

**UNIVERSITE DE BLIDA 1**

**Faculté des sciences de la nature et de la vie  
Département de biotechnologies**

**MEMOIRE DE MAGISTER**

En Sciences agronomiques

Spécialité: amélioration des productions végétales

**ESSAI DE MYCORHIZATION DES PLANTS D'OLIVIER A LA PEPINIERE**

**« SAFA ZACCAR » DE HADJOUT**

Par

**MEZGHRANI Kheira**

Devant le jury composé de :

A. Benrima	Professeur	Université de Blida 1	Président
H. Abdelkrim	Professeur	ENSA El-Harrach	Examineur
F.Z Benrebiha	Professeur	Université de Blida 1	Examineur
B. Hammouche	MC(B)	Université de Blida 1	Examineur
A. Boutekrabt	Professeur	Université de Blida 1	Promoteur

Blida, 15 Novembre 2015

## ملخص

هذه الدراسة تهدف إلى محاولة إلقاء ميكوريزي في شروط تجريبية شجيرات الزيتون (*Olea europea L.*) وهذا قبل التلقيح بنوع شمال في مشتل Safa Zaccar بحجوط اللقاح المستعمل متمثل في جذور مأخوذة من ثلاث محطات مغروسة بالزيتون (3 أنواع: سيفيلان , سيقواز و شمال) مع ترك شتائل غير ملقحة كشاهد.

التحليل البيولوجية للمحطات للثلاثة أظهرت أن التربة رملية ذات نسيج ناعم وهي عبارة عن تربة كلسية قاعدية (pH 8,27 – 8,40) فقيرة من الأملاح , تفتقر إلى الأزوت و الفسفور ونسبة ضعيفة من المادة العضوية.

الملاحظات المجهرية لجذور الزيتون بالنسبة للأنواع الثلاثة (سيفلان, سيقواز و شمال) أظهرت وجود تعايش أندوميكوريزي بنسبة عدوى مرتفعة أكثر من 80 % .

إن محاولات الإلقاء الميكوريزي لشجيرات الزيتون أظهرت نتائج إيجابية بالنسبة للشجيرات الملقحة مقارنة بالشجيرات الغير ملقحة, عوامل نمو الشجيرات التي درست تبين وجود إختلافات تبعا لتغيرات اللقاح .

في نهاية التجربة , أظهرت الملاحظات المجهرية للجذور وجود تعايش ميكوريزي مطابق للتعايش المتحصل عليه في الحالة الطبيعية.

**الكلمات المفتاحية:** زيتون, *Olea europea L.* , شمال , تلقيح ميكوريزي.

## RESUME

L'essai de mycorhization de l'olivier (*Olea europea* L.), est mené dans la pépinière SAFA ZACCAR de Hadjout (wilaya de Tipaza). Cet essai consiste à une inoculation des plants d'oléastre *Olea europea* L., greffés sur la variété Chemlal afin de déterminer l'efficacité des associations endomycorhiziennes sur la croissance et le développement de ces plants en pépinière. L'inoculation est faite par des racines excisées à partir de trois parcelles d'olivier (Sevilane, Sigoise et Chemal) de la ferme pilote BEN Abdelkader.

L'étude pédologique des sols des parcelles prospectées (site de prélèvement) a montré une large prédominance de sables par rapport aux autres éléments tels que les limons et les argiles avec une texture fine. Alors que, les analyses chimiques ont montré que les sols sont à caractère calcaire, alcalin (pH 8,27 à 8,4), pauvres en sel, en azote et en phosphore. Leur teneur en matière organique est relativement faible.

Le taux d'infection des racines par les endomycorhizes à arbuscules est très élevé (plus de 80%) pour tous les oliviers étudiés, indiquant le caractère mycotrophique de l'espèce végétale.

L'endomycorhization contrôlée des plants d'olivier en pépinière a montré les effets significatifs des champignons endomycorhiziens présents dans les racines de l'olivier à l'état naturel sur la croissance des plants (parties aérienne et souterraine), ainsi que la dépendance des plants d'olivier vis-à-vis des mycorhizes qui ont une morphologie analogue aux mycorhizes naturelles.

**Mots clés :** Olivier, (*Olea europea* L.), Chemal, mycorhization contrôlée

## ABSTRACT

The test mycorrhizal olive (*Olea europea* L.) is conducted in the nursery of SAFA Zaccar Hadjout (wilaya of Tipaza ). This test consists of an inoculation seedlings oléastre grafted on Chemlal variety to determine the effectiveness of endomycorrhizal associations on the growth and development of these plants in the nursery. Inoculation is made by excised roots from three olive plots (Sevilane, Sigoise and Chemlal) of Ben Abdelkader pilot farm.

The soil survey land plots surveyed (sampling site) showed a large predominance of sand compared to other elements such as silts and clays with a fine texture. While chemical analyzes showed that the soils are calcareous, alkaline nature (pH 8,27 to 8,4), low in salt, nitrogen and phosphorus. Their organic mater content is relatively low.

The frequency of infection of roots by arbuscular mycorrhizae is very high (over 80 %) for trees plot olive studied, indicating mycotrophique nature of plant species.

The endomycorrhization controlled olive plants in the nursery showed significant effects of endomycorrhizal fungi in roots of the olive tree in its natural state on the growth of plants (aerial and underground parts), and the dependence of olive plants to mycorrhizae which have a similar morphology to natural mycorrhizae.

**Keywords:** Olive (*Olea europea* L.), Chemlal, controlled mycorrhization.

## REMERCIEMENTS

Il m'est agréable au terme de ce modeste travail, d'adresser mes vifs remerciements à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à sa réalisation.

J'exprime ma profonde reconnaissance au Pr BOUTEKRABT qui, malgré ses multiples responsabilités, a bien voulu accepter de poursuivre la direction de ce travail et me faire bénéficier de sa grande expérience en ce domaine, pour sa grande patience, ses précieux conseils, tout mon respect pour vous monsieur.

Je remercie Mme BENRIMA GUENDOZ d'avoir accepté de présider le membre de jury.

Je remercie également Mr ABDELKARIM, Mme BENRBIHA et Mr HAMOUCHE pour les connaissances qu'ils m'ont apportées aux cours de mes années d'étude et pour avoir accepté de faire partie des membres de jury.

Je ne saurais oublier de remercier tout le personnel de la pépinière SAFA ZACCAR de Hadjout et de la ferme pilote BEN ABDELKADER de MOUZAIA; chacun dans son domaine a su m'apporter sa contribution, qu'ils me pardonnent de ne pas tous les nommer; la liste serait longue.

Mes vifs remerciements vont aussi à mon cousin Pr FODIL CHERIF YAZID chef de département de chimie à l'USTHB pour sa précieuse aide et sa bienveillante collaboration.

Mes remerciements vont également au Pr DJEBAR professeur responsable du laboratoire de physiologie végétale à l'USTHB; Un grand merci à Melle LEBTAHI Fatiha et Mme FAIDI Houria pour leurs aides en ce qui concerne analyses et produits.

Un grand merci à Melle BENZAADA Feriel doctorante à l'ENSA El-Harrach pour son aide et son soutien moral ainsi qu'à son promoteur le Pr DOUMANDJI Saleh Eddine.

Aucun mot ne saurait exprimer ce que je dois à ma douce mère et mon très cher mari.

A toute ma famille, mes grandes-mère, mes sœurs Hafida et Nadia à leurs maris Samir et Redouane, à mes petits neveux : Ilyes, Rania et Mohamed, à mes cousines Amina, Meriem et Hayet.

A mes tantes et oncles.

A mon médecin pour ces encouragements.

A ma belle famille sans oublier les efforts de ma chère Leila doctorante au département de chimie USTHB en ce qui concerne produits et soutien moral.

A mes beaux frères Mustapha et Mohamed des Etats Unis, qui se sont dérangés pour la traduction des articles.

A ma copine Lamia, son mari Lotfi et son petit ABDOU.

A tous mes collègues de la subdivision agricole de Gouraya.

Je ne pourrai clôturer cette page sans penser à l'être le plus cher, toujours présent, malgré sa précoce absence mon père, j'espère qu'il sera fier de moi.

## **TABLES DES MATIERES**

<b>INTRODUCTION</b>	11
<b>CHAPITRE1. GENERALITES SUR LES MYCORHIZES</b>	
1.1. Définition des mycorhizes	13
1.2. Morphologie des mycorhizes	13
1.3. Différents types de mycorhizes	14
1.4. Bénéfices de la mycorhization	24
1.5. Ecologie de la symbiose mycorhizienne	27
1.6. Application de la mycorhization contrôlée	30
<b>CHAPITRE 2.GENARALITESSUR L'OLIVIER</b>	
2.1. Origine et expansion de l'olivier	36
2.2. Répartition de la culture de l'olivier dans le monde et en Algérie	37
2.3. Caractéristiques biologiques et morphologiques de l'olivier	41
2.4. Le cycle végétatif de l'olivier	47
2.5. Les principales maladies de l'olivier	48
2.6. Les différentes techniques de multiplication de l'olivier	49
<b>CHAPITRE 3. MATERIE ET METHODES</b>	
3.1. Présentation de la zone d'étude et du site e prélèvement	52
3.2. Matériel et méthodes	64
<b>CHAPITRE 4. RESULTATS ET DISCUSSIONS</b>	
4.1. Mise en évidence de l'infection endomycorhizienne des trois parcelles d'olivier	72
4.2. Composition physico-chimique du sol des parcelles d'olivier de la ferme pilote	89
4.3. Essai de mycorhization des plants d'olivier en pépinière	93
4.4. Analyse statistique	103
<b>CONCLUSION ET PERSPECTIVES</b>	111
<b>REFERNCES BIBLIOGRPHIQUES</b>	114
<b>ANNEXES</b>	146

## LISTE DES ILLUSTRATIONS, GRAPHIQUES ET TABLEAUX

### LISTE DES FIGURES

<b>Figure 1.1 :</b> Les principaux types de mycorhizes représentés sur une coupe transversale d'une racine	4
<b>Figure 1.2:</b> Ectomycorhize de <i>Hebelom mesophaeum</i> sur racine de l'épicéa.a: Aspect du champignon macroscopique.b: Manteau fongique épais entourant les radicelles de la plante. Rad : Radicelle ; M : Manteau fongique	5
<b>Figure 1.3:</b> Morphologie des ectomycorhizes.	6
(A) Représentation schématique en trois dimensions de la structure interne d'une ectomycorhize.	
(B) Coupe transversale d'une ectomycorhize de chêne formée par un cortinaire ( <i>Cortinarius sp.</i> )	
(C) Ectomycorhize de <i>Lactarius deliciosus</i> dichotome et coralloïdes sur <i>Pinus silvestris</i>	
<b>Figure 1.4:</b> Quelques structures formées par les champignons endomycorhiziens à vésicules et à arbuscules.	9
(A) Observation microscopique d'un arbuscule à l'intérieur d'une cellule corticale d'une racine colonisée par un champignon endomycorhizien. (B) Racine de poireau endomycorhizée ; V = vésicule.	
<b>Figure 1.5 :</b> Phylogénie des Gloméromycètes	12
<b>Figure 1.6 :</b> Cycle de développement des champignons mycorhiziens à arbuscules	13
<b>Figure 2.1 :</b> Localisation des principales variétés en Algérie	29
<b>Figure 2.2 :</b> Les stades repères de l'olivier	39
<b>Figure 3. 1:</b> Localisation de la pépinière SAFA ZACCAR par rapport au chef lieu de la commune de Hadjout	47
<b>Figure 3.2 :</b> Répartition des températures mensuelles moyennes de la zone d'étude de l'année 2011.	50
<b>Figure 3.3:</b> Répartition des pluies annuelles de la zone d'étude 2001-2011	51
<b>Figure 3.4 :</b> Diagramme ombrothémique de Gaussen de la zone d'étude en 2011	52
<b>Figure 3.5 :</b> localisation du site de prélèvement (Mouzaia) par rapport à la pépinière d'étude SAFA ZACCAR (Hadjout).	52
<b>Figure 3.6 :</b> Verger de la variété Sevilane d'olivier âgé de 61 ans	53
<b>Figure 3.7 :</b> Verger de la variété Sigoise d'olivier âgé de 61 ans.	53
<b>Figure 3.8:</b> a/Verger de la variété Chemlal d'olivier âgé de 8 ans b/Morphologie d'un arbre du verger	54
<b>Figure 3.9:</b> Répartition des températures mensuelles moyennes du site de prélèvement de l'année 2011	55
<b>Figure 3.10 :</b> Répartition des pluies annuelles du site de prélèvement 2001-2011	56
<b>Figure 3.11 :</b> Diagramme ombrothémique de Gaussen du site de prélèvement de l'année 2011	57
<b>Figure 3.12 :</b> Prélèvement des racines fines d'olivier de la ferme pilote	58
<b>Figure 3.13 :</b> les classes d'infection (0 à 5) d'un fragment racinaire endomycorhizé	59
<b>Figure 3.14 :</b> Profondeur d'échantillonnage (10 à 20 cm) du sol des trois parcelles d'olivier	61

