus et de la matière organique. Il y a l'azote libre du sol prélevé directement par la plante, l'azote atmosphérique fixé par les rhizobiums mais aussi l'azote mobilisé par la symbiose. En d'autres termes, les réseaux mycorhiziens permettent de shunter les processus de minéralisation classiques et d'accélérer le recyclage de l'azote. Il est logique que les Fabacées, tellement avides d'azote, aient mis en place plusieurs stratégies pour se fournir (Duponnois et al, 2013).

**CHAPITRE 2**  
**MATERIEL**  
**ET**  
**METHODES**

## 2. Matériel Et Méthodes

### 2.1 Présentation de l'expérimentation :

Notre expérimentation a été basée sur l'essai d'une culture de petit pois « *Pisum sativum* L. » sous l'effet d'un inoculant fongique mycorhizien réalisé dans la serre pédagogique du département de Biotechnologies de la Faculté SNV à l'université de Blida 1. Cependant, vu les circonstances particulières liées au COVID 19, les plants ont été transférés vers une serre de multiplication et vente de plants privée située à proximité de notre première station d'étude pour conserver les plants dans les mêmes conditions expérimentales jusqu'à achever l'évaluation de l'ensemble des paramètres de notre étude.

Ce travail a duré pendant une période de six mois étalé sur 4 mois depuis le début du mois de Novembre 2019 jusqu'au début du mois de Mars 2020 dans la première station d'étude, puis depuis la première quinzaine du mois de Mars jusqu'à la fin du mois de Juin 2020 dans la serre privée voisine.

### 2.2 Matériel biologique :

Notre étude a nécessité l'utilisation d'un matériel végétal et de deux inoculants fongiques.

#### 2.2.1 Matériel végétal :

Le matériel végétal est constitué d'un échantillon de semences certifiées d'une variété à grains lisse importée de pois « *Pisum sativum* L » provenant du CNCC d'El Harrach.

#### 2.2.2 Les inoculants fongiques :

Deux types d'inoculants fongiques ont été utilisés dans notre expérimentation:

- Le premier est représenté par un sol mycorhizé provenant d'une parcelle cultivée de petit pois située dans la région de Bourkika, wilaya de Tipaza. Les plants prélevés dans leur sol ont montré une colonisation racinaire endomycorhizienne de l'ordre de 30 à 40 % par **Dr Moumene S** au Laboratoire de Recherche des Plantes Médicinales et Aromatiques à l'USDB1.
- Le second type d'inoculant est un inoculum mycorhizien commercial, formulé par une société Canadienne.

### 2.3 Les méthodes utilisées durant l'expérimentation :

Notre expérimentation s'est déroulée selon les étapes suivantes :



### 2.3.1 Préparation du substrat de culture :

Le substrat de culture de notre essai est constitué d'un mélange de 2/3 de sol et 1/3 de tourbe commercialisée. Le sol a été prélevé d'une jachère non cultivée ni traitée par les pesticides, située dans la station expérimentale au département de Biotechnologies de l'université SAAD DEHLEB Blida 1. Il a été tamisé à travers d'un tamis de 3mm de diamètre, pour éliminer les grosses particules.

En effet, deux cas ont été considérés pour notre expérimentation : un substrat non stérilisé et l'autre stérilisé.

La stérilisation a été réalisée à la chaleur dans un four à 100 °C et concerne chaque composant où, la stérilisation a été faite trois fois pendant une heure de temps à 24h d'intervalle pour le sol et une fois pendant une heure pour la tourbe.

### 2.3.2 Stérilisation des graines et préparation du semis :

Une quantité suffisante de semences de pois a été prélevée puis, stérilisée par trempage dans une solution javellisée de (12 °) à la concentration de 2% pendant 10 minutes puis rincée trois fois avec de l'eau robinet. Les graines ont été placées sur du papier filtre et mis à sécher pendant quelques minutes puis semées dans du coton stérilisé imbibé d'eau contenu dans des boîtes de pétri stériles.

Après la germination des graines qui a duré trois jours, les germes ont été repiqués dans des plateaux remplis de tourbe jusqu'à ce que les plants aient atteint le stade de premières vraies feuilles.

### 2.3.3 Mise en place de la culture du pois en pots :

La culture a été réalisée dans des pots en plastique de capacité de 800 g, d'un diamètre de 24 et d'une hauteur de 30 cm. Ces derniers ont été remplis de substrat selon la technique de jardinière de mycorhization à raison de deux doses de substrat stérile placés au fond du pot, sur le quel a été versé une dose de sol mycorhizé qui a été recouverte en surface par une dose de substrat stérile.

Par ailleurs, l'inoculum mycorhizien, d'origine de Canadienne a été 3g incorporé dans le substrat stérile seulement alors que pour les témoins, deux cas ont été considérés : l'un représenté par un substrat stérile non inoculé et l'autre type par un substrat non stérile non inoculé

Les pots ainsi préparés ont été repiqués par les jeunes plants de pois à raison d'un plant par pot. Durant le repiquage, les plantules de même hauteur (environ 7 cm) et ayant le même nombre de feuilles (3 à 4 feuilles) ont été utilisées.

Ainsi, 50 répétitions ont été considérées pour chaque type d'inoculant mycorhizien (endémique et/ou canadien) et pour chaque type de témoins et témoins développés dans les sols non stériles. L'ensemble des pots ont été placés dans la serre et entretenus par un arrosage à l'eau de robinet tous les 2 jours. Cet essai de culture a été suivi pendant 2 mois pour décrire un éventuel changement des plantes et évaluer les paramètres d'études suivants.

### **2.3.4 Classement des plantes cultivées du pois selon la vigueur visuelle :**

En se basant sur les observations des plantes développées selon l'effet des différents traitements, un classement sera établi selon la vigueur en fonction des témoins, selon les 4 catégories suivantes :

- Catégorie 1 : Plantes fortement vigoureuses, 80%
- Catégorie 2 : Plantes moyennement vigoureuses, 60%
- Catégorie 3 : Plantes faiblement vigoureuses.40%

### **2.3.5 Paramètres de croissance :**

Les paramètres de croissances reposent essentiellement sur :

#### **a.La hauteur de plantes :**

Elle a été déterminée 8 semaines après le repiquage des plantules, ces mesures sont effectuées à l'aide d'une règle graduée et exprimées en cm.

#### **b.Diamètre de la tige :**

Le diamètre de la tige est mesuré avec le pied à coulisse et vernier qui mesure avec précision ce paramètre 8 semaines après le repiquage des plantules du pois.

#### **b.Nombre de feuilles :**

Le nombre de feuilles a été déterminé pour chaque plante, chaque semaine pendant 8 semaines après le repiquage des plantules.

#### **c. Le poids total**

Le poids a été déterminé 8 semaines après le repiquage des plantules, par pesage à l'aide d'une balance de précision.

### **2.3.6 .Description symptomatologique et évaluation des taux d'infection des plantes cultivées**

Ce contrôle est basé sur la surveillance d'attaque des plants par les bioagresseurs. Il a porté sur :

- Recensement et description des symptômes sur la plante entière ou sur sa partie aérienne
- Evaluation des des taux d'infection par plant

- Evaluation des taux d'infection foliaire par plant (nombre de feuilles présentant des symptômes).

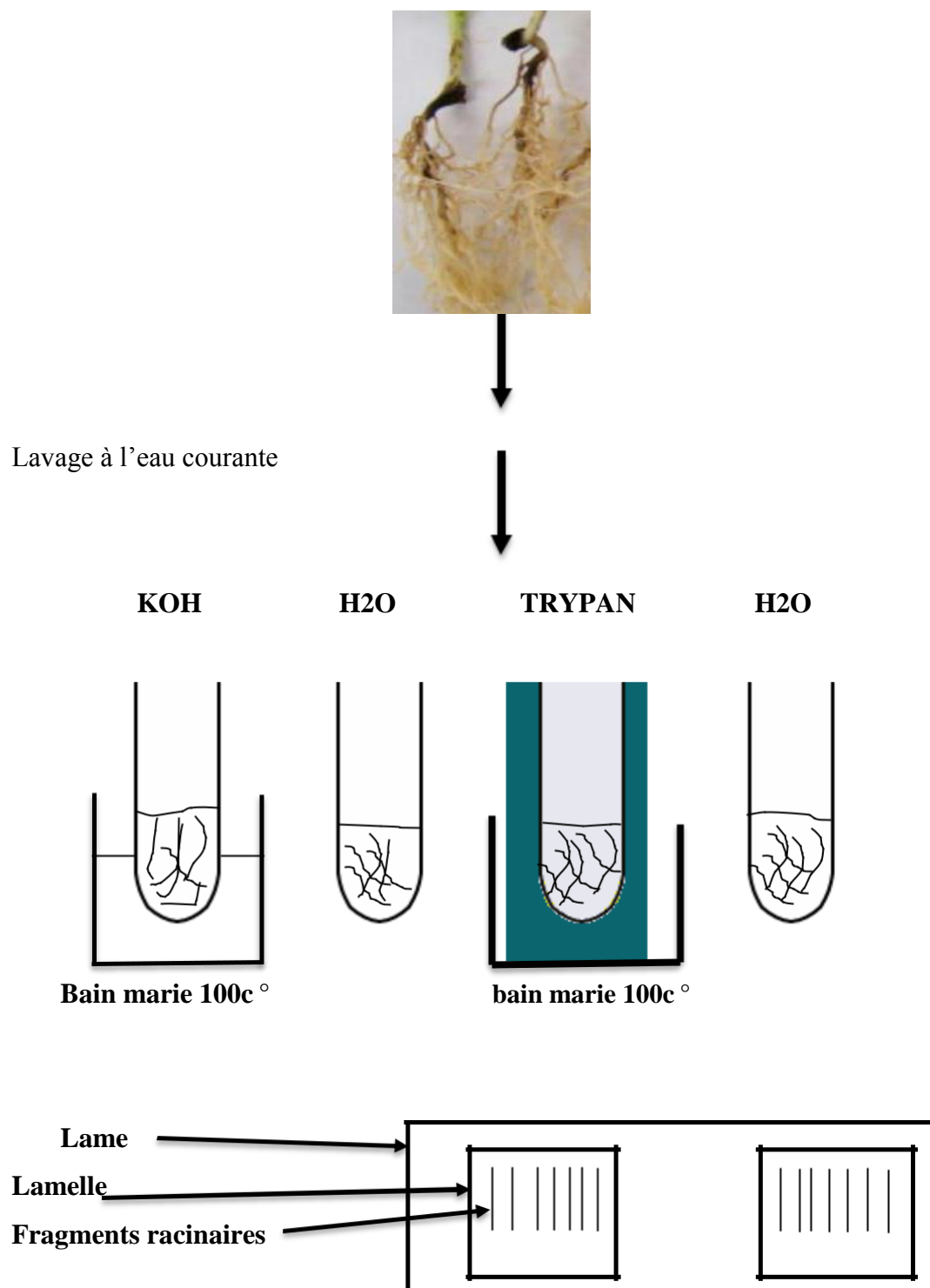
### **2.3.7 Paramètres de mycorhization chez les plants de petit pois cultivés**

#### **2.3.7.1. Recherche des structures mycorhiziennes**

Les champignons MA n'étant pas décelables à l'œil nu. Leur détection et leur observation nécessite un protocole expérimental adéquat passant par plusieurs étapes décrites ci-dessous **(Touil, 2017)**.

Les échantillons racinaires des plants cultivés dans les quatre types de substrats cités précédemment sont lavés et séparés délicatement afin de les débarrasser de toute particule de terre puis découpés en fragments d'environ 1 cm de longueur. Tous les nodules collés aux racines sont enlevés. Les racines lavées sont recueillies dans des tubes à essai. Les tubes sont rassemblés et rangés dans un portoir et traités comme suite :

Immerger les racines dans une solution d'hydroxyde de potassium (KOH à 10%) (Annexe1), les mettre au bain marie à 100 C° pendant 30 min (l'utilisation de potasse a pour effet de vider les cellules de leur contenu cytoplasmique). Rincer les racines à l'eau du robinet afin d'éliminer toute trace de potasse (KOH), puis les immerger dans le bleu de trypan chauffé à 90c° au bain marie pendant 10min (Annexe1), à la fin immerger les racines dans du glycérol ou de l'acide lactique (Annexe1) puis mettre les fragments racinaires sur une lame et les couvrir avec une lamelle pour observation au microscope **(Philips et Hayman., 1970)**. (Figure 6).