<b>Figure 3.15:</b> la méthode internationale du dosage de la granulométrie	63
<b>Figure 3.16 :</b> aspect général des plants d'oléastre avant inoculation et greffage	65
<b>Figure 4.1 :</b> Diagramme représentatif des différents taux d'infection des trois parcelles d'olivier	70
<b>Figure N° 4.2:</b> fréquence de mycorhization des plants d'olivier mycorhizés en pépinière	85
<b>Figure N°5.1:</b> Vue schématique du développement d'un champignon à travers les différentes couches cellulaires d'une racine.	91
<b>Figure N° 4.3:</b> Dépendance mycorhizienne des plants d'olivier mycorhizés en pépinière	92
<b>Figure N° 4.4:</b> Analyse en composantes principales (ACP) des trois parcelles d'olivier et les paramètres du sol et la fréquence de mycorhization	93
<b>Figure N° 4.5:</b> Corrélation entre la fréquence de mycorhization (F) et le pH dans les trois parcelles d'olivier	94
<b>Figure N° 4.6:</b> Corrélation entre la fréquence de mycorhization (F) et la CE dans les trois parcelles d'olivier	94
<b>Figure N° 4.7:</b> Corrélation entre la fréquence de mycorhization (F) et la matière organique dans les trois parcelles d'olivier.	95
<b>Figure N° 4.8:</b> Corrélation entre la fréquence de mycorhization (F) et le phosphore assimilable (P) dans les trois parcelles d'olivier.	96
<b>Figure N° 4.9:</b> Hauteur des plants d'olivier en pépinière de l'essai de la mycorhization	97
<b>Figure N° 4.10:</b> Longueur des racines des plants d'olivier en pépinière	97
<b>Figure N° 4.11:</b> Nombre de feuilles des plants d'olivier en pépinière	98
<b>Figure N° 4.12:</b> Nombre de d'olivier en pépinière tiges des plants	98
<b>Figure N° 4.13:</b> Poids frais des plants d'olivier en pépinière	99
<b>Figure N°4.14:</b> Poids sec des plants d'olivier en pépinière	99
<b>Figure N°4.15:</b> Degré d'affinité greffon porte greffe des plants d'olivier en pépinière	100

## LISTE DES PLANCHES

<b>Planche N°4.1 :</b> Différentes structures microscopiques constituant les CMA	74
<b>Planche N°4.2 :</b> Propagules isolées de la mycorhizosphère des trois parcelles d'olivier	76
<b>Planche N°4.3 :</b> Parties aériennes et souterraines des plants d'olivier inoculés en pépinière	86

## LISTE DES TABLEAUX

<b>Tableau 1.1</b> : Effet des différentes techniques culturales sur les CMA	20
<b>Tableau 2.1</b> : Superficies des principaux pays producteurs d'olives dans le monde	27
<b>Tableau 2.2</b> : Evolution des superficies oléicoles en Algérie	28
<b>Tableau 2.3</b> : Evolution de la production d'olives totales, d'olives de table et d'olives à huile	28
<b>Tableau 2.5</b> : Composition de la pulpe de l'olive de table en poids frais	35
<b>Tableau 2.6</b> : Critères thermiques de l'olivier selon les stades de développement	37
<b>Tableau 2.7</b> : Les principales maladies de l'olivier.	40
<b>Tableau 3.1</b> : Valeurs des températures annuelles moyennes minimales et maximales de la zone d'étude	49
<b>Tableau 3.2</b> : Valeurs des températures mensuelles moyennes minimales et maximales de la zone d'étude	49
<b>Tableau 3.3</b> : Valeurs des précipitations annuelles de la zone d'étude 2001-2011	50
<b>Tableau 3.4</b> : Valeurs des précipitations mensuelles notées en 2011 de la zone d'étude	51
<b>Tableau 3.6</b> : Valeurs des températures mensuelles moyennes minimales et maximales du site de prélèvement	54
<b>Tableau 3.7</b> : Valeurs des précipitations annuelles du site prélèvement 2001-2011	55
<b>Tableau 3.8</b> : Valeurs des précipitations mensuelles notées en 2011 du site de prélèvement	56
<b>Tableau 3.9</b> : Méthodes d'analyse du sol	62
<b>Tableau 4.1</b> : Taux d'infection par parcelle en fonction de la période du prélèvement en pourcentage (%)	70
<b>Tableau N° 4.2</b> : Caractéristiques physicochimiques du sol des trois parcelles prospectées	80

## **LISTE DES ABREVIATIONS**

**CMA** : champignon mycorhizien à arbuscule

**Cm** : centimètre

**%** : pourcentage

**°** : degré

## INTRODUCTION

L'olivier (*Olea europaea* L.), constitue une composante essentielle de l'arboriculture algérienne. La surface oléicole actuelle de l'Algérie est de 311 930 ha, soit 37,1 % des plantations fruitières et compte environ 38 884 570 arbres [1].

En effet, l'État algérien a mis en place un Plan National Oléicole (PNO) en 2000. Ce plan avait comme objectifs, l'extension de la superficie des oliveraies à 500 000 ha, à l'horizon 2010 [2], la valorisation de la production, répondre aux exigences et aux normes internationales pour la promotion de la qualité des produits de l'olivier et l'amélioration de l'organisation professionnelle. Cependant, ce regain d'intérêt pour l'oléiculture risque d'être remis en cause par manque de plants sains, résistants au moment de la transplantation.

L'olivier, comme la plupart des arbres fruitiers, est un partenaire symbiote potentiel des champignons endomycorhiziens qui lui permettent de mieux résister à différents stress environnementaux, la salinité, la sécheresse et certains microorganismes telluriques en zones arides et semi arides de notre pays [3, 4].

La crise de transplantation, difficulté majeure du reboisement, est aggravée dans la région méditerranéennes par les fortes contraintes édaphiques (sols à faible teneur en éléments minéraux assimilables, souvent très calcaires, déficitaires en eau, et au potentiel mycorhizogène faible ou nul), climatiques (limitant la période de plantation) et économiques, il en résulte que le taux de reprise des jeunes arbres à la plantation sont médiocres et que les coûts de reboisements sont trop élevés. L'inoculation des plants en pépinière avec des champignons mycorhizogènes, connus pour leur rôle dans l'atténuation de stress aussi bien biotiques que abiotiques, peut présenter une alternative intéressante aux traitements chimiques [5, 6].

L'utilisation de la mycorhization contrôlée – ensemble de technique visant à associer artificiellement une plante hôte et un champignon sélectionné pour son efficacité et sa compétitivité, dès le stade de la pépinière- représente un des moyens susceptibles d'améliorer la qualité des plants produits en pépinière. De nombreuses recherches ont montré les avantages de la mycorhization et ses applications en arboriculture fruitière notamment pour la production de plants en pépinière [7].

En Algérie, l'étude de la biodiversité des champignons mycorhiziens arbusculaires reste le parent pauvre de l'écologie microbienne. La valeur agronomique relative des isolats indigènes est inconnue, malgré l'omniprésence des symbioses mycorhiziennes arbusculaires dans notre environnement naturel, elles restent insuffisamment utilisées en agriculture moderne.

L'olivier, parmi tant d'autres plantes herbacées et ligneuses, contracte naturellement des symbioses racinaires les plus répandues dans la nature, telles que les symbioses endomycorhiziennes à vésicules et arbuscules [8]. C'est la raison pour laquelle il nous a semblé opportun d'entreprendre un essai de mycorhization d'olivier en pépinière. Cette étude permettra :

- d'estimer le taux d'infection endomycorhizienne des oliviers en conditions naturelles.
- d'effectuer une analyse physico-chimique du sol des parcelles d'olivier prospectées.
- de faire un essai de mycorhization contrôlée, des plants d'oléastre greffés (*Olea europaea* L.), sur la variété Chemlal après inoculation afin de déterminer l'efficacité des associations endomycorhiziennes sur la croissance et le développement de ces plants en pépinière.

# CHAPITRE 1

## GENERALITES SUR LES MYCORHIZES

### 1.1. Définition des mycorhizes

Parmi les nombreux micro-organismes qui vivent dans la rhizosphère, on trouve des champignons microscopiques dont les filaments s'associent aux racines des plantes pour former un nouvel organe appelé mycorhize (du grec: mukès = champignon, rhiza = racine) [9,10]. Le terme «mycorhize», proposé pour la première fois par FRANK en 1885, désigne une symbiose mutualistique bénéfique entre les champignons et les racines de la majorité des plantes vasculaires qui leur permet de survivre, croître plus efficacement [11].