**Figure 6:** Les différentes étapes de la mise en évidence des champignons mycorhiziens (Touil, 2017)

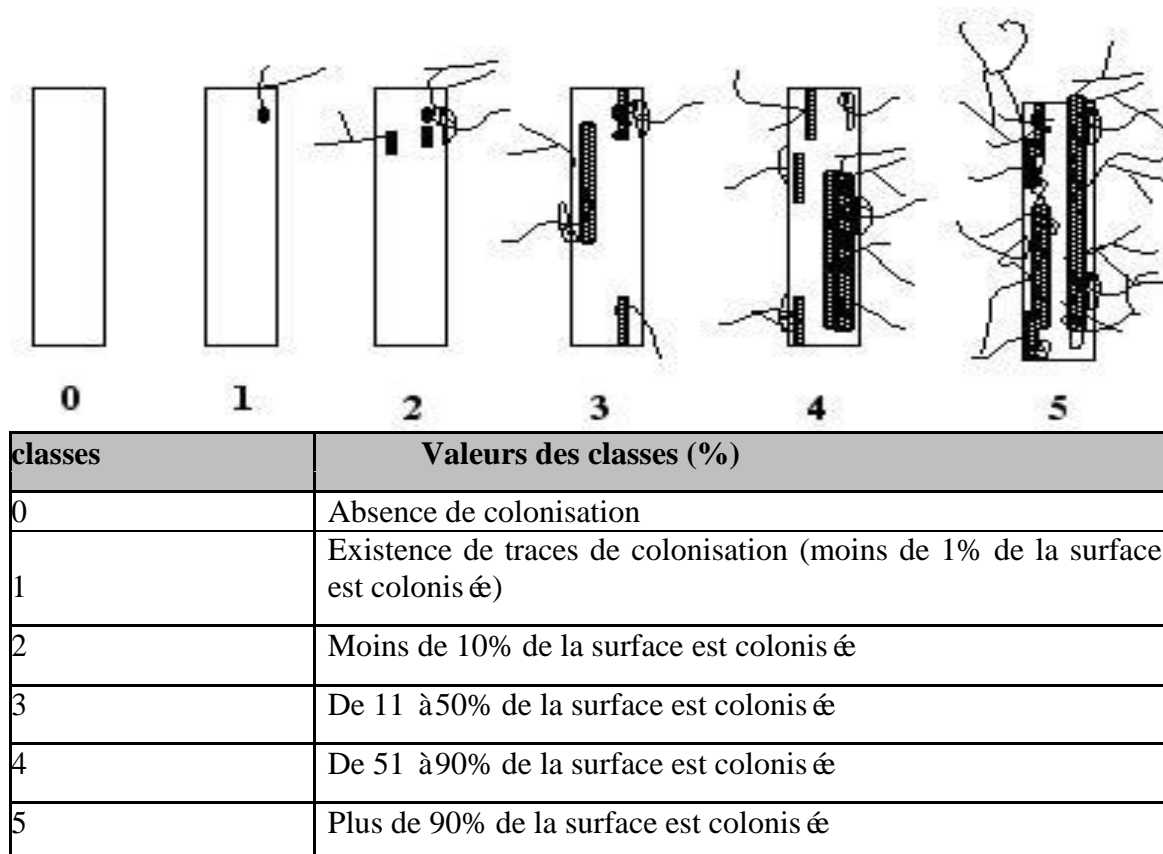
**Figure6 :** Systèmes racinaires des plantes de petit pois cultivées sous l'effet du sol endémique mycorhizé par CMA.

### 2.3.7.2 Paramètres d'estimation de taux de mycorhization

L'estimation de la colonisation par les champignons MA a été réalisée par la méthode de **Trouvelot et al. (1986)**. Après coloration de 15 fragments de 1cm environ sont choisis, placés parallèlement les uns aux autres et légèrement écrasés entre lames et lamelles dans du glycérol, puis observés au microscope photonique au grossissement X 10, X40 et puis X100 pour avoir plus de détails et de précision.

L'estimation du taux de colonisation endomycorhizienne est exprimée selon une grille d'évaluation. La grille est remplie selon 2 échelles :

- une échelle permettant d'évaluer l'intensité de colonisation du cortex racinaire et comportant 5 classes notées de 0 à 5, chaque classe (ou note) traduit le degré d'intensité de colonisation du cortex racinaire de chaque fragment racinaire observé (Figure 11).
- la deuxième échelle permet l'évaluation de la présence des arbuscules et des vésicules. Elle est composée de 4 classes allant de A0 à A3 indiquant leur fréquence



**Figure 11** : Echelle d'intensité de colonisation du cortex racinaire. (Trouvelot et al, 1986).

La méthode de **Trouvelot Et Al (1986)** permet de calculer cinq (5) paramètres de la colonisation mycorhizienne (% du nombre de fragments racinaire endomycorhizes), elle reflète l'importance de la colonisation du système racinaire.

Où:

F% : Fréquence des fragments d'endomycorhization,

M% : intensité de colonisation du cortex racinaire estimé par rapport au système racinaire entier,

m% : intensité de la colonisation, développée dans la partie endomycorhizée du système racinaire,

a% : Intensité arbusculaire de la partie mycorhizée,

A% : Intensité arbusculaire dans le système racinaire (Annexe2).

## **2.4 Analyse statistique**

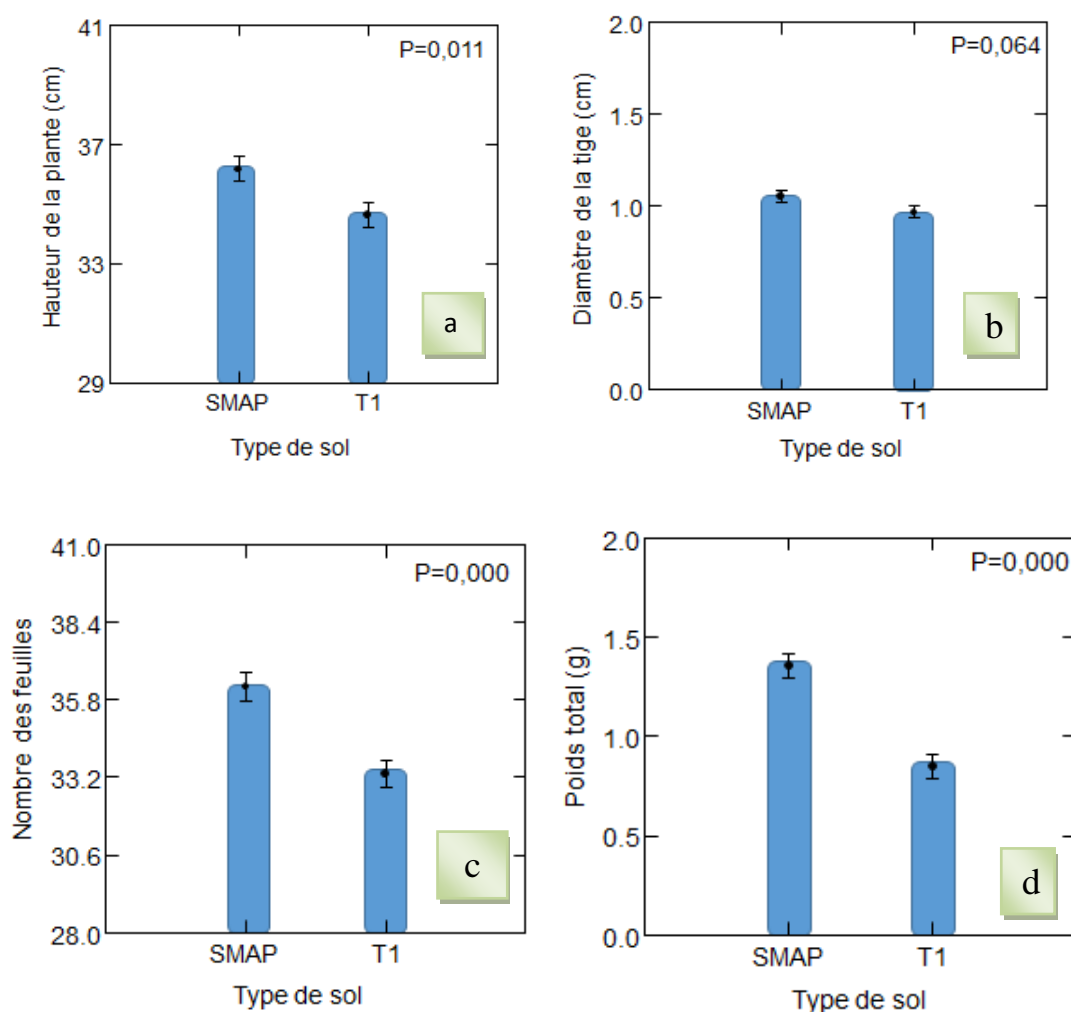
Les données numériques issues de l'estimation des paramètres étudiés ont été soumises à des analyses de variance ont été réalisées selon le test ANOVA et le modèle GLM (Generalized Model) avec le logiciel XLSTAT avec la version gratuite. Les différences sont significatives pour  $P \leq 0,05$  (**Philippeau, 1989**).

**CHAPITRE 3**  
**RESULTATS**  
**ET**  
**DISCUSSION**

### 3. Résultats et Discussion :

#### 3.1. Paramètres de croissance selon les types de substrats de cultures:

L'analyse de la variance de l'essai de culture de petit pois selon le type de substrat de culture a montré après 2 mois de repiquage les résultats résumés dans la figure représentée ci-dessous (Figure7).



T1 : Plantes Témoins développés dans le substrat stérilisé, SMAP : plantes cultivées dans le 1<sup>er</sup> type de sol mycorhize endémique. a : hauteur des plantes, b : diamètre de la tige, c : nombre de feuilles par plante, d : poids de pois

**Figure7 :** Analyse de la variance des paramètres de croissance des plantes cultivées du pois et modèle GLM selon le 1<sup>er</sup> type de sol mycorhize endémique SMAP , 2 mois après le repiquage.

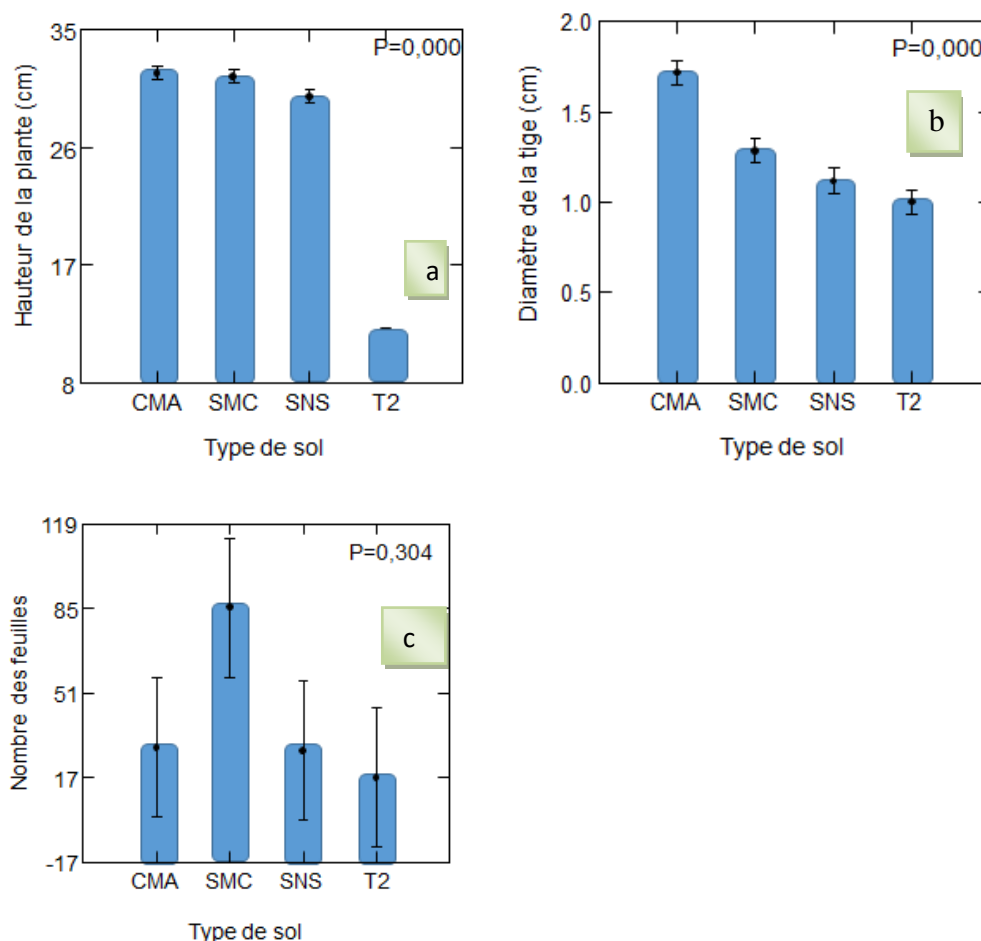
L'analyse de la variance a montré des différences significatives pour les hauteurs des plantes ( $P=0.011$ ,  $P \leq 0,05$  (annexe 3)), du nombre de feuilles ( $P=0.000$ ,  $P \leq 0,05$ (annexe3)).et de la biomasse ( $P=0.000$ ,  $P > 0.005$ ) des plantes cultivées en modèle GLM selon les types de



substrats de cultures (annexe3).mais, une différence non significative a été enregistrée selon le diamètre des tiges  $P=0.064$ ,  $P>0.005$ ) (annexe3).

Le 1<sup>er</sup> type de sol mycorhizé endémique SMAP a induit une augmentation remarquable de la hauteur des plantes (36,71%),(Figure 7, a) et de leur nombre de feuilles (36,24%),(Figure 7,c) et de leur biomasse (1,33%),(Figure 7, d).Cependant, le diamètre des tiges demeure constant (1,01% ),(Figure 7, b).

Les paramètres de croissance des plantes cultivées ont été évalués selon le 2<sup>ème</sup> type de sol mycorhizé endémique SMA, les champignons mycorhiziens du Canada et deux types de témoins : substrat stérilisé et substrat non stérilisé. Ces derniers sont représentés dans la figure ci-dessous.



T2 : Plantes Témoins développés dans le substrat stérilisé, CMA : plantes cultivées dans le 2<sup>ème</sup> type de sol mycorhizé endémique, SMC : plantes cultivées dans le Substrat mycorhizé canadien, SNS : témoins développés dans le substrat non stérilisé, a : hauteur des plantes, b : diamètre de la tige, c : nombre de feuilles par plante

**Figure8** : Analyse de la variance des paramètres de croissance des plantes cultivées du pois et le modèle GLM, selon le type de sols de culture SMA, SMAP, SNS, 1 mois après le repiquage.

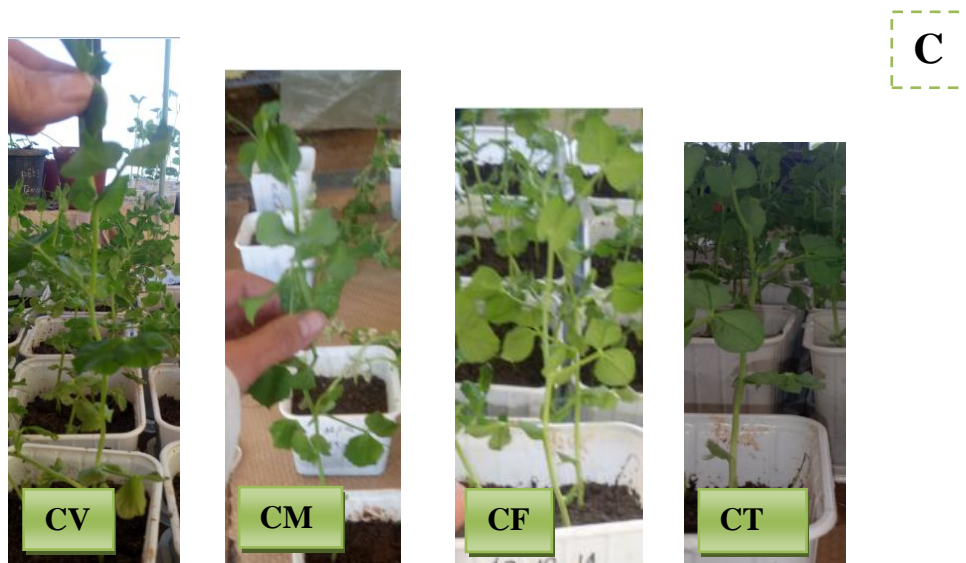
L'analyse de la variance a montré des différences significatives pour les hauteurs des plantes ( $P=0.000, P \leq 0,05$ , (Annexe4), le diamètre des tiges ( $P=0.000, P \leq 0,05$ ) (Annexe4,) des plantes cultivées en modèle GLM selon les types de substrats de cultures mais, une différence non significative a été enregistrée pour le nombre de feuilles  $P=0.304, P > 0.005$ ), (Annexe 4). Le substrat mycorhizé endémique et les CM de Canada ont induit une augmentation remarquable de la hauteur des plantes (31,7% - 32,7) (Figure 8, a) alors que seuls les CM du Canada ont montré une stimulation du diamètre de la tige 1,3% (Figure 8, b) et du nombre de feuilles (84,68%), (Figure 8, c).

Dans ce sens, les résultats obtenus par les deux essais de cultures de petit pois concordent avec de nombreux travaux rapportés par la bibliographie qui ont montré que l'apport supplémentaire en champignons mycorhizogènes à arbuscules a optimisé la croissance en phase végétative. Ces résultats sont confirmés par des études sur le poivron par **Kaya et al, 2009**), sur la pastèque par **Hamza, 2014**), sur la laitue par **Baslam et al, 2013**) et sur la tomate par **Ziane, 2018**).

Ces résultats mettent en relation l'amélioration de l'absorption des éléments minéraux avec l'amélioration de la croissance de la plante. Des études ont été réalisées dans le but de connaître l'impact des mycorhizes sur l'absorption de différents minéraux. Selon (**Sohn et al, 2003**), l'absorption des macronutriments (P, K, Mg et Ca) a été supérieure pour des boutures de chrysanthèmes mycorhizées comparativement aux boutures non mycorhizées et les mêmes résultats ont été obtenus avec les éléments Mn, Cu et Zn. (**Strullu, 1991**) attribue cet effet aux hyphes extra-matriciels du champignon qui permettent d'explorer un volume considérable du substrat, en plus des arbuscules intra-matriciels qui augmentent la surface d'échanges et d'assimilation des sels minéraux en faveur de l'hôte.

### 3.2. Classement des plantes cultivée du pois selon la vigueur visuelle :





**A:** lors du repiquage (fin décembre 2019), **B:** deux mois après le repiquage (fin février 2020)  
**C :** Classement des plantes selon la vigueur, **CV:** plantes fortement vigoureuses, **CM:** plantes moyennement vigoureuses, **CF:** plantes faiblement vigoureuses, **CT:** Plantes témoins.

**Figure 9:** Variabilité morphologique des plantes cultivées du pois colonisé de substrat mycorhizée.

Au bout de 8 semaines de croissance, une variabilité remarquable a été enregistrée sur la croissance et la vigueur des plantes de pois cultivées tant sur les pots à substrat mycorhizé et ceux au sol non mycorhizé (Figure 9 A, B).

Ce qui nous a incités de classer l'ensemble des plantes en quatre catégories selon le substrat comme suit :

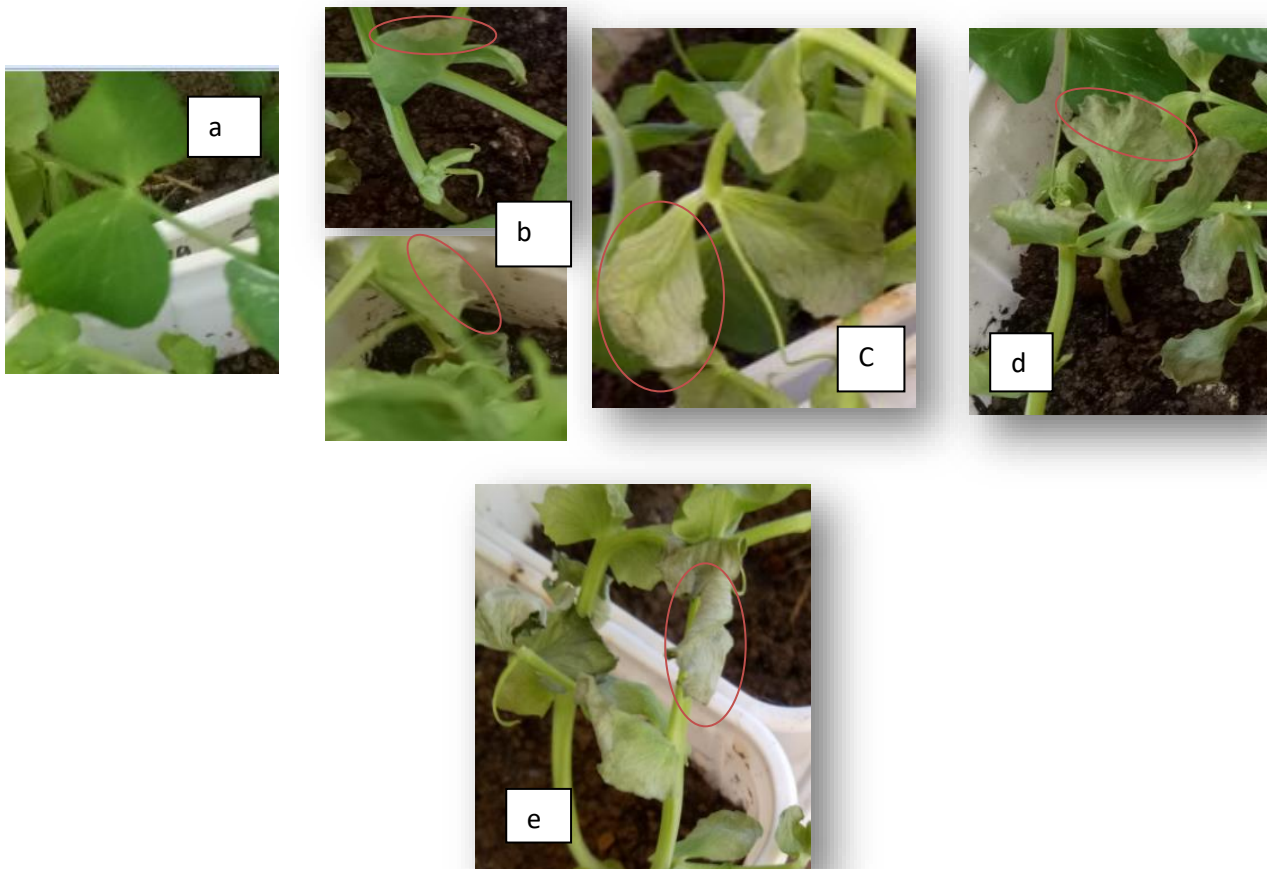
- Catégorie 1 : plantes fortement vigoureuses, (Figure 9, C, CV).
- Catégorie 2 : plantes moyennement vigoureuses (Figure 9, C, CM).
- Catégorie 3 : plantes faiblement vigoureuses (Figure 9 C, CF).
- Catégorie 4 : Plantes témoins (Figure 9, C, CT).

### 3.3. Description symptomatologique et évaluation des taux e symptôme des plantes cultivées

Après trois semaines de culture des symptômes de chlorose apparaissent sur la partie aérienne des plantes, notamment sur les feuilles.

Ils apparaissent d'abord sur les extrémités des feuilles (Figure b,10) puis s'étalent et se généralisent sur toute la surface des feuilles (Figure c,10) au bout de quelques jours.