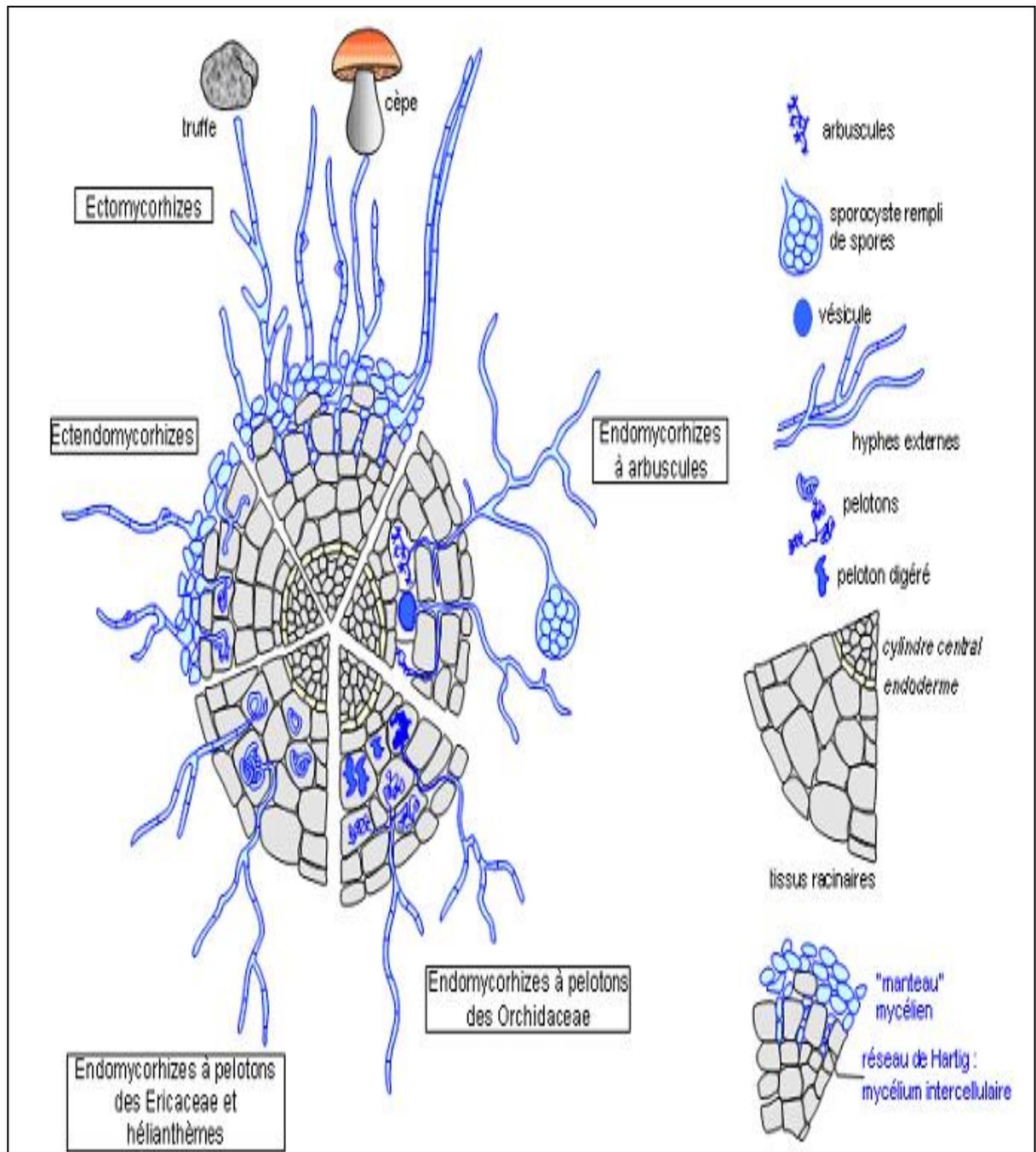
Les symbioses mycorhiziennes sont associées à plus de 90 % de plantes [12]. Il est connu que les plantes dont le système racinaire est très ramifié (ex. les Graminées) sont moins mycotrophiques, elles ne dépendent pas du champignon dans l'exploration du sol et l'absorption du phosphore pour une croissance optimale. Tandis que d'autres plantes mycotrophes (poireau, tomate, oignon, carotte...) ont un système racinaire grossier qui détermine leur dépendance de la symbiose [13, 14, 15, 16].

### 1.2. Morphologie des mycorhizes

Les mycorhizes sont des organismes Eucaryotes filamenteux hétérotrophes. Leur unité cellulaire de base est appelée hyphes; ils contiennent tous les constituants d'une cellule type, ils se multiplient au niveau de leurs extrémités formant ainsi une masse emmêlée appelée mycélium. Les parties anciennes des hyphes contiennent de nombreuses vacuoles et peuvent être séparées des régions jeunes par des cloisons transversales appelées septum [12].

### 1.3. Différents types de mycorhizes

En conditions naturelles, nous retrouvons plusieurs types d'associations mycorhiziennes variant selon les espèces et les écosystèmes [17]. Nommons entre autres les ectomycorhizes, les ectendomycorhizes, les endomycorhizes éricoïdes, les mycorhizes des orchidées et les endomycorhizes à vésicules et à arbuscules [18]; [17].



**Figure 1.1** : Les principaux types de mycorhizes représentés sur une coupe transversale de racine [19].

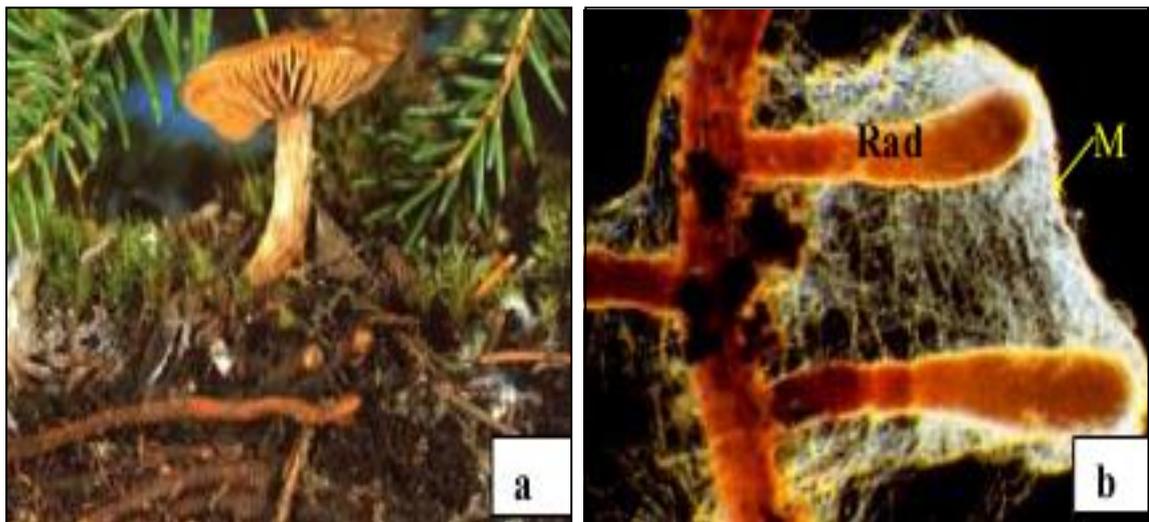
### 1.3.1. Les ectomycorhizes

Environ 5000 espèces de champignons, appartenant majoritairement aux Basidiomycètes et aux Ascomycètes, établissent des symbioses ectomycorhiziennes. Dans cette association, le champignon reste à l'extérieur des cellules, il développe un manchon mycélien autour des racines, et pénètre entre les cellules du cortex racinaire [20]. Il existe trois éléments structuraux caractéristiques de l'ectomycorhize :

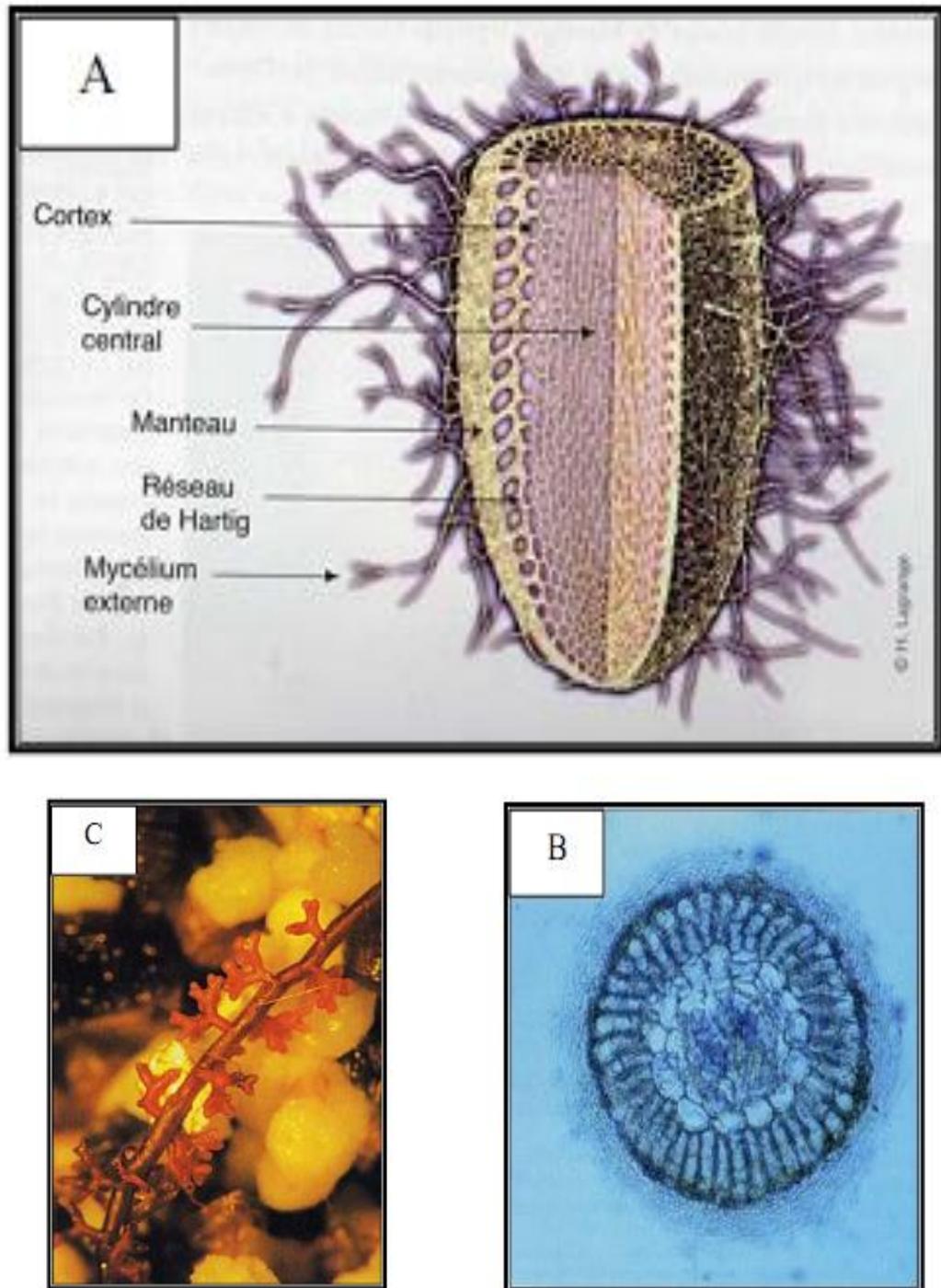
**Le manteau fongique** qui consiste en l'enroulement du mycélium du champignon autour de la racine de la plante dont l'épaisseur est variable selon l'espèce fongique.

**Les hyphes extramatriciels** qui établissent un lien entre le manteau et la rhizosphère.

**Le réseau de Hartig** qui est formé par les filaments mycéliens partant du manteau et qui s'insèrent entre les cellules corticales sans les pénétrer; l'épaisseur de ce réseau est variable, c'est le site d'échanges bidirectionnel entre les deux partenaires [21].



**Figure 1.2:** Ectomycorhize de *Hebelom mesophaeum* sur racine de l'épicéa [22].  
**a** : Aspect du champignon macroscopique. **b** : Manteau fongique épais entourant les radicelles de la plante. Rad : Radicelle ; M : Manteau fongique.



**Figure 1.3:** Morphologie des ectomycorhizes (GUERIN-LAGUETTE,1997 in DUHOUX et NICOLE,2004].

- (A) Représentation schématique en trois dimensions de la structure interne d'une ectomycorhize.  
 (B) Coupe transversale d'une ectomycorhize de chêne formée par un cortinaire (*Cortinarius sp.*)  
 (C) Ectomycorhize de *Lactarius deliciosus* dichotome et coralloïdes sur *Pinus silvestris*

Il existe environ 6000 espèces de plantes à ectomycorhizes [24]; ces plantes appartiennent aux Angiospermes (environ 5600 espèces), Gymnospermes (285 espèces), aux Ericacées, Pinacées, Bétulacées et Fagacées [25,26, 27,28].

Contrairement aux champignons qui forment des mycorhizes arbusculaires et éricoïdes, la plupart des champignons ectomycorhiziens se reproduisent par voie sexuée lorsque les conditions sont favorables, les hyphes dicaryotiques donnent naissance à des corps fructifères (carpophores épigés ou hypogés) [29]. Le carpophore est la fructification visible, le plus souvent à la surface de la terre, produit par un appareil végétatif nommé «mycélium». Ce dernier est formé de filaments généralement blanchâtres, les hyphes, et se situe dans divers substrats tels l'humus, le sol minéral, le bois pourri et l'écorce des arbres.