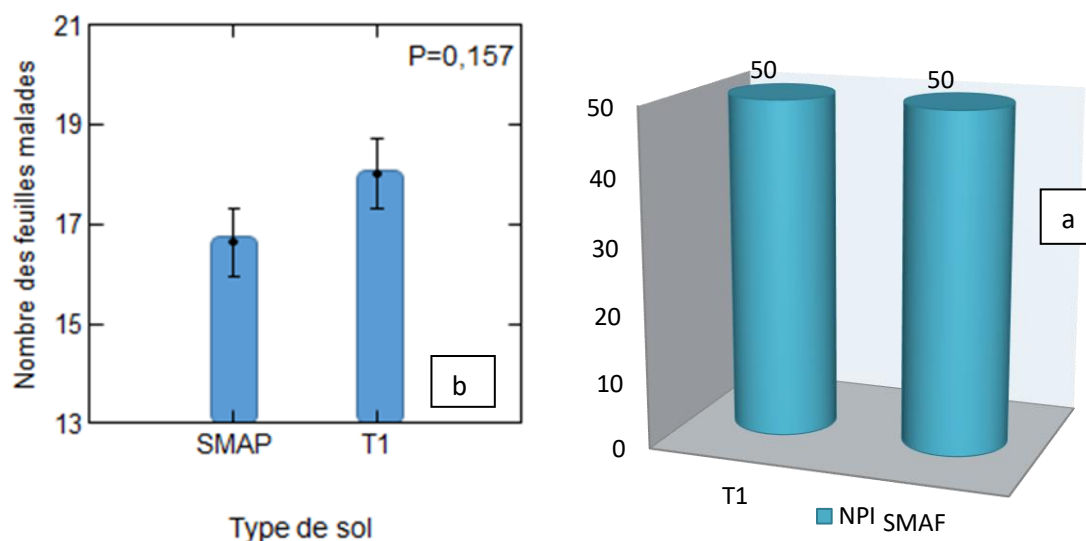
Par la suite cette décoloration vire vers la coloration grisâtre (Figure d,10) et enroulement des feuilles (Figure e,10).



**a** : des feuilles sains **b** : couleur jaunâtre sur les extrémités des feuilles et dans toute la surface des feuilles **c** : une couleur grise s'apparait sur toute la surface des feuilles **d** : enroulement des feuilles

**Figure10** : Symptômes foliaires sur plantes de petit pois.

La figure ci-dessous représente l'analyse de la variance en modèle GLM des taux d'infection par plant (a) et le nombre de feuilles infectées (b) par plant, selon le type de substrat mycorhizé SMAP), (Figure 11).



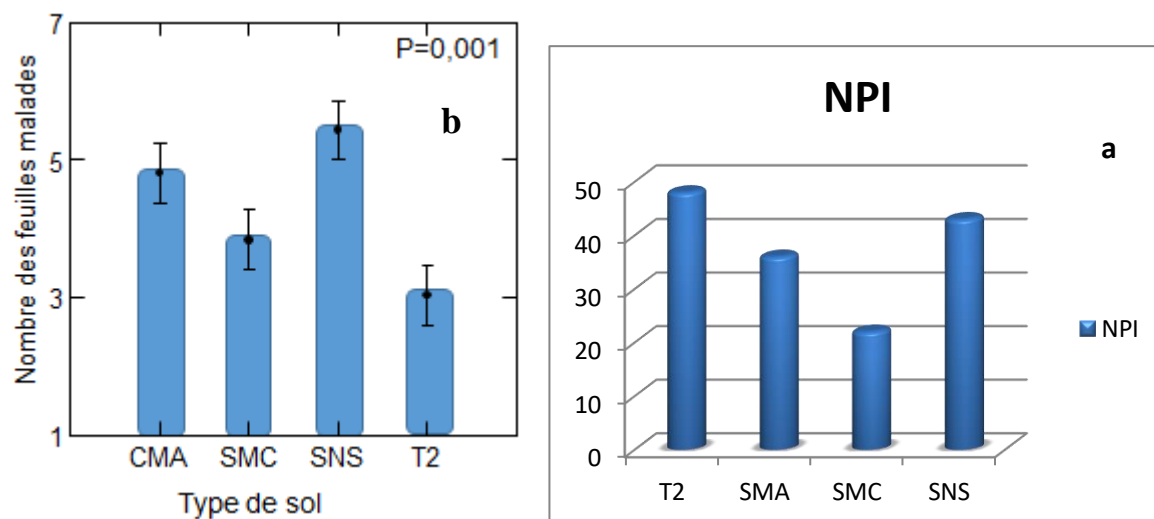
T1 : plantes Témoins, SMAF : plantes cultivées dans le substrat mycorhizé, a : Taux e symptôme des plantes, b : nombre de feuilles malade par plante.

**Figure11:** Analyse de la variance des taux de symptôme par plant (a) et des taux de symptôme foliaire (b) par plant et le modèle GLM selon le type de substrat de culture.

L'analyse de la variance des taux de symptôme des plantes cultivées et du nombre de feuilles malade par plante a montré une différence non significative ( $P=0.157$ ,  $P>0.005$ ) (Annexe5).selon le type de substrat de culture.

Les taux de symptôme étaient importants et identiques que ce soit pour les plantes témoins et/ou les plantes cultivées (50%) dans le substrat mycorhizé (SMAF) (Figure a,11). Le nombre de feuilles malade par plante était proche (15,88 %) pour les deux types de substrats de cultures (Figure b,11).

La figure ci-dessous représente l'analyse de la variance des taux de symptôme par plant (Figure a,12) et le nombre de feuilles malade (Figure b,12) par plante en modèle GLM selon des taux de symptôme foliaire Le nombre des feuilles des plants du pois cultivée (Figure b,12) selon les 4 types de substrats de cultures (SMA, SMC, SNS).



T2 : plantes Témoins développés dans le substrat stérilisé, CMA: substrat mycorhizé, SMC : Substrat mycorhizé par SMC canadien, SNS : témoins développés dans le substrat non stérilisé, a : Taux d'infection des plantes, b : nombre de feuilles malade par plante

**Figure12 :** Analyse de la variance des taux de symptôme par plante (a) et des taux foliaire malade (b) par plant et le modèle GLM selon le type de substrat de culture.

L'analyse de la variance des taux de symptôme, a montré une différence hautement significative selon les taux de symptôme des plantes où, les taux de feuilles malades les plus importants ont été enregistrés chez les plantes cultivées témoins (Substrat stérilisé et/ou non stérilisé, (48-40) mais, ils étaient moins importants chez les plantes cultivées dans les deux types de substrats mycorhizés algérien et canadien (32-20), (Figure 12, a). (Annexes 5)

Il est également important de souligner un nombre de feuilles malades moins important (5,52%) dans l'ensemble avec un nombre plus élevé pour le sol des témoins non stérilisé puis, les CMA algériens (4,82%) les CMA canadiens (3,84%) et enfin les témoins T2 (3,1%) (Figure 12b). (Annexes 5).

Nos résultats sur l'efficacité du type de sol mycorhizé en tant qu'agent de biocontrôle sont opposés avec les travaux de chercheur, selon (Brundrett, 1991), une barrière mécanique efficace contre les pathogènes. (Fortin et al, 2002) ont rapporté que les exsudats produits par *G. intraradices* entraînent la restriction de la croissance et la germination des conidies chez *Fusarium oxysporium*. L'avantage nutritionnel conféré à la plante par la mycorhize est aussi évoqué (Bodker et al, 1998) pour justifier sa meilleure résistance aux maladies.

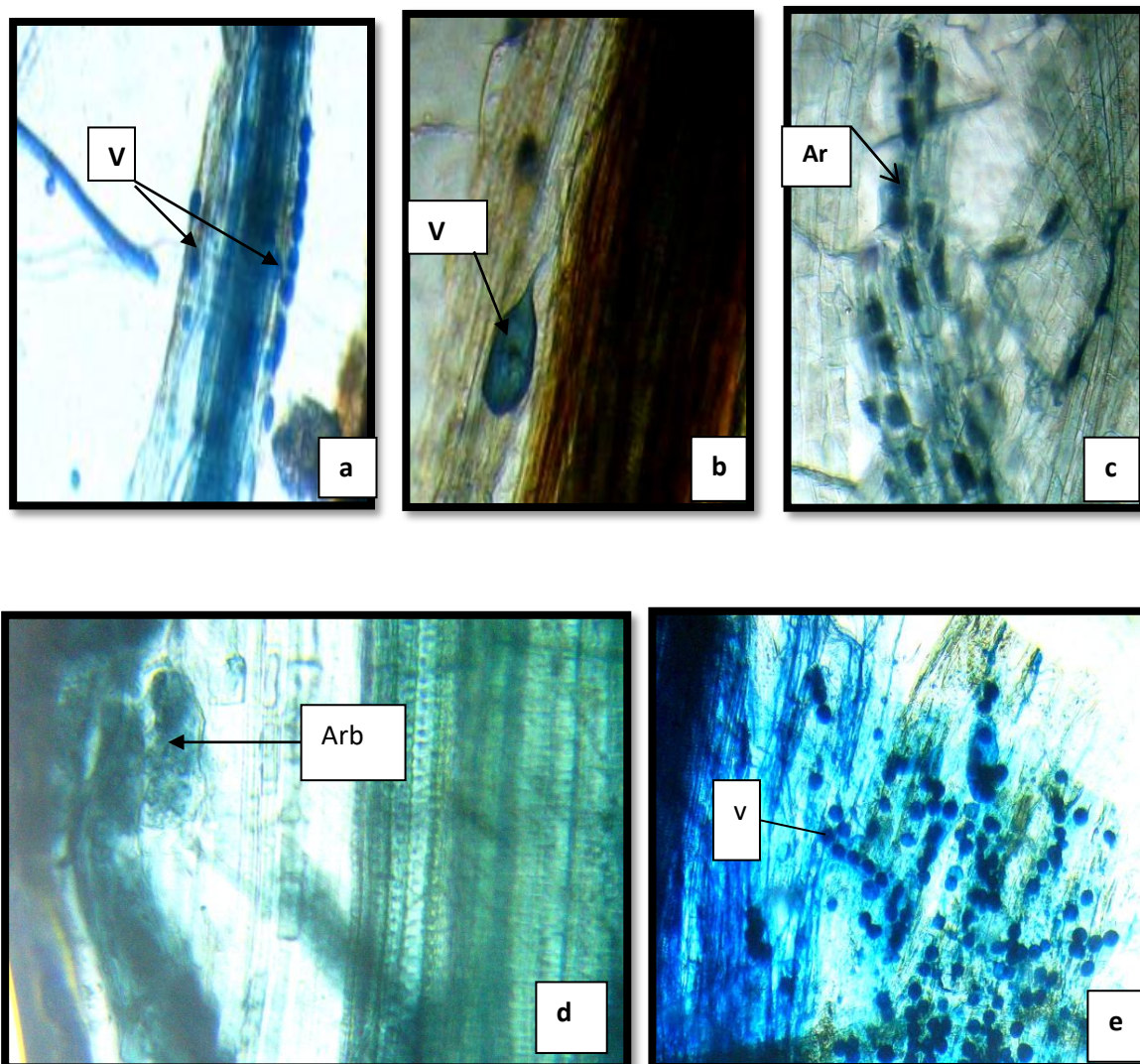
(Morales et al, 2012) qui ont cités que *G. mosseae* a montré un effet bioprotecteur contre *Phytophthora parasitica* dans la tomate, alors que *G. intraradices* n'a pas montré un tel effet, Dr J-André Fortin vient de nous le rappeler dans un texte apparu récemment sur Agri-

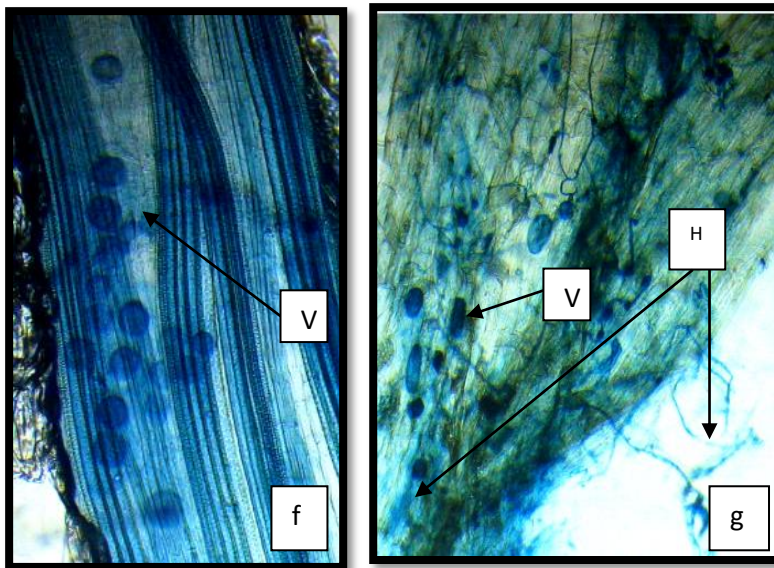
réseau: [Mycorhizes vs champignons pathogènes](#). En résumé, de plus en plus d'études démontrent que la présence de mycorhizes dans le sol a un effet inhibiteur sur le développement des champignons pathogènes, comme le fusarium et le sclerotinia,

### 3.4 Paramètres de mycorhization

#### 3.4.1 Recherche des structures mycorhiziennes

Après une période de deux mois après repiquage des plantes, les observations microscopiques des racines des plantes ont montré la présence d'une colonisation mycorhizienne. Cette mycorhization peut être expliquée par la colonisation racinaires par le hyphes, et de stockage des éléments nutritifs par les vésicules. Ces structures mycorhiziennes ont été observées au microscope optique pour la plupart des racines des plantesmycorhizées (Figure 13).