La reproduction du champignon se fait par le moyen de spores, libérés par le carpophore; le prélèvement de ce dernier n'entraîne pas la destruction du mycélium. Pour qu'une reproduction sexuée survienne, il doit y avoir rencontre entre deux mycéliums primaires de la même espèce, mais de polarité différente. Le mycélium secondaire, issu de cette rencontre, pourra alors se développer et produire des fructifications dès que les conditions environnementales le permettront.

### 1.3.2. Les ectendomycorhizes

On les rencontre chez la famille des Arbutacées, certains jeunes plants forestiers résineux en pépinière. Comme leur nom l'indique, les champignons impliqués développent aussi bien un manchon fongique à l'extérieur des racines, que des formations endocellulaires en pelotons [18, 15].

Elles sont caractérisées par un manchon fongique et un réseau de Hartig, mais les hyphes pénètrent dans les cellules [30]. On distingue les mycorhizes monotropoïdes des Monotropacées dont les hyphes pénétrants sont courts, et les mycorhizes arbutoïdes des Arbutacées et Pirolacées dont les pénétrations intracellulaires sont en pelotons ou ramifiées [31].

### 1.3.3. Les endomycorhizes

Lorsque les champignons endomycorhizogènes colonisent les racines pour compléter leur cycle de vie, Ils pénètrent entre les cellules du parenchyme cortical et développent à l'intérieur même des cellules de nombreuses invaginations. Ce réseau de contact augmente les échanges entre les deux symbiotes [11]. Ces associations font intervenir les zygomycètes: elles sont appelées endomycorhizes à vésicules, du fait des structures qu'elles forment à l'intérieur de la racine.

#### 1.3.3.1. Les endomycorhizes éricoïdes

Les espèces de plantes vasculaires formant des mycorhizes éricoïdes appartiennent à quelques familles des Ericales [32]. Les champignons impliqués appartiennent à des Ascomycètes aux fructifications de petites dimensions et se cultivent facilement au laboratoire [15].

Les endomycorhizes éricoïdes se retrouvent dans les sols froids, humides et acides, comme les tourbières, où il y a peu de dégradation de la matière organique [33]. Les fines racines des Ericacées ne comportent généralement qu'une seule couche de cellules qui constitue à la fois l'épiderme et le cortex. Le champignon pénètre l'épiderme et forme des pelotons mycéliens. Le mycélium s'irradie également dans le sol adjacent. Le contenu de la cellule-hôte est voué à la dégénérescence, puis les hyphes s'altèrent. Les cellules hébergeantes resteraient saines et fonctionnelle pendant 4 à 5 semaines et cette dégradation en serait terminée en 7 semaines, c'est le comportement qui caractérise les endomycorhizes des orchidées [29, 27].

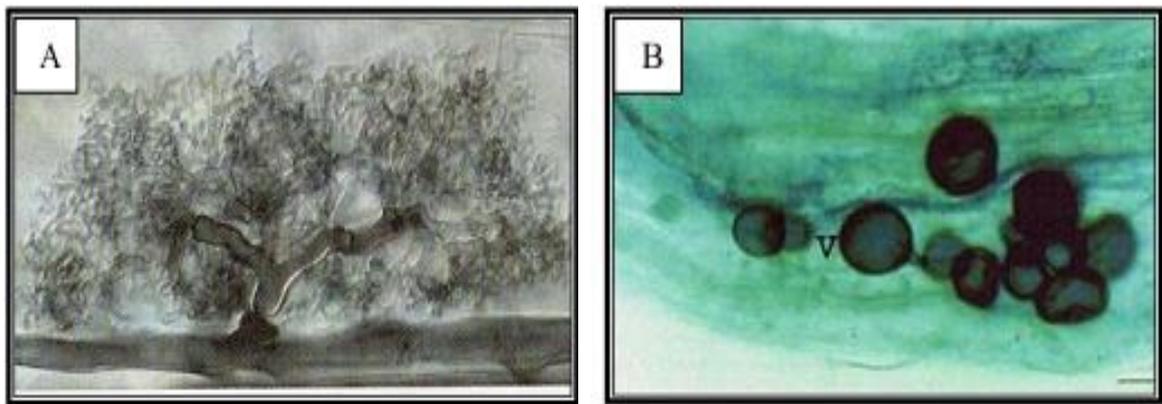
#### 1.3.3.2. Les endomycorhizes des orchidées

Toutes les Orchidées forment une association symbiotique avec des champignons au moment des premières étapes de leur développement [33]. Les partenaires fongiques impliqués sont des Basidiomycètes, le plus souvent du genre *Rhizoctonia* [31].

Pour germer, la graine d'Orchidée a besoin d'aide, ces graines contrairement à d'autres, sont quasiment dépourvues de réserves nutritives. Elles s'associent donc avec le mycélium. Les champignons vont former des pelotons intracellulaires correspondant à des hyphes vivants à l'intérieur des cellules dites hébergeantes et des amas de filaments à l'intérieur des cellules phagocytantes [29].

### 1.3.3.3. Les endomycorhizes à vésicules et à arbuscules (V.A)

Les champignons endomycorhiziens à vésicules et à arbuscules appartiennent à l'ordre des Glomales de la classe des Zygomycètes [35]. Les genres les plus communs sont les *Glomus*, les *Gigaspora* et les *Acaulospora* [36]. Ils sont présents chez les Bryophytes, les Ptéridophytes, les Gymnospermes et les Angiospermes [36]. Plus de 80% des plantes vasculaires bénéficient de cette symbiose [37, 38, 39,11].



**Figure 1.4:** Quelques structures formées par les champignons endomycorhiziens à vésicules et à arbuscules [40].

(A) Observation microscopique d'un arbuscule à l'intérieur d'une cellule corticale d'une racine colonisée par un champignon endomycorhizien. (B) Racine de poireau endomycorhizée ; V = vésicule.

Les champignons formant des endomycorhizes à vésicules et arbuscules sont caractérisés par des structures particulières:

- Les hyphes mycéliens externes sont protégés par une paroi très épaisse et stratifiée [41], avec des caractéristiques cytochimiques différentes de celles des parois des hyphes internes [42].

- Les pelotons intracellulaires, sont formés par des hyphes ayant pénétré à l'intérieur de la racine, dans les cellules les plus externes du parenchyme cortical.
- Les arbuscules ressemblent à des arbres miniatures. Ces hyphes minuscules ramifiés constituent le lieu d'échange symbiotique avec la plante hôte [41]. Leur durée de vie est très courte 2 à 15 jours [43]. L'arbuscule offre une surface de contact importante, il est intracellulaire et constitue le site d'échange de nutriments entre les deux partenaires [11, 44, 45].
- Les vésicules sont présentes dans ou entre les cellules corticales [11]. Elles ont des parois épaisses de formes variées. Elles jouent un rôle dans le stockage de réserves essentiellement présentes sous forme de lipides et de tréhalose [46,22].
- Les spores asexuées présentent une structure unicellulaire, de forme généralement globulaire, à paroi épaisse formée de plusieurs couches de différentes textures, reliées aux réseaux filamenteux par un hyphe suspenseur de morphologie variée [47, 48, 49,50].

#### 1.3.3.3.1. Types morphologiques des mycorhizes arbusculaires (MA)

La capacité des champignons MA à coloniser une plante hôte et à lui fournir des nutriments diffère selon le type de colonisation arbusculaire [51]. L'expression du type morphologique de la symbiose est contrôlée par le génome de la plante hôte [52] et le génome fongique [53]. Les mycorhizes arbusculaires (MA) sont réparties en deux classes morphologiques majeures, le type « Arum » et le type « Paris »

##### - **Type « Arum »**

Ce type est dominant chez les plantes cultivées [52, 54,55] et dans les écosystèmes naturels [56, 57, 58, 59]. Ce type morphotype est caractérisé par une extension rapide du champignon à travers les espaces apoplastiques, entre les cellules corticales du parenchyme racinaire, les vésicules, si présentes, sont intercellulaires, les arbuscules sont terminaux sur des branches intracellulaires [55]. Les pelotons sont facultatifs, et ne sont pas un composant majeur du mycélium intraracinaire [60].

Dans la MA de type « Arum », le mycélium intercellulaire s'étend dans l'espace intercellulaire du cortex racinaire, ce qui facilite sa propagation rapide et le transfert des

nutriments [55], en effet, le développement de la MA du type « Arum » est plus rapide que celui de type « Paris » [61].

- **Type « Paris »**

Ce type de MA est dominant chez les ligneux [62, 63], il est caractérisé par la présence de pelotons intracellulaires, des pelotons arbusculaires [53], des vésicules intracellulaires [64, 60], et par l'absence de mycélium intercellulaire [60].

Le champignon se propage directement d'une cellule à une autre à l'intérieur du cortex racinaire et forme plusieurs pelotons, à partir desquels, les arbuscules sont sous forme de structures intercalaires.

1.3.3.3.2. Taxonomie des mycorhizes arbusculaires (MA)

La taxonomie basée sur le morphotypage des spores permet de distinguer les quatre ordres :

Les **Diversporales** : les membranes de cet ordre forment un mycorhize exempt de vésicules [65], en revanche le mycélium extra matriciel forme des cellules auxiliaires et des spores.

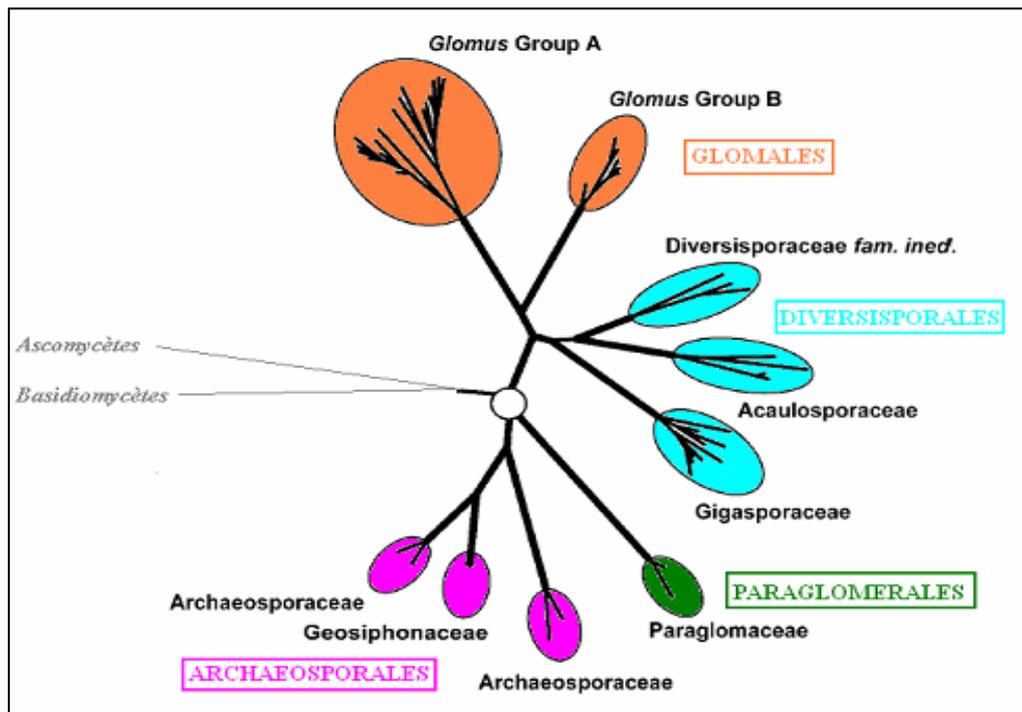
Les **Glomérales** : les champignons appartenant à l'ordre des Gloméraes sont hypogés rarement épigés, ils forment des arbuscules, des vésicules et des spores intercalaires ou terminales à la fin d'un hyphes suspenseur [66].

Les **Paraglomales** : les espèces appartenant à l'ordre des Paraglomales forment des arbuscules, rarement des vésicules et des spores singulières dans le sol ressemblant à celles des Glomérales mais sont incolores [67].

Les **Archaosporales** : les champignons qui forment cet ordre forment des arbuscules et rarement des vésicules [68]. Leurs spores sont singulières ou en grappe, elles possèdent une paroi sporale et une paroi germinative dont chacune contient deux à trois couches [60].

La taxonomie des endomycorhizes reste toujours complexe, elle est basée principalement sur les caractères morphologiques des spores qui revêtent une grande importance. Les clefs d'identification qui ont permis la détermination des endomycorhizes reposent sur [69, 70] :

- la forme de l'hyphe portant les spores terminales. Des travaux ont permis de distinguer des types simples, renflés et bulbeux;
- la présence ou absence du septum; membrane qui permet de séparer le contenu de la spore de l'hyphe;
- l'aspect interne des spores. Il comporte deux modèles généraux soit, il montre un cytoplasme réticulé ou un cytoplasme vacuolisé et contient de nombreuses gouttelettes lipidiques dont la taille augmente au cours du vieillissement;
- la couleur des spores, est généralement variable, jaune ou brune, noire ou incolore;
- la structure de la paroi sporale.

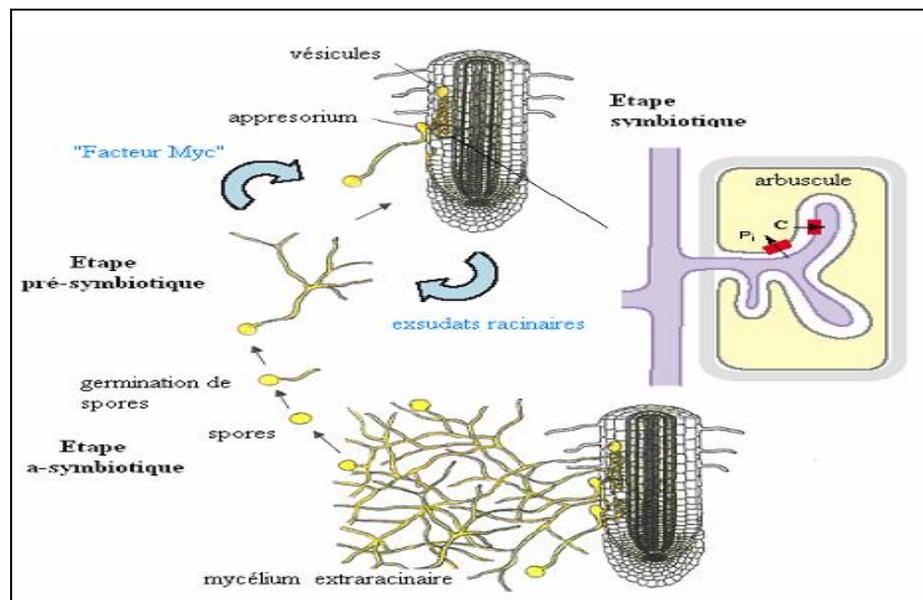


**Figure 1.5** : Phylogénie des Gloméromycètes [71].

### 1.3.3.3.3. Etablissement de la symbiose endomycorhizienne

Pour effectuer un cycle complet de développement, les champignons mycorhiziens doivent nécessairement être associés à un partenaire végétal [72]. Le champignon établit un appressorium à la surface de la cellule et pénètre la racine [19, 73]. Le mycélium peut ainsi passer de cellule en cellule et former des vésicules et des arbuscules. Le champignon ne pénètre jamais dans le cytoplasme des cellules de l'hôte. Des hyphes extracellulaires se développent pour suivre la croissance de la racine ou établir d'autres foyers d'infection dans la racine [74]. Un réseau d'hyphes extra-racinaires se forme dans le but de recueillir de l'eau et des éléments minéraux, comme le phosphore, lesquels sont ensuite échangés avec la plante en retour d'hydrates de carbone [75, 11].

Le cycle de vie du champignon mycorhizien est complété après formation de chlamydo-spores asexuées sur le mycélium externe [73]. Après inoculation, les premiers signes d'infection apparaissent, selon les espèces, au cours des 3 à 12 jours qui suivent [76]. En premier lieu, le champignon mycorhizien, sous forme de spore asexuée, fragment de racine infecté ou d'hyphes, doit reconnaître une racine compatible pouvant lui servir d'hôte [73].



**Figure 1.6** : Cycle de développement des champignons mycorhiziens à arbuscules

Modifié par BALESTRINI et LANFRANCO, 2006.

#### 1.4. Bénéfices de la mycorhization

La plante fournit généralement au champignon des hydrates de carbone photosynthésés [77], alors que ce dernier fournit un apport en eau et en éléments minéraux par une augmentation de la surface d'absorption [78].

##### 1.4.1. Sur le végétal

Les champignons mycorhiziens constituent un élément important sur la durabilité des écosystèmes agricoles et forestiers et y jouent un rôle majeur sur la diversité de la microflore, la microfaune, la végétation et par conséquent dans la conservation et la stabilité structurale des sols [79, 80, 81]. La diversité taxonomique des champignons mycorhiziens et leurs rôles bio-fertilisant et bio-protecteur permet d'entretenir des liens étroits avec la communauté végétale [82]. Le champignon développe dans le sol, autour des mycorhizes, un réseau de filaments plus ou moins ramifiés, qui augmente considérablement la surface d'échanges de la racine avec le sol [81]. La longueur des filaments extramatriciels est 1000 mètres par mètre de racines [52] et leur diamètre est de 2 à 5 fois plus petits que celui des racines et peuvent donc coloniser un volume de sol non exploré par la racine [81].

De nombreux travaux démontrent les effets bénéfiques de la mycorhization sur le développement des végétaux comme une meilleure résistance aux stress biotiques et abiotiques, ainsi que l'efficacité des fertilisants s'en voit améliorée, la croissance végétale, l'usage de pesticides atténué et la résistance [83, 11, 84, 78].

##### 1.4.1.1. Nutrition phosphatée

Le champignon mycorhizien est capable d'absorber plus efficacement certaines formes de phosphore et de les transporter vers la plante [85, 86]. Plusieurs auteurs ont démontré sur des centaines de plantes cultivées, une amélioration de la nutrition en phosphore une fois colonisée par les mycorhizes [87].

#### 1.4.1.2. Nutrition azotée

La nutrition azotée est aussi facilitée par la mycorhization, en particulier chez les ectomycorhizes. Par exemple, le pin noir d'Autriche n'est tolérant aux sols calcaires que grâce aux mycorhizes qui lui permettent d'assimiler l'azote nitrique, forme dominante de l'azote minéral dans ces sols [88, 89] et l'ammonium [90].

La présence de mycorhizes permet une croissance optimale de la plante-hôte; elle est plus régulière et parfois meilleure que celle produite par les apports élevés d'engrais [91]. L'intervention des endomycorhizes à arbuscules dans la nutrition azotée de la plante hôte a été jusqu'ici peu étudiée. Des études isotopiques ont pourtant démontré qu'au moins pour certaines espèces, le champignon endomycorhizien est bien le site premier de l'assimilation de l'azote pour la plante [92].

#### 1.4.1.3. Nutrition en oligo-éléments

Une nutrition minérale équilibrée dépend aussi de l'absorption d'oligoéléments. Les endomycorhizes VA peuvent quelquefois améliorer l'assimilation du S, Zn ou Cu qui, eux aussi, sont peu mobiles dans le sol. Les ectomycorhizes pourraient jouer un rôle dans l'absorption du S, Ca, Mg et K [30].

#### 1.4.1.4. Interactions avec d'autres microorganismes

Plusieurs publications ont rapporté le rôle des interactions entre les microorganismes solubilisant le phosphore et les mycorhizes [93], comme par exemple les *Rhizobium* fixateurs symbiotique d'azote et les mycorhizes [94, 95]. Les microorganismes rhizosphériques sont capables de produire des substances phytohormonales et des vitamines qui stimulent la croissance des mycorhizes et des plantes [96]. En contre partie en s'établissant, les mycorhizes induisent la sécrétion d'exsudats racinaires qui peuvent affecter la croissance et l'activité des microorganismes telluriques [97].

#### 1.4.1.5. Protection contre les organismes pathogènes

De nombreux chercheurs ont soupçonné depuis longtemps le rôle protecteur des mycorhizes en regard des attaques possibles de germes pathogènes [98, 99, 100]. Ainsi, de nombreuses études ont montré que parfois, la présence du champignon endomycorhizien tend à provoquer diverses réactions de défense chez la plante hôte en lui procurant par conséquent, une meilleure résistance envers les pathogènes racinaires du sol [98, 101, 102, 103].

D'autres travaux ont signalé également que les endomycorhizes peuvent protéger les plantes des effets néfastes des nématodes phytopathogènes par, un phénomène de compétition pour l'espace dans les racines, en améliorant la croissance de la plante, en réduisant les sécrétions racinaires responsables de l'attraction des nématodes et en retardant directement le développement des nématodes dans les tissus racinaires [103]. D'autres études montrent également que le système racinaire des plantes mycorhizées contient moins de nématodes phytopathogènes que celui de plantes non mycorhizées [104].

#### 1.4.1.6. Protection contre les polluants

Des études ont montré que certains mycorhizes résistent particulièrement bien aux teneurs élevées de métaux. Chez les plantes mycorhizées, certains métaux lourds, exemple l'aluminium se fixe dans le mycélium. Ainsi, retenus par le manteau fongique, ils ne parviennent à la racine qu'une quantité réduite [105, 106]. Plusieurs travaux de recherche ont démontré l'impact de l'infection mycorhizienne sur le processus de phyto-restauration de sols contaminés aux métaux lourds [105].

#### 1.4.1.7. Production d'hormones

Les champignons mycorhiziens sont capables de sécréter des phytohormones auxines, gibbérellines, cytokynine, éthylène, qui favorisent la croissance des plantes [21]. Ces

substances induisent des modifications morphologiques du système racinaire de la plante hôte [107].

Chez les Pinaceae, les racines primaires colonisées montrent des ramifications dichotomiques caractéristiques. Leur importance est proportionnelle aux quantités d'auxines que le champignon libère dans les tissus racinaires [15].

#### 1.4.1.8. Résistance aux stress hydriques

Les champignons endomycorhiziens entraînent une augmentation de la résistance de la plante au manque d'eau [108, 109]. En effet, le fin mycélium des champignons mycorhiziens (2-5  $\mu\text{m}$ ) peut aller puiser l'eau dans de petits interstices et agrégats du sol qui ne sont pas accessibles aux poils absorbants (10 - 20  $\mu\text{m}$  de diamètre).

#### 1.4.2. Sur le champignon

Le champignon reçoit tout son carbone de la plante sous forme de glucose, produit de la photosynthèse [110]. Les CMA sont des biotrophes obligatoires, ils ont besoin d'un partenaire végétal pour subvenir à leur nutrition et accomplir leur cycle de développement. Toutefois, la seule phase dans leur cycle de vie où le champignon ne dépend pas de la plante hôte est celle de la germination des spores [110], car elles utilisent leurs réserves en carbone accumulées lors de leur développement. Durant cette phase de germination qui peut durer jusqu'à 3 à 4 semaines, les hyphes arrivent à proximité d'une racine et changent de morphologie par une ramification prononcée, stimulées par des exsudats racinaires [111]. Le champignon colonise la racine et forme des hyphes dans les espaces intercellulaires du cortex racinaire. Le champignon colonise les cellules corticales de la racine sans toutefois pénétrer la membrane plasmique pour former l'organe d'échange de la symbiose; l'arbuscule. C'est par cette structure que se fait l'échange de carbone, de phosphore et des autres minéraux [111].