H :Hyphes , V : Vésicules : Arb :Arbuscules

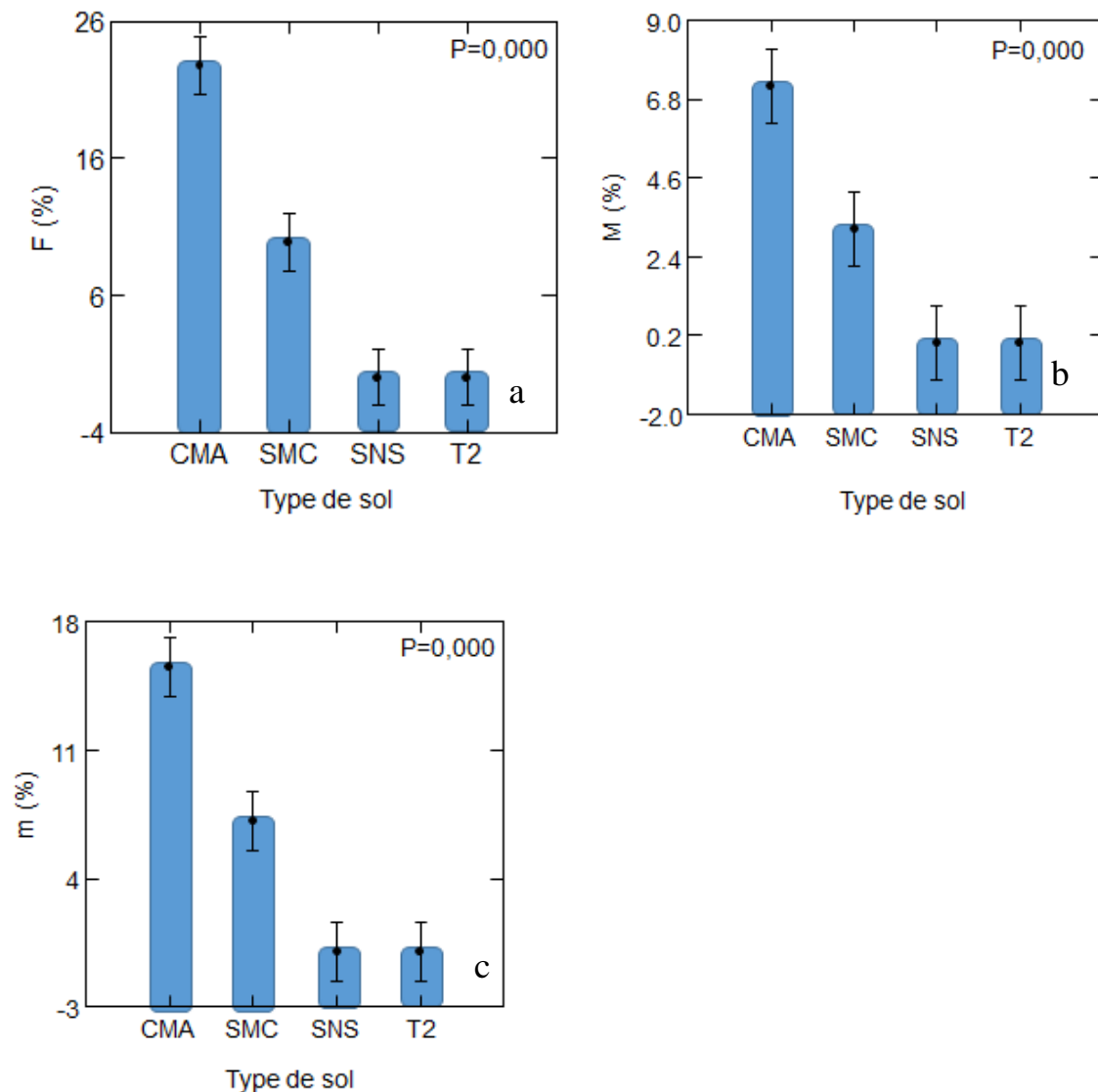
**Figure 13:**Structures mycorhiziennes à arbuscules observées sur les racines du petit pois *Pisum sativum L* sous microscope optique au grossissement (X500 : b, f et d) et au grossissement (X 125 : a, c, e et g)

### 3.4.2. Paramètres d'estimation de taux de mycorhization

L'analyse de la variance en modèle GLM des paramètres de mycorhization ont montré des différences très hautement significative selon les fréquences de colonisation racinaire des plantes cultivées ( $P=0.000$ ,  $P \leq 0,05$ (Annexe6), selon les intensités de mycorhization ( $P=0.000$ ,  $P \leq 0,05$  (Annexe6).et selon les intensités de mycorhization des fragments mycorhizés( $P=0.000$ ,  $P \leq 0,05$ (Annexe6).

Les fréquences de colonisation mycorhizienne moyennes demeurent toujours faibles que ce soit pour les mycorhizes endémiques et/ou celles canadiennes (22,77%-10,1%),(Figure 14,a). (Annexes6) Les mêmes constatations ont été faites pour les intensités moyennes de mycorhization (6 ,95%-3 ,17),(Figure 14,b) (Annexes 6)et celles enregistrées pour les fragments mycorhizés (15,52%- 7,32 %),(Figure 14, c). (Annexes 6).





T2 : plantes Témoins développés dans le substrat stérilisé, CMA: substrat mycorhizé, SMC : Substrat mycorhizé par SMC canadien, SNS : témoins développés dans le substrat non stérilisé,

**a** :Fréquences de colonisation mycorhizienne des racines des plantes,

**b** :Intensités moyennes de mycorhization des plantes,

**c** : Intensités de mycorhization des fragments racinaires mycorhizés

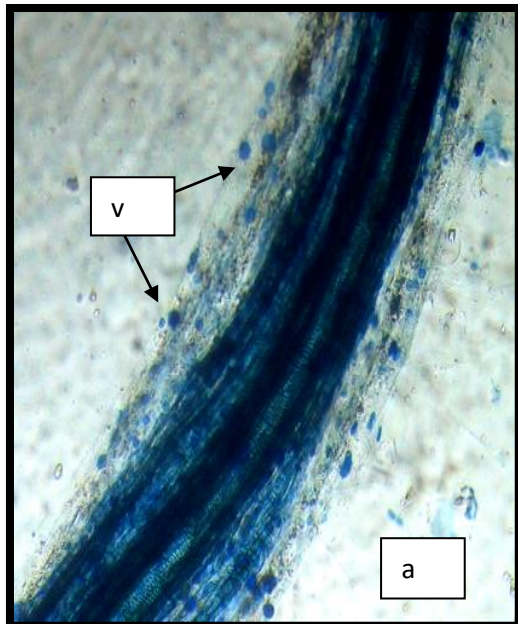
**Figure14:** Analyse de la variance des paramètres de colonisation mycorhizienne des plantes cultivées et le modèle GLM selon le type de substrat de culture.

Après analyse synthétique de l'ensemble des paramètres de mycorhization des racines des plantes cultivées sous l'effet du substrat de culture mycorhizé, on a pu confirmer la concordance entre la faible colonisation mycorhizienne racinaire et leur impact sur les

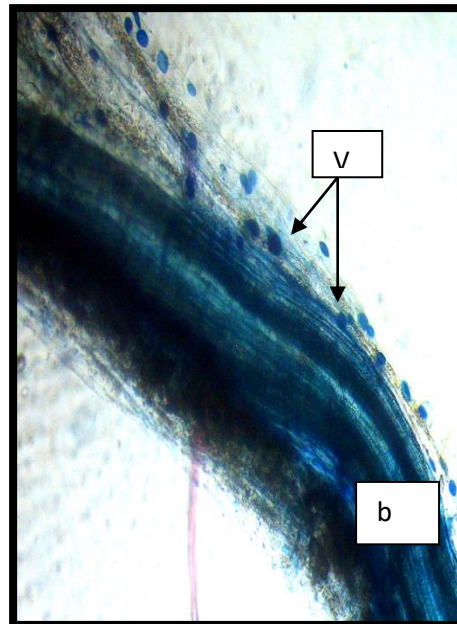
paramètres de l'infection des plantes . Le développement des agents pathogènes responsables des symptômes ont réduit l'inoculum mycorhizogène d'où ces faibles taux de fréquences et des intensités de mycorhizationainsi que leur impact sur les paramètres de croissance et le développement des symptômesau même titre que le témoin (46%).

Tous ces paramètres de mycorhization nous ont permis d'établir le classement suivant des plantes (Figure 15)

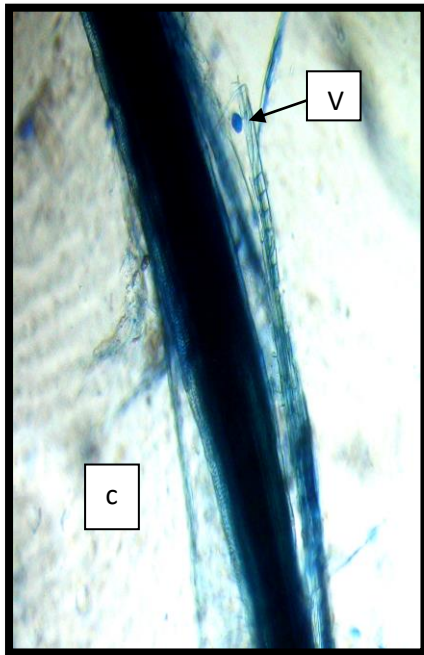
- catégorie 1 : fortement mycorhizé (80%), (Figure 15a),
- catégorie 2 : moyennement mycorhizé (60%), (Figure 15b),
- catégorie 3 : faiblement mycorhizé (40%), (Figure 15c),
- catégorie 4 : Absence de mycorhizes (Figure15 d).



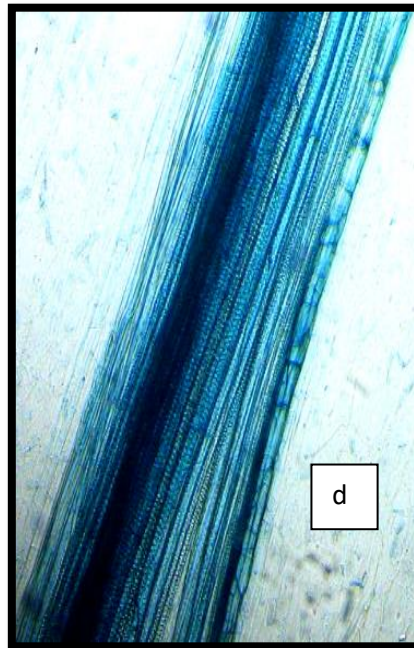
**a** : racine des plantes du pois fortement mycorhizée (GX10)



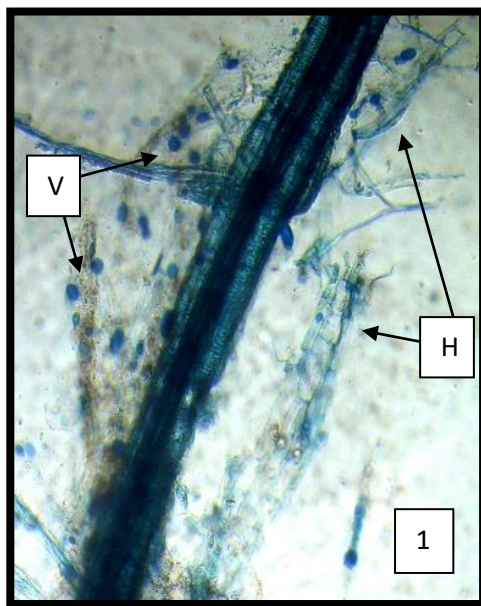
**b**: racine de plante du pois moyennement mycorhizée



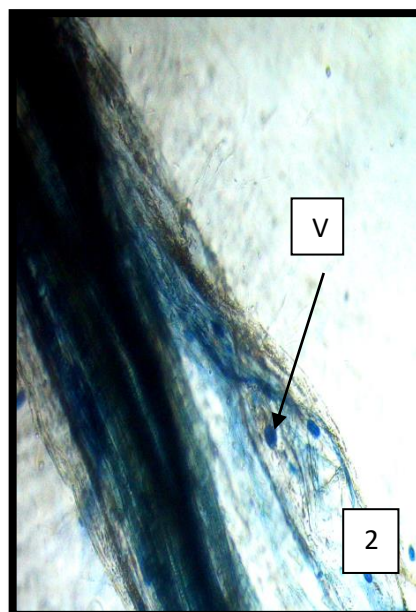
c: racine de plante du pois faiblement mycorhizée.



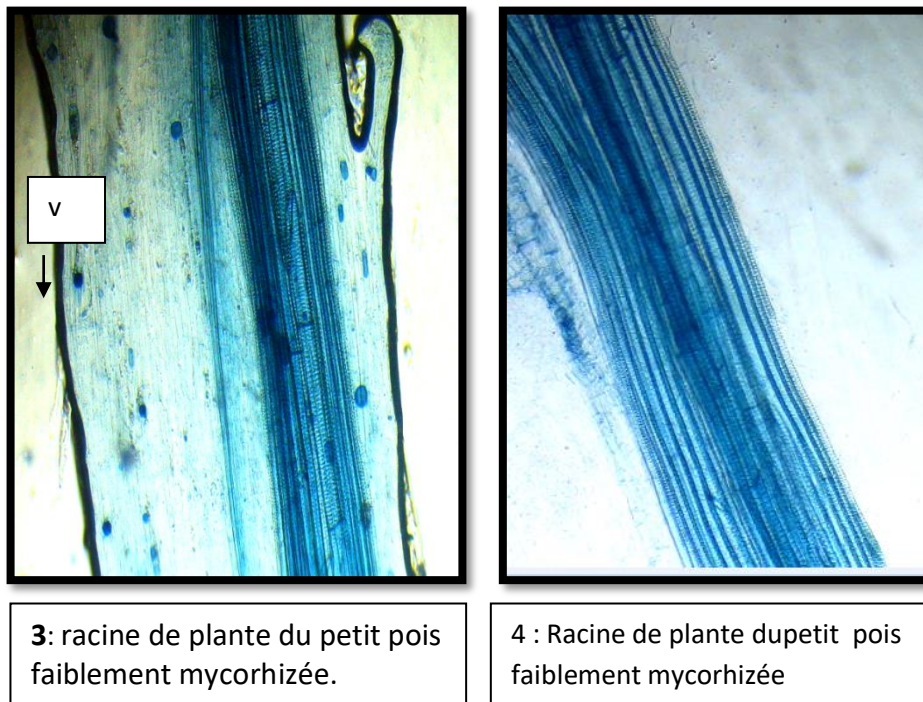
d : Racine de plante du pois non mycorhizée (témoins).



1 : racine des plantes du pois fortement mycorhizée (GX10)



2: racine de plante du pois moyennement mycorhizée



**Figur15:** Classes des intensités de mycorhization développée dans la partie endomycorhizée des racines des 4 catégories de plantes de pois colonisées par les structures mycorhizées (Grossissement X125).

Notre expérimentation a permis d'atteindre (22,77% des taux de mycorhization pour les mycorhizes endémiques. Ces résultats concorde avec les travaux de **Diane R , 2016** qui ont rapportés que les essais en serre à l'Institut Supérieur des Sciences agronomiques, agroalimentaires, horticoles et du paysage du plante du pois , variant un taux de mycorhization de 20% à 54% (38.2% en moyenne) en 50 jours, **Baird et al. ,2010** ont obtenu un taux de mycorhization des racines de pois de 60% à 30j et 80% à 50j lors d'une expérimentation par inoculation et culture sous serre : les graines avaient été inoculées avec un inoculum dilué dans une solution saline phosphatée au départ, puis après 6 jours, plantées en pot et arrosées uniquement avec de l'eau à 65% de la capacité au champ. D'autres chercheurs rapportent une obtention de colonisation par les CMA d'environ 75 % des racines des pois après 50 j de culture dans un champ conventionnel (**Jakobsen et Nielsen ,1983**) cités par **Baird et al, 2010**.

Un faible taux de mycorhization des racines de pois pour les mycorhizes canadiennes par rapport les types de sol mycorhizés endémique atteint des degrés 10,1%, En **2011, Farzaneh et al.** ont montré qu'un pois-chiche (légumineuse) mycorhizé (par inoculum commercial) permettait d'augmenter le prélèvement en micro et macronutriments à partir d'un taux de mycorhization racinaire compris entre 18 et 55 %.

**CONCLUSION  
ET  
PERSPECTIVES**

## CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Ce présent travail a pour objectif d'étudier l'impact d'utilisation d'un inoculant mycorhizien endémique prélevé d'un sol d'une parcelle de culture d'haricot mycorhizé sur la croissance et les mécanismes de défense d'une culture de petit pois «*Pisum sativum* L.» sous serre pendant 2 mois. Cet essai de culture a été installé parallèlement avec deux autres essais l'un correspondant aux plantes témoins cultivées dans un substrat non mycorhizé où on a considéré le substrat stérilisé et/ou non stérilisé et l'autre correspond à l'essai de plantes mycorhizées par incorporation des endomycorhizes formulées provenant du Canada dans le substrat stérile.

Les paramètres de croissance des plantes cultivées ont été évalués selon chacun des types de substrat de cultures étudiés.

Le substrat mycorhizé endémique et les CM de Canada ont induit une augmentation remarquable de la hauteur des plantes (31,7- 32,7cm) alors que seuls les CM du Canada ont montré une stimulation du diamètre de la tige (1,3cm) et du nombre de feuilles (84,68).

Au bout de 8 semaines de croissance, une variabilité remarquable a été enregistrée sur la croissance et la vigueur des plantes de pois cultivées dans les pots à substrat mycorhizé et ceux dans le sol non mycorhizé.

Après trois semaines de culture, une apparition des symptômes de chlorose s'est manifestée sur la partie aérienne des plantes, notamment sur les feuilles. Ils apparaissent d'abord sur les extrémités des feuilles puis s'étalent et se généralisent sur toute la surface des feuilles au bout de quelques jours. Par la suite cette décoloration vire vers le gris et s'accompagne d'une réduction importante de la taille des feuilles. Les taux d'infection étaient importants et identiques que ce soit pour les plantes témoins et/ou les plantes cultivées (50%) dans le substrat mycorhizé (SMAF). Le nombre de feuilles infectées par plante était proche (15,88) pour les deux types de substrats de cultures. Les taux d'infection les plus importants ont été enregistrés chez les plantes cultivées témoins (Substrat stérilisé et/ou non stérilisé (48-40%) mais, ils étaient moins importants chez les plantes cultivées dans les deux types de substrats mycorhizés algérien et canadien (32-20%). Il est également important de souligner un nombre de feuilles infectées moins important (5,52) dans l'ensemble avec un nombre plus élevé pour le sol des témoins non stérilisé puis, les CMA algériens (4,82), les CMA canadiens (3,84) et enfin les témoins non stérilisé T2 (3,1).

Après une période de deux mois après le repiquage des plantes, les observations microscopiques des racines des plantes ont montré la présence d'une colonisation mycorhizienne qui, peut être expliquée par la colonisation racinaire par les hyphes, et le stockage des éléments nutritifs dans les vésicules. Les fréquences de colonisation mycorhizienne moyennes demeurent toujours faibles que ce soit pour les mycorhizes endémiques et/ou celles canadiennes (22,77%-10,1%). Les mêmes constatations ont été faites pour les intensités moyennes de mycorhization (6,95% - 3,17%) et celles enregistrées pour les fragments mycorhizés (15,52%- 7,32 %).

on a pu confirmer la concordance entre la faible colonisation mycorhizienne racinaire et leur impact sur les paramètres de l'infection des plantes. Le développement des agents pathogènes responsables des symptômes ont réduit l'inoculum mycorhizogène d'où ces faibles taux de fréquences et des intensités de mycorhization ainsi que leur impact sur les paramètres de croissance et le développement des symptômes au même titre que les témoins.

Le substrat de champignons mycorhiziens testé dans notre étude peut constituer une alternative prometteuse comme biostimulant de la croissance, de la production et de la résistance des cultures du petit pois dans des systèmes agricoles durables et biologiques en absence d'agents pathogènes car leur présence a réduit leurs potentialités mycorhizogènes et par conséquent leur impact positif sur les paramètres de croissance et les mécanismes de résistance.

Ces résultats témoignent l'efficacité des champignons mycorhiziens sélectionnés sensibles aux infections et suggèrent des perspectives prometteuses à ce type de recherche, on suggère une période plus longue pour une importante multiplication de leurs propagules. Il serait donc important :

- D'évaluer d'autres potentialités de ces mycorhizes à savoir l'induction de la résistance aux différents stress,
- D'isoler et identifier les propagules de ce type de sol mycorhizés testés.
- Analyser le sol étudié (la fertilité du sol, la teneur en matière organique, le type de sol et le pH).
- Tester ces champignons mycorhiziens sur la croissance d'autres cultures et sur d'autres bio agresseurs,
- Il faut connaître la dose adéquate de mycorhizes dans le sol pour une meilleure protection des plantes contre les maladies phytopathogènes.

**REFERENCES**  
**BIBLIOGRAPHIQUES**



## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

### A

- **Abdel Latef A.A.H, Chaoxing H, 2011.** Effect of arbuscularmycorrhizal fungi on growth, mineral nutrition, antioxidant enzymes activity and fruit yield of tomato grown undersalinity stress. *ScientiaHorticulturae*, 127(3): 228-233.
- **Akiyama K, 2007.** Chemical identification and functional analysis of apocarotenoids involved in the development of arbuscularmycorrhizal symbiosis. *Bioscience, Biotechnology, and Biochemistry*, 71: 1405–1414.
- **Allen M. F, 1992.** Mycorrhizal Functioning. Chapman Hall, New York, 534 pp.