### 1.5. Ecologie de la symbiose mycorhizienne

#### 1.5.1. Influence de la lumière

Des recherches réalisées par SMITH et SMITH (1996) et OUAHMANE et al., (2008) ont montré que la colonisation des racines d'arbre dans les trouées de lumière pourrait être plus

élevée que ceux qui poussent sous ombrage en raison d'une forte activité photosynthétique et par conséquent, une plus grande disponibilité de carbohydrates pour le champignon mycorhizien.

#### 1.5.2. Influence de la température

Le développement des mycorhizes paraissant coïncider avec les périodes de végétation, on en conclut que la température optimale pour la formation des mycorhizes se trouve dans l'éventail des températures du sol en été, c'est-à-dire entre 12 et 20° C environ [112].

#### 1.5.3. Influence des saisons

Plusieurs auteurs, ont constaté une influence des saisons sur le taux de la mycorhization des racines mycorhizées et le nombre de spores dans le sol [113, 114].

#### 1.5.4. Influence hydrique

Le minimum d'humidité est souhaitable par le complexe mycorhizien. Les mycorhizes sont fortement altérées ou disparaissent souvent sous l'effet de la sécheresse [115, 109].

#### 1.5.5. Influence du pH

Le pH du sol joue également un rôle important dans la mycorhization et la formation des spores [116]. Les valeurs de pH de 4,0 et 5,0 intensifient la formation de cette association [117]. Les pH optimums varient selon les espèces des plantes-hôtes et suivant les champignons. Dans l'intervalle de pH du sol de 7,5 à 8,0 la mycorhization par *Tuber melanosporum* se maintient à un meilleur niveau [118].

#### 1.5.6. Influence de la matière organique

La matière organique constitue certainement, lorsqu'elle n'est pas toxique, un lieu favorable à la permanence des mycorhizes dans le sol [119, 120, 77]. En outre, la mycorhization arbusculaire peut aider à accélérer la décomposition de la matière organique [121]. Ainsi le sapin douglas fournit environ 9,5% de la quantité totale de carbone fixée grâce à la photosynthèse au bouleau [122, 123].

### 1.5.7. Influence des pratiques culturales sur la symbiose mycorhizienne

Les pratiques culturales de manière importante l'état d'équilibre géochimique et biologique du milieu en affectant: le stock et la dynamique de la matière organique; les flux hydriques; la composition et les propriétés physico-chimiques (pH, phosphore, etc.) des solutions du sol; les propriétés physiques du sol (texture, porosité, etc.); ainsi que les populations de la microfaune comme la macrofaune [124].

### 1.5.8. Fertilisation

Il a été prouvé que la disponibilité excessive de phosphore ne permet pas voire empêche l'établissement de la mycorhization AMIJEE et al., (1989, 1993). Pour que cette dernière se fasse, il est recommandé de diluer de 1/5 la concentration du phosphore. De plus, tout comme le phosphore, l'azote semble compromettre l'établissement de la relation endomycorhizienne. En effet, JOHNSON et al., (1980) ont observé qu'une fertilisation à forte teneur en azote réduit le pourcentage de colonisation de *Glomus* spp.

L'utilisation des mycorhizes comme bio-fertilisant devient une pratique de plus en plus envisageable et pouvant être une alternative à l'emploi d'engrais chimiques pour l'optimisation de la production des cultures [11, 9].

### 1.5.9. Rotations des cultures, le labour et le chaulage

Il a été démontré qu'il y a une diminution de l'infection mycorhizienne de l'orge cultivé en rotation avec des choux par rapport à l'orge cultivé en monoculture [125]. Les rotations de plantes mycotrophes ont aussi une influence sur le potentiel d'infection mycorhizienne du sol qui varie au cours des saisons [126, 127].

Le labour modifie la diversité fonctionnelle de la faune du sol mais surtout réduit son abondance [128]. Certains auteurs ont révélé que les sols où le labour est réduit ou absent montrent un potentiel infectieux des mycorhizes élevé. En effet, le travail intensif du sol détruit les hyphes fongiques. Ainsi, JANSÁ et al., (2002) ont signalé que, le labour a un effet significatif sur le genre *Glomus* qui apparaissent en plus grand nombre dans les sols non labourés [129, 130, 131, 132].

**Tableau 1.1** : Effet des différentes techniques culturales sur les CMA

<b>Pratiques</b>	<b>Effet</b>
<b>- Les pratiques bénéfiques</b>	
Utilisation de fertilisants	Les basses concentrations de nutriments utilisables dans le sol favorisent la mycorhization.
Exclusion des biocides	Quelques biocides ont un effet toxique sur les CMA
Rotations diverses	Favorisent la diversité des CMA
<b>- Les pratiques nuisibles</b>	
Le tillage mécanique dans la lutte contre les mauvaises herbes	Destruction du réseau d'hyphes extramatriciel
Cultures non mycorhizogènes	Diminution des propagules
Utilisation des fongicides à base de cuivre	Toxique pour les CMA

(GOSLIG et al., 2006)

#### 1.5.10. Utilisation des pesticides

Les champignons endomycorhiziens peuvent être affectés à la fois par les interactions pesticides/plante-hôte ou pesticides/micro-organismes du sol [133]. La plupart des pesticides servant à traiter le sol, particulièrement les fongicides, sont nuisibles à la sporulation et à la colonisation mycorhizienne [134].

#### 1.6. Application de la mycorhization contrôlée

### 1.6.1. Aspects biotechnologiques et utilisation des champignons mycorhiziens

Les champignons symbiotiques jouent un rôle majeur dans la nutrition des arbres et ont de ce fait été l'objet de recherches approfondies au cours des vingt dernières années. Les pratiques durables dans ces domaines d'application ont pourtant tout à gagner d'une utilisation judicieuse des symbioses mycorhiziennes [135].

Actuellement, les mécanismes des échanges nutritionnels entre le champignon et son hôte végétal ont été mis à profit de la sylviculture et l'arboriculture grâce au développement de la mycorhization contrôlée de semis d'arbres en pépinière. Cette technique consiste à inoculer des souches sélectionnées de champignons mycorhiziens et permet d'augmenter la croissance des arbres en pépinière comme en plantation [135].

#### 1.6.1.1. Synthèse mycorhizienne

##### 1.6.1.1.1. Synthèse mycorhizienne en conditions gnotoxéniques

La Synthèse mycorhizienne en conditions gnotoxéniques est réalisée en chambre de culture climatisée, en serre ou en plein champ; elle utilise comme inoculum des racines infectées, du substrat contenant des spores et du mycélium que l'on place au contact des racines de la plante hôte [136, 15]. L'inoculum peut être conditionné sous différentes formes, par le mélange des mycorhizes avec de l'argile confectionnées en perlite boulettes, en suspension dans l'eau ou encapsulés dans des billes d'alginate pour faciliter leur incorporation au sol ou leur placement au voisinage des semences.

Cette technique a été utilisée dans la mycorhization de plusieurs espèces ligneuses et fruitières, en raison des avantages qu'offre l'association à la plante hôte, surtout pour les boutures semi ligneuses, et les vitro plants, pour leur éviter le choc des transplantations durant la période d'acclimatation.

Les plants micropropagés peuvent être aussi mycorhizés durant la phase d'enracinement, au début de la phase d'acclimatation ou après la phase d'acclimatation mais avant la période post-acclimatation en chambre de culture [137, 138]. Divers travaux ont montré que la nutrition minérale et la croissance ainsi que leur survie des plants micropropagés sont améliorés grâce à la mycorhization: cas des vitro plants d'ananas inoculés avec

*Glomus sp* [139], de ceux d'olivier et de deux cultivars de bananier mycorhizés par *Glomus intaradices* et *Glomus manihotis* [140].

La mycorhization contrôlée de l'olivier a été utilisée par de nombreux chercheurs qui ont mycorhizé des microbutures semi ligneuses d'olivier de la variété « Cornicabra » issues de nébuisation avec trois espèces de *Glomus* [141, 142], et celles des variétés « Arbequina et Leccino » avec les deux premières de *Glomus* et *Glomus viscosum*[143]. La mycorhization contrôlée est appliquée à d'autres arbres fruitiers comme le jujubier [144], le kiwi [145], le fraisier et le pommier [146, 147], le pistachier [148] et le palmier dattier [149].

#### 1.6.1.1.2. Synthèse mycorhizienne en conditions axéniques (culture monoxénique)

On qualifie de culture monoxénique, une culture fongique avec un organisme étranger, la racine [150]. Les CMA ne se cultivent pas ou se cultivent difficilement en culture pure, ils ont besoin d'un partenaire végétal pour accomplir leur cycle vital [151]; En effet, les symbioses mycorhiziennes sont établies en succès, en milieu gélosé [152].

La mycorhization contrôlée en axénique s'effectue par la sélection de l'inoculum qui peut être constitué de spores [153], d'hyphes ou de formes intra racinaires, les vésicules [154, 155, 156, 150, 152]. Les vésicules et les hyphes intra-racinaires sont isolés à partir des mycorhizes par des traitements enzymatiques. L'inoculum doit être désinfecté, car la désinfection est l'étape la plus importante pour la réussite de la technique, il en existe plusieurs procédés selon le type d'inoculum [154, 153], la plus utilisée est celle de CRANENBROUCK et al., (2005).

La mycorhization contrôlée en conditions axéniques a été réalisée sur des plants micropropagés de bananier [157, 158, 159, 160], d'ananas, de papaye et d'avocat [161, 158] et d'olivier [162].

#### 1.6.1.1.3. Sélection des CMA

L'inoculation de la plante hôte est suivie par la sélection de l'espèce la plus performante or, les espèces montrant un potentiel important pour l'absorption des nutriments doivent être sélectionnées avant l'inoculation des plants [163, 164].

De nombreuses observations ont montré que les espèces de CMA ne produisent pas le même effet sur les arbres d'où la nécessité de bien sélectionner [165, 166] pour obtenir un isolat efficace sur plusieurs espèces de plantes ligneuses [167]. Cependant, malgré leur importance infectivité, les CMA peuvent posséder des degrés de spécificité fonctionnelle vis-à-vis du génotype de leurs plantes hôtes [168].

Les critères de sélection des CMA sont : l'intensité d'infection racinaire de la plante hôte, la rapidité d'infection et le développement du réseau extra matriciel, l'amélioration de la nutrition minérale des plants qui peut être estimée par le calcul du flux de phosphore pénétrant les hyphes.

#### 1.6.2. Applications des mycorhizes à la culture de l'olivier

La mycorhization contrôlée est un ensemble de techniques qui consistent à isoler, cultiver, sélectionner, multiplier, incorporer et suivre le champignon afin de produire des plants biologiquement améliorés par l'optimisation de la symbiose [144]. En pratique, l'inoculation consiste à incorporer au sol désinfecté de pépinière l'inoculum contenant le champignon mycorhizien de son choix.

La sylviculture et l'arboriculture fruitière constituent un domaine d'application privilégié des symbioses pour l'amélioration de la production végétale, en raison des projets de reboisement dans le monde, du peu de rentabilité des arbres à long terme ce qui justifie la recherche de techniques économisant les dépenses d'énergie et de matières premières coûteuses et polluantes (engrais, pesticides), sachant que la symbiose permet aux arbres de mieux résister aux maladies racinaires et de mieux exploiter les ressources du sol.