### B

- **Baird J.M, Walley F.L, Shirliffe S.J, 2010.** Arbuscular mycorrhizal fungi colonization and phosphorus nutrition in organic field pea and lentil. *Mycorrhiza*, 20, pp. 541-549
- **Balergue C, Puech-Pagès V, Bécard G, Rochange S.F, 2011.** The regulation of arbuscularmycorrhizal symbiosis by phosphate in pea involves early and systemic signalling events. *Journal of Experimental Botany*, 62 : 1049–1060.
- **Barber S.A, Walker J.M, Vasey E.H., 1962.** Principles of ion movement through the soil to the plant root. Transaction Joint Meeting Commission IV and V International Soil Science, New Zealand. 121-124 pp.
- **Baslam, M, Esteban, R, García-Plazaola, J.I, & Goicoechea, N, 2013.** Effectiveness of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) for inducing the accumulation of major carotenoids, chlorophylls and tocopherol in green and red leaf lettuces. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 97: 3119–3128
- **Benoît M, Deffontaines J.P, Lardon S, 2006.** Acteurs et territoires locaux. Versunégéoagronomie de l'aménagement. Collection Savoir-Faire, Paris : Inra, 174 p.
- **Bevege D.I., Bowen G.D., 1975.** Endogone strain and host plant difference in development of vesicular-arbuscularmycorrhizas. In: Endomycorrhizas (Ed. by F. E. Sanders, B. Mosseet P.B. Tinker), Academic Press, New York and London, 149-174 pp.
- **Bhat T. A, Gupta M, Ganai M.A, Ahanger R.A, andBhat H.A, 2013.** Yield, soil health and nutrient utilization of field pea (*Pisum sativum L.*) as affected by phosphorus and Biofertilizers under subtropical conditions of Jammu, *International journal of modern plant and animal science*, 1(1):1-8.

- **Bødker L, Kjøller R, Rosendahl S, 1998** Effect of phosphorus and the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* on disease severity of root rot of peas (*Pisum sativum*) caused by *Aphanomyces euteiches*. *Mycorrhiza* 8:169–174
- **Bonfante P, Genre A, 2010.** Mechanisms underlying beneficial plant–fungus interactions in mycorrhizal symbiosis. *Nature Communications*, v.1, art.48, DOI: <http://dx.doi.org/10.1038/ncomms1046>.
- **Boyardieu J, 1991.** Produire des grains oléagineux et protéagineux. Lavoisier . Tec & Doc, Paris. 234 p.
- **Brink M. et Belay G, 2006.** Ressources végétales de l' Afrique tropicale 1. Céréales et légumes secs. Fondation PROTA., Preciser pays, 328 p.
- **Brundrett MC, 1991.** Mycorrhizas in natural ecosystems. In: A Macfayden, M Begon, AH Fitter, eds. *Advances in ecological research* , vol. 21. London, UK: Academic Press, 171 – 313.
- **Buttery B,R, Park S. J., Findlay W. I., Dhanvantar B.N, 1988.** Effects of fumigation and fertilizer on growth, yield, chemical composition, and mycorrhizae in white bean and soybean. *Canadian Journal of Plant Science*, 68: 677-686..

## C

- **Campagnac E, Lounès-Hadj Sahraoui A, Debiane D, Fontaine J, Laruelle F, Garçon G, Verdin A, Durand R, Shirali P, Grandmougin-Ferjan, A, 2010.** Arbuscular mycorrhiza partially protect chicory roots against oxidative stress induced by two fungicides, fenpropimorph and fenhexamid. *Mycorrhiza*, 20: 167–178
- **Cappellazzo G, Lanfranco L, Fitz M, Wipf D, Bonfante P, 2008.** Characterization of an amino acid permease from the endomycorrhizal fungus *Glomus mosseae*. *Plant Physiology*, 147: 429–437
- **Castellanos-Morales V, Cárdenas-Navarro R, García-Garrido J.M, Illana A., Ocampo J.A, Steinkellner S., Vierheilig H, 2012** .Bioprotection against *Gaeumannomyces graminis* in barley a comparison between arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant Soil Environ.*, 58: 256-261.
- **Chaud C. et Foury C., 1994.** Productions légumières ", tome 3, légumineuses potagères, légumes fruits Lavoisier tec and doc., Paris France, 45p.
- **Childers, D. L, Corman, J., Edwards, M. and Elser, J. J, 2011.** Sustainability Challenges of Phosphorus and Food: Solutions from Closing the Human Phosphorus Cycle. *BioScience*, 61(2) : 117-124.

- **Cieslarová J, Smýkal P, Dočkalová Z, Hanáček P, Prochazka S, Hýbl M, Griga M, 2011.** Molecular evidence of genetic diversity changes in pea (*Pisum sativum* L.) germplasm after long-term maintenance. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 58: 439–451.
- **Clark R.B, Zeto S.K., 2000.** Mineral acquisition by arbuscular mycorrhizal plants. *Journal of Plant Nutrition*, 23: 867–902.
- **Cousin. R. et Bannerot H., 1992.** Amélioration des espèces végétales cultivées. INRA Editions, Paris, France, 173–188p.
- **Coussin, R, 1974.** Le pois : Annal de l'amélioration des plantes. INRA, Paris. p.10 117.

**D**

- **Dalpé Y, 2005.** Les mycorhizes : un outil de protection des plantes mais non une panacée. *Phytoprotection*, 86: 53–59.
- **Davies, D. R., Berry, G. J, Heath, M. C. and Dawkins, T. C. K. 1985.** Pea (*Pisum sativum* L.). In: R. J. Summerfield and E. H. Roberts, (eds.), Williams Collins Sons and Co. Ltd, London, UK. pp. 147-198.
- **Debiane D, Garçon G., Verdin A, Fontaine J., Durand R, Grandmougin-Ferjani, A., Shirali P, Sahraoui A.L.H., 2008.** *In vitro* evaluation of the oxidative stress and genotoxic potentials of anthracene on mycorrhizal chicory roots. *Environmental and Experimental Botany*, 64:120–127.
- **Debiane D, Garçon G, Verdin A, Fontaine J, Durand R, Shirali P., Grandmougin-Ferjani A., Lounès-Hadj Sahraoui A, 2009.** Mycorrhization alleviates benzo[a]pyrene-induced oxidative stress in an *in vitro* chicory root model. *Phytochemistry*, 70: 1421–1427.
- **Doidy J, Van Tuinen D, Lamotte O, Corneillat M., Alcaraz G, Wipf D, 2012.** The *Medicago truncatula* sucrose transporter family: Characterization and implication of key members in carbon partitioning towards arbuscular mycorrhizal fungi. *Molecular Plant*, 5: 1346–1358.
- **Douds Jr, D.D, et Johnson, N.C, 2007.** Contributions of arbuscular mycorrhizas to soil biological fertility. In: Soil biological fertility: a key to sustainable land use in agriculture, pp :129-162. L.K., Abott, D.V., Murphy (eds.). Springer, Berlin, Allemagne
- **DSA, 2016** Direction des Statistique Agricoles et des Systèmes d'Information Ain Defla .

- **Duc J.A., 1981.** Hand book of legumes of world economic importance. Plenum Press, New York, 199-265 p.
- **Duponnois R, Bâ A.M, Prin Y, Baudoin E, Galiana A. et Dreyfus B, 2013.** Les champignons mycorrhiziens : une composante majeure dans les processus biologiques régissant la stabilité et la productivité des écosystèmes forestiers tropicaux, Marseille, France : IRD, 421-440p.

**E**

- **Elzebroek T, et Wind K, 2008.** Guide to cultivated plants. CAB International, Oxfordshire, UK. enzymology. New York: Academic Press. (1):149-158, 540 p

**F**

- **FAO.STA.** Food and Agriculture Organization. Statistiques mondiale de pomme de terre. Consulté le 20/03/2019 et 04/11/2018.
- **FAO.STA 2007.** <http://apps.fao.org/faostat>
- **Farzaneh M, Vierheilig H, Lössl A, Kaul H.P, 2011.** Arbuscular mycorrhiza enhances nutrient uptake in chickpea. *Plant Soil Environ.*, 57, pp. 465-470.
- **Firmin S, Labidi S, Fontaine J., Laruelle F, Tisserant B, Nsanganwimana F., Pourrut B, Dalpé Y, Grandmougin A, Douay F, Shirali P, Verdin A, Lounès-Hadj Sahraoui A, 2015.** Arbuscular mycorrhizal fungus inoculation protects *Miscanthus × giganteus* against trace element toxicity in a highly metal-contaminated site. *Science of The Total Environment*, 91–99 : 527–528.
- **Fortin J. A., Plenchette C. & Piché Y , 2008.** Les mycorhizes. La nouvelle révolution verte Multi Monde Quac. (Eds.), Quebecs, 131 p.
- **Fortin J.A , 2013.** Les mycorhizes en agriculture et horticulture : le model canadien, revue jardins de france de la société nationale d’horticulture de France et de ses sociétés adhérentes, N°622, pp14-15.
- **Fortin J.A, Plenchette C., Piche Y, 2008.** Les Mycorhizes : La Nouvelle, Révolution Verte. Ed. Multimondes. Ed. Quae., 131p.
- **Fortin JA, Bécard G, Declerck S, Dalpé Y, Coughlan AP, Piché Y , 2002** Arbuscular mycorrhiza on root-organ cultures. *Can J Bot* 80:1–20. doi:[10.1139/b01-139](https://doi.org/10.1139/b01-139)
- **Free J.B., 1993.** Insectpollination of crops. 2nd ed. Academic Press. London, 152p.

**G**

- **Garbaye J, 2013.** La symbiose mycorhizienne : une association entre les plantes et les champignons. Versailles :Editions Quae, 284p.
- **Gavériaux J.P, 2012.** Les Glomeromycota – Mycorhizes VAM et Geosophonpyriformis (Kützing) Wettstein. *Bull. Soc. Mycol. Nord*, 92 : 1-17.
- **Gilroy S, Jones D.L, 2000.** Through form to function: root hair development and nutrient uptake. *Trends in Plant Science*, 5: 56–60.

## H

- **Hamel D. et Plenchette C, 2007.** Mycorrhizae in Crop Production. Street, Binghamton, NY, Haworth Food & Agricultural Products Press, New York, 326 pp.
- **Hamza, 2014 ;** Application des mycorhizes arbusculaires en culture maraîchère cas de la pastèque (*Citrullus lanatus*) Thèse de Magistère Biologie, Univ. Farhet Abbas Sétif.
- **Helber N, Wippel K, Sauer N, Schaarschmidt S, Hause B, Requena, N, 2011.** A versatile monosaccharide transporter that operates in the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus* sp. is crucial for the symbiotic relationship with plants. *The Plant Cell*, 23: 3812–3823.
- **Hijri I, Sykorova Z, Oehl F, Ineighen K. Mader P, Wiemken A. et Redecker D., 2006.** Communities of arbuscular mycorrhizal fungi in arable soils are not necessarily low in diversity. *Molecular Ecology*, 15: 2277–2289.
- **Hirrel M.C, Gerdemann J.W, 1979.** Enhanced carbon transfer between onions infected with a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus. *New Phytologist*, 83: 731–738.
- **Ho I., Trappe J.M., 1973.** Translocation of <sup>14</sup>C from Festuca Plants to their Endomycorrhizal Fungi. *Nature*, 244: 30–31.
- **Hodge A, Helgason T, Fitter A.H, 2010.** Mini-review : Nutritional ecology of arbuscular mycorrhizal fungi. *Fungal Ecology*, 3 : 267-273.
- **Holford I.C.R, 1997.** Soil phosphorus: its measurement, and its uptake by plants. *Soil Research*, 35 : 227–240.
- **HOPKINS W. G, 2003.** Physiologie végétale. 2<sup>ème</sup> édition américaine, de Boeck et Lancier S A, Paris: 514.

## J

- **Jakobsen I, Nielsen NE. 1983.** Vesicular-arbuscular mycorrhiza in field-grown crops. 1. Mycorrhizal infection in cereals and peas at various times and soil depths. *New Phytologist* 93: 401-413

- **Jakobsen I., Rosendahl L, 1990.** Carbon flow into soil and external hyphae from roots of mycorrhizal cucumber plants. *New Phytologist*, 115 :77–83.
- **Jin H., Pfeffer P.E, Douds D.D, Piotrowski E, Lammers P.J, Shachar-Hill Y, 2005.** The uptake, metabolism, transport and transfer of nitrogen in an arbuscular mycorrhizal symbiosis. *New Phytologist*, 168: 687–696.