De nos jours le produit oléicole entre de plus en plus dans notre alimentation; la plus grande consommation de ce produit s'observe dans les régions méditerranéennes, surtout dans les agglomérations urbaines autour desquelles cette culture est bien développée. Comme toute production agricole, l'intensification de cette culture pose un certain nombre de problèmes techniques parmi lesquels ceux de la protection phytosanitaire et la demande incessante de plants d'oliviers certifiés. C'est pourquoi depuis quelques décennies, la

recherche agronomique se penche davantage sur la recherche de techniques modernes qui visent à améliorer la production de cette culture. Parmi ces techniques la mycorhization.

Malgré l'importance de la mycorhization et de ses nombreuses applications en agriculture, l'étude de ses caractéristiques n'a commencé que très récemment chez l'olivier [166, 169]. Les travaux consacrés à l'application de champignons MA à des cultures méditerranéennes typiques, ce qui est le cas de l'olivier, sont encore très limités [170]; [171]. Les travaux de SGHIR et al., (2003) ont montré que l'aptitude rhizogène des différentes variétés d'olivier multipliées par bouturage dépend de plusieurs facteurs intrinsèques et/ou extrinsèques.

D'autres essais réalisés à ce sujet, ont montré que tous les jeunes plants d'oliviers inoculés avec des mycorhizes vésico-arbusculaires (MVA) ont vu la formation des colonies caractéristiques sur leurs racines et la croissance des plants inoculés s'est avérée très supérieure et leur tronc plus vigoureux que les plants non infectés, ce qui permet néanmoins d'espérer de nombreux progrès dans le domaine de multiplication intensive et à court terme des boutures herbacées en pépinière [170]. Par ailleurs, des études réalisées par PORRAS PIEDRA et al., (2005) ont confirmé ces mêmes effets positifs exercés sur la croissance de boutures semi ligneuses de la variété Cornicabra d'olivier mycorhizée par trois espèces de *Glomus*.

Les travaux de AZCON-AGUILLAR et BAREA (1996) ont montré une augmentation de la croissance et de la santé générale des plants d'olivier colonisés par les champignons endomycorhizogènes et par conséquent une vigueur accrue leur permettant ainsi de mieux tolérer les stress environnementaux dont ceux causés par diverses maladies.

Par ailleurs, des travaux ont démontré que les plants d'oliviers mycorhizés cultivés dans un substrat contenant des niveaux supérieurs de NaCl, montrent un développement supérieur des branches et des feuilles par rapport aux plants privés de mycorhizes [171, 172]. D'autres recherches ont montré que les mycorhizes augmentent la fertilité et la stabilité du sol, ce qui favorise la croissance de l'*Olea europea* dans les régions semi-arides de la méditerranée [173].

Malgré l'intérêt de la mycorhization des oliviers, peu de travaux ont été réalisés dans ce domaine en Algérie. Parmi ces recherches, ceux de MEDDAD-HAMZA et al., (2005), qui ont signalé une présence importante des endomycorhizes (*Glomus spp.*) sur les racines de la variété Rougette d'olivier, cultivée dans le nord-est algérien. Ces mêmes auteurs ont également montré que des vitro-plants inoculés par le champignon mycorhizogène (*Glomus mosseae*) présente un système racinaire plus développé chez le plant mycorhizé par rapport au témoin. Cette modification permet au plant de mieux utiliser les ressources naturelles du sol tout en renforçant sa capacité à résister notamment au stress hydrique [174].

Par ailleurs BEDDIAR et al., (2007) ont mis en évidence l'importance du rôle des mycorhizes sur la croissance de l'oléastre. Et plus récemment, des recherches se sont orientées vers la mycorhization des microboutures d'olivier ouvrant ainsi d'intéressantes possibilités d'aide à la technologie mycorhizienne pour la promotion et la replantation de la culture de l'olivier [162]. Ces auteurs ont évalué l'impact de l'inoculation des micro boutures d'olivier sur l'amélioration de la survie des plants et leur acclimatation en serre. Par ailleurs, ils ont clairement montré que la mycorhization a un effet bénéfique sur la croissance des plantes d'olivier issues in vitro.

### 1.6.3. Production d'inoculum CMA

La production d'inoculum consiste à multiplier le champignon, isolé à partir du sol sous forme de spores, en utilisant une plante mycotrophe, tels que le poireau [15], le trèfle [153, 175], la tomate. Il faut éviter toute forme de contamination par les agents pathogènes et tout risque de mélange entre les souches, les cultures se font sur du sol pauvre en phosphore préalablement désinfecté.

## **CHAPITRE 2**

### **GENERALITES SUR L'OLIVIER**

#### 2.1. Origine et expansion de l'olivier

L'origine de la culture d'olivier se perd dans la nuit des temps; son extension coïncide et se confond avec celle des civilisations qui se sont succédées dans le Bassin méditerranéen. Son apparition et sa culture remonteraient à la préhistoire. Parmi les vestiges les plus anciens, des fossiles de feuilles d'olivier ont été trouvés dans les gisements Phéocéniques de Montardino en Italie, dans les strates du Paléolithique supérieur, dans l'excargotière capsienne de Relilāï (région de Tebessa) en Afrique du Nord. Des fragments d'oléastres et des noyaux ont également été trouvés dans des sites du Néolithique et de l'âge de Bronze, en Espagne [176].

En Afrique du Nord, la culture de l'olivier existait déjà avant l'arrivée des romains, car les berbères savaient greffer les oléastres [177]. De plus, une foule de mosaïques trouvée en Tunisie et en Algérie témoigne de l'importance de l'olivier dans la civilisation romaine [177]. La colonisation française a contribué à l'extension de l'oléiculture en Afrique du Nord, telles que l'oliveraie de Sfax en Tunisie, de Sig en Algérie [179] et des oliveraies entre Meknès et Fez, au Maroc [180].

La culture de l'olivier fait un bond en dehors du bassin Méditerranéen avec la découverte de l'Amérique (1492). Pour De Séville, les premiers oliviers arrivent aux Antilles, puis gagnent l'ensemble du continent américain. En 1560, on trouve les oliviers au Mexique, au Pérou, en Californie, au Chili et en Argentine.

## 2.2. Répartition de la culture de l'olivier dans le monde et en Algérie

### 2.2.1. Répartition de la culture de l'olivier dans le monde

La surface oléicole mondiale est estimée à 8 600 000 ha pour une production d'environ 17,3 millions de tonnes d'olives, sur laquelle sont plantés plus de 800 millions d'oliviers. Les quatre premiers pays producteurs (Espagne, Italie, Grèce et Turquie) représentent 80% de la production mondiale d'olives et les dix premiers, tous situés dans la zone méditerranéenne. L'Algérie fait partie des principaux pays du bassin méditerranéen, elle se positionne après l'Espagne, l'Italie, la Grèce, le Portugal et la Tunisie qui sont par ordre d'importance décroissant, les plus gros producteurs d'huile d'olive [181].

**Tableau 2.1** : Superficies des principaux pays producteurs d'olives dans le monde

<b>Année 2006</b>	<b>Superficie en hectare (ha)</b>	<b>Olivier cultivé en hectare (ha)</b>	<b>Prévisions 2010/2012</b>	<b>Plantations annuelles, prévisions en hectare</b>
<b>Espagne</b>	2 476 000	2 300 000	2 500 000	4 000
<b>Italie</b>	1 378 000	1 278 000	1 390 000	2 000
<b>Grèce</b>	1 157 000	1 017 000	1 165 000	1 333
<b>Turquie</b>	815 000	660 000	855 000	6 667
<b>Syrie</b>	547 000	385 000	571 000	4 000
<b>Tunisie</b>	1 698 000	1 460 000	1 722 000	4 000
<b>Maroc</b>	625 000	540 000	850 000	37 500
<b>Egypte</b>	60 000	45 000	65 500	917
<b>Algérie</b>	245 500	190 500	315 000	11 583
<b>Portugal</b>	369 000	335 000	375 000	1 000

(ARGENSON,2008)

### 2.2.2. Répartition de la culture de l'olivier en Algérie

La surface oléicole actuelle de l'Algérie est de 311 930 ha, soit 37,1 % des plantations fruitières et compte environ 38 884 570 arbres [182]. L'évolution des surfaces oléicoles pour la période 2005/2011 est indiquée dans le tableau 2.2.

**Tableau 2.2:** Evolution des superficies oléicoles en Algérie

Année	2005	2006	2007	2008	2009	2010	2011
<b>Superficie (Ha)</b>	239 352	263 352	276 253	282 460	288 442	294 200	311 930

(MADR, 2011)

L'Algérie produit en moyenne 6 107 755 Qx d'olives totales, et permet de générer 4 179 905 Qx d'olives à huile [182]. La production d'olives totales, (de table et à huile) de la période 2005-2011 est représentée dans le tableau 2.3.

**Tableau 2.3:** Evolution de la production d'olives totales, d'olives de table et d'olives à huile

Années Produit (Qx)	2005	2006	2007	2008	2009	2010	2011
<b>Olives totales</b>	3 164 890	2 647 330	2 089 520	2 540 670	4 751 820	3 112 520	6 107 755
<b>Olives de table</b>	857 035	684 750	817 780	910 990	982 505	1 359 368	1 927 850
<b>Olives à huile</b>	2 307 855	1 962 580	1 271 740	1 629 680	3 769 315	1 753 152	4 179 905

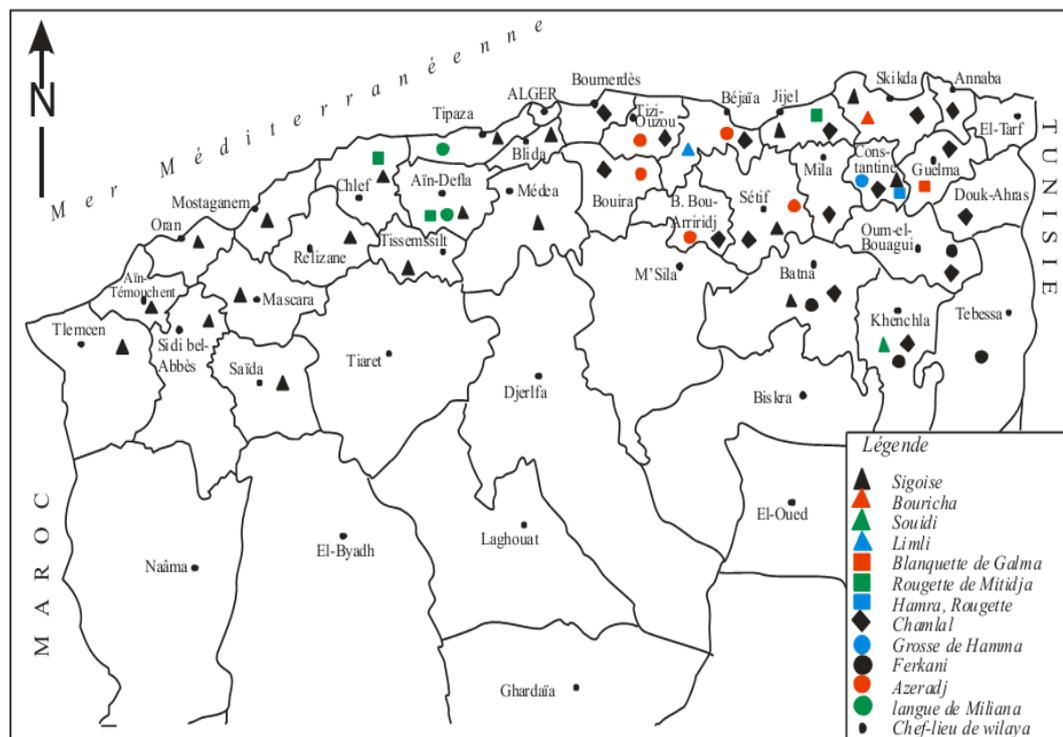
(MADR, 2011)

Cette production fluctue énormément selon les années, plusieurs facteurs sont à l'origine de ces fluctuations dont principalement l'alternance, les caractéristiques de l'olivier; l'importance de la pluviométrie, la variabilité, la sécheresse et le niveau des soins culturaux. Les sous produits de l'olivier sont aussi une source potentielle de revenus complémentaires susceptibles de contribuer à l'amélioration de la rentabilité des exploitations oléicoles. Ils constituent une source d'approvisionnement [183] en :

- Aliments de bétail (feuilles, brindilles, grignons) ;
- Energie (combustion du bois,...) ;
- Fertilisants (margines, grignons,...) ;
- Bois (menuiserie).