## K

- **Karandashov V, Bucher M, 2005.** Symbiotic phosphate transport in arbuscular mycorrhizas. *Trends in Plant Science*, 10 (1): 22-29.
- **Kaya, C, Ashraf, M, Sonmez, O, Aydemir, S, Tuna, A.L, et Cullu, M.A, 2009.** The influence of arbuscular mycorrhizal colonisation on key growth parameters and fruit yield of pepper plants grown at high salinity. *Scientia Horticulturae*, 121 : 1–6.
- **Kiers E.T., Duhamel M., Beesetty Y., Mensah J.A., Franken O., Verbruggen E., Fellbaum C.R., Kowalchuk G.A., Hart M.M., Bago A., Palmer, T.M. ; West, S.A. ; Vandenkoornhuyse, P. ; Jansa, J. ; Bücking, H, 2011 / [Reciprocal rewards stabilize cooperation in the mycorrhizal symbiosis](#). In: [Science Magazine](#); Vol. 333, No. 6044. pp. 880-882. <https://doi.org/10.1126/science.1208473> .**

## L

- **Labidi S, Calonne M, Ben Jeddi F, Debiane D, Rezgui S, Laruelle F, Tisserant B., Ruiz-Sánchez M., Aroca R, Muñoz Y, Polón R, Ruiz-Lozano J.M, 2010.** The arbuscular mycorrhizal symbiosis enhances the photosynthetic efficiency and the antioxidative response of rice plants subjected to drought stress. *Journal of Plant Physiology*, 167: 862–869.
- **Lambert D.H, Baker D.E, Cole H, 1979.** The role of mycorrhizae in the interactions of phosphorus with zinc, copper, and other elements. *Soil Science Society of America Journal*, 43: 976–980.
- **Larkom J, 1991.** Oriental vegetables: the complete guide for garden and kitchen. London, John Murray 232 pp.
- **Larue, T.A. et Patterson, T.G , 1981.** How much nitrogen do legumes fix? *Advances in Agronomy* 34, 15-38.
- **López-Pedrosa A, González-Guerrero M, Valderas A, Azcón-Aguilar C, Ferrol N, 2006.** Gint AMT1 encodes a functional high-affinity ammonium transporter that is expressed in the extraradical mycelium of *Glomus intraradices*. *Fungal Genetics and Biology*, 43 : 102–110.

## M

- **MADR, 2009.**Ministère de l'Agriculture et Développement Rural. Direction des statistiques.
- **Mahouachi J, Socorro A.R, Talon M, 2006.**Responses of papaya seedlings (*Carica papaya* L.) to water stress and re-hydration: growth, photosynthesis and mineral nutrient imbalance. *Plant and Soil*, 281: 137–146.
- **Marschner H, Dell B, 1994.** Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis. *Plant and Soil*, 159: 89–102.
- **McAinsh M.R,Pittman J.K, 2009.** Shaping the calcium signature. *New Phytologist*, 181 : 275–294.
- **McGee RJ, 2012** Genomics-assisted breeding for cool season food legumes: from gene discovery to application. Proceedings of Plant and Animal Genome XX conference, San Diego, USA, 15–17 January 2012, p W205
- **Messaïen C.M, Blanchaed D, Rouxel F, et Lafon R, 1991.** Les maladies des plantes maraîchères, INRA éditions, 3ème édition, (ISBN 2-7380-0286-2) , 291-305p.
- **MessiaenC.M, 2010.**Le potager familial méditerranéen. Edition Versailles, France, 191p.
- **Mikola P, 1988.** Ectendomycorrhiza of conifers.*Silvia fennica* 22 : 19-27.
- **Miller R.M., Jastrow J.D., Reinhardt D.R., 1995.** External hyphal production of vesicular-arbuscularmycorrhizal fungi in pasture and tallgrass prairie communities. *Oecologia*, 103 : 17–23.
- **Miransari M, Bahrami H.A, Rejali F, Malakouti M.J, 2008.**Using arbuscularmycorrhiza to alleviate the stress of soil compaction on wheat (*Triticumaestivum*L.) growth. *Soil Biology and Biochemistry*, 40: 1197–1206.
- **Morton J.B, Benny J, 1990.** Revised classification of arbuscularmycorrhizal fungi (Zygomycetes): a new order, Glomales, two new soborders, *Glominae*and *Gigasporinae*, andtwo new families, *Acaulosporaceae* and *Gigasporaceae*, with an amediation of Glomaceae. *Mycotaxon*, 37 : 471-491.
- **Mossé J, Huet J.C, Baudet J, 1987.** Changements de la composition en acidesaminés des graines de pois en fonction de leur taux d'azote.*Sci. Aliments*, 7:301-324.

## P

- **Philippeau G,1986.** Comment interpréter les résultats d'une analyse en composantes principales ? Paris, Institut technique des Céréales et des Fourrages, 63 p.

- **Plenchette C, Clermont-Dauphin C, Meynard J.M. et Fortin J.A, 2005.** Managing arbuscularmycorrhizal fungi in cropping systems. *Canadian Journal of Plant Science*, 65: 31–40.
- **Pouvreau A, 2004.** Les insectespollinisateurs. Delachauxet Niestlé, Paris France, 157p.

## R

- **Redecker D, Schüßler A. 2014.** Glomeromycota, p 251–269. In McLaughlin DJ, Spatafora JW (ed), *The Mycota: Systematics and Evolution*, part A, 2nd ed. Springer, Heidelberg, Germany p 251–269.
- **Rillig, M.C, et Steinberg, P.D,2002.** Glomalin production by an arbuscularmycorrhizal fungus: a mechanism of habitat modification? *Soil Biology and Biochemistry*, 34: 1371- 1374.

## S

- **Schreiner, R.P, et G.J. Bethlenfalvay, 1995.** Mycorrhizal interactions in sustainable agriculture. *Critical Reviews in Biotechnology*, 15: 271-285.
- **Schüßler A, Martin H, Cohen D, Fitz M, Wipf D, 2006.** Characterization of a carbohydrate transporter from symbiotic glomeromycotan fungi. *Nature*,444: 933–936.
- **Selosse M, Le Tacon F, 1998.** The land flora: a phototroph-fungus partnership? *Trends in Ecology and Evolution*, 13: 15-20.
- **Skiredji A, 2002.** La patate, le navet, le chou, le petit pois, le haricot, fiche technique, Institut Agronomique et vétérinaire, Hassan II. Agadir-Maroc.
- **Slinkard, A.E, G. Bascur et G. Hernandez-Bravo. 1994.** Biotic and abiotic stresses of cool season food legumes in the western hemisphere. In: F.J. Muehlbauer & K.J. Kaiser (Eds.), *Expanding the Production and Use of Cool Season Food Legumes*, Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, The Netherlands. pp. 195–203.
- **Smith S.E, ReadD.J, 2008.** Mycorrhizal symbiosis. 3rd Edn. Cambridge Edition Academic Press. San Diego, USA, p800.
- **Smith S.E, Smith F.A, 1990.** Structure and function of the interfaces in biotrophic symbioses as they relate to nutrient transport. *New Phytologist*,11 : 1–38.
- **Smith S.E, Smith F.A, Jakobsen I, 2003.** Mycorrhizal fungi can dominate phosphate supply to plants irrespective of growth responses. *Plant Physiology*,133: 16–20.
- **Sohn Bo Kyoon, Kim Kil Yong, Chung Soon Ju, Kim Wol Soo, Park Sun Mi,Kang JongGoo, Rim Yo Sup, Cho Ju Sik, Kim Tae Hwan & Lee Jeong Hyun,**



2003. Effects of the different timing of AMF inoculation on plant growth and flower quality of chrysanthemum.

- **Souza, T, 2015.** *Handbook of Arbuscular Mycorrhizal Fungi*. Berlin: Springer Science+Business Media. doi: 10.1007/978-3-319-24850-9.
- **Stévenin A, Boyer F. D.M, 2012.** Highly selective formation of b-glycosides of N-acetylglucosamine using catalytic iron(III) triflate. *Eur. J. Org. Chem.*, 2012: 1699–1702.
- **Strullu D.G. et Plenchette C, 1991.** Les mycorhizes en horticulture. *PHM Revue Horticole* 352: 50-55.

## T

- **Tisdall J.M, 1991.** Fungal hyphae and structural stability of soil. *Soil Research*, 29: 729–743
- **Tisdall J.M, 1994.** Possible role of soil microorganisms in aggregation in soils. *Plant and Soil*, 159 : 115–121.
- **Touil W, 2016.** Effets comparés des champignons mycorhiziens arbusculaires et des Rhizobia isolés d'un sol algérien avec ceux du commerce, sur le rendement de l'arachide *Arachis hypogaea* (L.). Thèse de doctorat, biologie végétale, Université de Annaba, 201p.
- **Trouvelot A, Kouch J, Gianinazzi-Pearson V, 1986.** Mesure du taux de mycorhization VA d'un système racinaire : Recherche de méthodes d'estimation ayant une signification fonctionnelle. In : Gianinazzi S, ed. *Les mycorhizes : Physiologie et Génétique*, 1er Séminaire Européen sur les mycorhizes. Dijon : INRA, 217–221.

## U

- **USDA, 2008.** Plants profile of *Pisum sativum* L. ( garden pea). United States Department of Agriculture (USDA), Natural Resources Conservation Service (NRCS), Plants database, USA ,p320.

## V

- **Verdin A, Sahraoui A.L.H, Fontaine J, Grandmougin-Ferjani A, Durand R., 2006.** Effects of anthracene on development of an arbuscular mycorrhizal fungus and contribution of the symbiotic association to pollutant dissipation. *Mycorrhiza*, 16: 397–405.

## W

- **Walder F, Niemann H, Natarajan M, Lehmann M, Boller T, Wiemken A., 2012.** Mycorrhizal networks: common goods of plants shared under unequal terms of trade. *Plant Physiology*. 159 : 789–797.
- **Wang MY, Diao ZK, Liang MX et Liu RJ, 2005.** Advances in the study of AM fungal diversity in agroecosystems. *Acta Ecologica Sinica* 25: 2544–2549.
- **Wright S.F et Upadhyaya A, 1998.** A survey of soils for aggregate stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant and Soil*. 198 : 97–107.
- **Wu F., Wang W, Ma Y, Liu Y, Ma X, An L. et Feng H, 2013.** Prospect of beneficial microorganisms applied in potato cultivation for sustainable agriculture. *African Journal of Microbiology Research*, 7: 2150– 2158.

**Z**

- **Ziane, 2018.** Application des champignons mycorrhiziens à arbuscules dans la culture de la tomate industrielle. Thèse de Doctorat Biologie, Univ. Badji Mokhtar Annaba.

# **ANNEXES**

## Annexe 1. Réactifs pour la coloration des racines

### Bleu de Trypan

Acide lactique.....	333ml
Glycérol.....	333ml
Bleu Trypan.....	0.05g
Eau distillée.....	333ml

### Potasse hydroxyde

KOH.....	100g
Eau distillée.....	1000ml

### Solution de conservation

Glycérol.....	.500ml
H <sub>2</sub> O.....	450ml
HCl (1%) .....	.50ml

## Annexe 2. Formules de calculs des paramètres de la colonisation mycorhizienne (Trouvelot *et al*, 1986).

Les paramètres d'estimation de taux de mycorhization F%, M%, m%, a%, A% sont ensuite calculés d'après les formules suivantes :

-Fréquence des mycorhizes dans le système racinaire

$$F\% = (\text{nb de fragments myco} / \text{total nb}) * 100$$

-Intensité de la colonisation mycorhizienne dans le système racinaire

$$M\% = (95n_5 + 70n_4 + 30n_3 + 5n_2 + n_1) / (\text{nb total})$$

Où  $n_5$  = nombre de fragments classés 5 ;  $n_4$  = nombre de fragments 4, etc.

-Intensité de la colonisation mycorhizienne dans les fragments de racines

$$m\% = M * (\text{nb total}) / (\text{nb myco})$$

-Abondance des arbuscules dans les parties mycorhiziennes des fragments de racines

$$a\% = (100m_{A3} + 50m_{A2} + 10m_{A1}) / 100$$

Où  $m_{A3}$ ,  $m_{A2}$ ,  $m_{A1}$  sont les % de m, classés A3, A2, A1, respectivement, avec  $m_{A3} = ((95n_5 A_3 + 70n_4 A_3 + 30n_3 A_3 + 5n_2 A_3 + n_1 A_3) / \text{nb myco}) * 100 / m$  et identiques pour A2 et A1.

-Abondance d'arbuscules dans le système racinaire

$$A\% = a * (M / 100)$$