### 2.2.2.1. Les différentes variétés d'olivier en Algérie et les variétés introduites

L'oléiculture algérienne est constituée d'une gamme diversifiée de variétés d'olivier. Dans la région centre, la variété Chemlal est la plus représentative, elle occupe environ 55% de la superficie oléicole du pays. Les travaux de MENDIL et SEBAI (2006), ont permis de décrire les principales variétés existantes en Algérie, nous allons citer les plus importantes.



**Figure 2.1 :** Localisation des principales variétés en Algérie (BELAHCENE, 2004)

- **Variété Chemlal (Achemlal, Achemli) :** c'est l'une des plus estimée pour la fabrication de l'huile, cette dernière est d'une excellente qualité. Elle s'étend de l'Atlas de la Mitidja jusqu'aux Bibans. La variété Chemlal est très vigoureuse, le port est dressé, les fruits sont

petits, ovoïdes d'un poids de 2,5g. Elle présente environ 40 % des oliviers cultivés en Algérie et son rendement en huile est de 18 à 22 %.

- **Variété Sigoise (Olive du Tell) :** c'est une variété à double aptitude, qui fournit la majeure partie de nos olives de conserve pour l'exportation. Elle est dominante dans l'Oued Rhiou jusqu'à Tlemcen. Les fruits sont moyens (3,5g). On la trouve bien également dans la région du Sig. Cette variété est utilisée principalement pour la production d'excellente olive de conserve en vert ou en noir avec une production d'environ 50 kg/arbre. Elle est également appréciée pour la production d'huile dont le rendement est de 18 à 22% [179]. Le poids moyen des fruits varie de 4,5 à 5,5 g.
- **Variété Azeradj (Adjeraz) :** variété estimée pour la conserve en vert mais aussi pour l'huilerie avec un rendement en huile de 24 à 28 %. Les fruits sont relativement gros (3 à 5 g).
- **Variété Rougette :** elle existe dans la plaine de la Mitidja et sur le piedmont de l'Atlas, à une faible altitude. C'est une variété à huile.
- **Variété Limli (Imli, Imeli) :** variété précoce, concentrée sur les versants montagneux de la vallée de la Soummam. Elle occupe le flanc Nord de Sidi-Aïch. Les fruits sont petits (2g) avec un rendement en huile de 20 à 24 %. Elle représente 8 % des oliviers cultivés.
- **Variété Blanquette de Guelma :** c'est une variété tardive, résistante, elle est le complément de la Rougette pour l'huilerie avec un rendement de 18 à 22%.
- **Variété Bouchouk :** on distingue la Bouchouk de la Soummam (Sidi-Aïch), la Bouchouk de Guergour (Sétif) et celle de Lafayette (Bougaa, Sétif). Les fruits sont gros (3 à 5g), destinés à la conserverie et l'huilerie.

## 2.3. Caractéristiques biologiques et morphologiques de l'olivier

### 2.3.1. Présentation du genre *Olea europea*

#### 2.3.1.1. Systématique

L'olivier appartient à la famille des Oléacées, qui comporte environ 30 genres et 600 espèces [184]. Le genre *Olea* regroupe 30 espèces différentes, la plupart sont des arbustes ou des arbres, originaires des régions chaudes où les conditions de croissance sont relativement difficiles [185].

### 2.3.2. Morphologie

#### 2.3.2.1. Port

L'olivier peut atteindre en moyenne 10 à 15m de hauteur et un tronc de 1,50 à 2 m de diamètre dans les régions relativement chaudes, à forte pluviométrie ou abondamment irriguées en été [180]. Tandis que, dans les climats froids, les arbres sont généralement plus petits. En Algérie, les nouveaux vergers sont conduits suivant le système du gobelet, à partir d'un tronc de 0,40 à 0,60 m de haut. Par contre en Kabylie, la variété CHEMLAL était traditionnellement conduite sur un tronc élevé à 2 ou 3 m de hauteur.

#### 2.3.2.2. Les charpentières

Les charpentières sont de grosses ramifications, leur vitesse de croissance et de maturation dépend à la fois du cultivar et des conditions d'environnement, la plus solide des branches pleinement développées se transforme en charpentière [187].

#### 2.3.2.3. La frondaison

Elle représente l'ensemble du feuillage. Les feuilles de l'olivier sont persistantes, leur durée de vie est de l'ordre de 3 ans. Elles sont disposées de façon opposée sur le rameau. Elles sont simples, entières avec des bords lisses, sans stipule, portées sur un court pétiole [180]. La forme peut varier d'ovale, fusiforme et allongée, lancéolée et quelques fois linéaire, de dimension de 3 à 8 cm de long et de 1 à 2,5 cm de large [180].

#### 2.3.2.4. Rameau fructifère

Le rameau est de quelques dizaines de centimètres suivant la vigueur de l'arbre et de la variété. Il est délimité à sa base par un entre-nœud très court marquant l'arrêt de croissance hivernal. Il porte des fleurs puis des fruits [180]. Ce rameau se caractérise par un taux de floraison élevé qui varie suivant sa localisation sur le même arbre et des conditions hivernales. Selon HARTMANN (1953) et HACKETT et HARTMANN (1967) un refroidissement est nécessaire à l'induction et au développement du processus de différenciation des bourgeons à fleurs.

#### 2.3.2.5. Les inflorescences et les fleurs

La croissance des bourgeons est uniforme et toutes les parties poussent simultanément. L'inflorescence et les fleurs atteignent leur grandeur définitive juste avant la floraison, de mi-Avril à mi-Mai selon l'environnement et le cultivar [187].

Les fleurs sont regroupées en petites grappes dressées, de 10 à 40 en moyenne, suivant la variété [180]. Elles sont petites et ovales, les pétales sont de couleur blanc-jaunâtre, très légèrement odorantes, très sensibles au froid et au vent. Seulement 5% des fleurs parfaites assureront après pollinisation et fécondation la production de l'arbre [188, 189].

#### 2.3.2.6. Le fruit

Le fruit est une drupe à mésocarpe charnu, riche en lipides. Sa forme est ovoïde ou ellipsoïde. Ses dimensions sont très variables suivant les variétés [180]. Le fruit est constitué de l'épicarpe, le mésocarpe et l'endocarpe.

**Tableau 2.5 :** Composition de la pulpe de l'olive de table en poids frais

<b>Composants</b>	<b>Quantités</b>
<b>Eau</b>	- 70 à 75% du fruit
<b>Substances grasses</b>	- Triglycérides et complexes lipidiques : 17 à 30%
<b>Sucre simple Monosaccharides et oligosaccharides</b>	- Glucose, fructose saccharose et mannitol (alcool à 6°) : 5 à 6
<b>Polysaccharides</b>	- Cellulose, hémicellulose, gommes et pentosanes : 3 à 6%
<b>Les pectines</b>	- 1,5 % de la chair de l'olive sont d'excellente qualité
<b>Les protéines</b>	- 1,5% sous forme d'acides aminés
<b>Les polyphénols</b>	- Polyphénols en particulier l'oleuropeine, teneur variable selon la la variété : 1,96 – 2 % à 7%
<b>Les tanins</b>	- 1,5 à 2 %
<b>Les vitamines</b>	- Carotènes 0,15 – 0,23 mg/100 g de pulpe ; Vitamine C : 12,9 – 19,1 mg/100g de pulpe ; Thiamine 0,54 – 11,0 mg / 100 g de pulpe ; Vitamine E (tocophénol) 238,1 – 352 mg / 100 g de pulpe
<b>Substances minérales</b>	- Potassium, Sodium, Calcium, Magnesium, Fer, Chlore
<b>Substances colorantes</b>	- Chlorophylle (a et b), caroténoïdes et anthocyanine

(BALATSOURAS, 1966)

#### 2.4.2.7. Le système racinaire

Le développement du système racinaire dépend des caractéristiques physico-chimiques du sol, des réserves d'eau et l'aération du sol et du type de reproduction [180]. Dans les sols profonds très imperméables, aérés et légers, le système racinaire est à tendance pivotant. Les racines peuvent atteindre 6 à 7 m en profondeur. En revanche, dans les sols lourds, peu ou non aérés et peu profonds, le système racinaire est à tendance fasciculé. Les racines se développent latéralement (superficiellement). Elles sont très ramifiées et portent un nombre élevé de radicelles [180].

Dans les sols à profil non uniforme, l'olivier développe un système racinaire différencié c'est-à-dire, on peut trouver à la fois la forme fasciculée et pivotante [187]. Les jeunes plants d'olivier issus de semis donnent naissance à un système racinaire pivotant dominé par une racine principale centrale. Lorsque le plant est transplanté, il développe un système racinaire central [180]. Les jeunes plants produits en pépinière à partir de boutures herbacées forment dès le départ un système racinaire fasciculé à plusieurs racines principales avec un important chevelu [191].

Selon LOUSSERT et BROUSSE (1978), le développement du système racinaire de l'arbre est surtout fonction des caractéristiques physico-chimiques du sol. En fait l'olivier adaptera son système racinaire à la profondeur du sol, suivant sa texture et sa structure. Il peut atteindre 6m de longueur dans les sols sablonneux avec un système pivotant. Dans les sols argileux, les racines ont un développement latéral fasciculé pouvant atteindre 60m. Lorsque les terrains sont lourds, les racines sont proches de la surface de 0,1 à 0,6m de profondeur.

### 2.3.3. Ecologie

L'olivier (*Olea europea* L.) s'adapte bien à des conditions d'environnement extrêmes telles que: la sécheresse, la salinité [192], la chaleur et à des basses températures [193]. Il peut s'adapter à divers types de sols, parfois très pauvres et secs, bien aérés mais, il craint l'humidité. Son potentiel d'adaptation est dû à l'anatomie spéciale de ses feuilles, de son système racinaire et de son haut niveau de régénération morphologique [194].

L'olivier est présent à travers l'ensemble du territoire national en raison de ses capacités d'adaptation à tous les étages bioclimatiques, allant des zones de montagne aux zones arides et sahariennes [195].

#### 2.3.3.1. Influence du climat

Les conditions climatiques exercent une grande influence sur le développement et sur son mode d'expression [196].

### 2.3.3.1.1. La température

L'olivier est susceptible de supporter des froids allant de -7 à -9 °C, et même à des températures plus basses si le refroidissement est progressif. Toutefois, l'olivier a besoin d'une période de froid hivernal pour assurer une bonne induction florale [197]. Le tableau suivant résume les critères thermiques de l'olivier selon les stades de développement.

**Tableau 2.6** : Critères thermiques de l'olivier selon les stades de développement

Stades de développement	Températures (°C)
Mort de l'arbre par gel	< -17
Gelée des parties aériennes en hiver	< -12
Risque du gel des parties aériennes au printemps	-5 à -7
Zéro de végétation	
Températures moyennes pendant le développement des inflorescences	9 à 10 14 à 15
Températures moyennes optimales pendant la fécondation	20 à 25
Arrêt de végétation	> 38
Risque de brûlures des feuilles	> 40

(BALDY, 1990)

### 2.3.3.1.2. La pluviométrie

Naturellement, l'olivier évolue sous des précipitations supérieures à 400 mm par an. Cet arbre peut se contenter d'une pluviométrie très basse, la limite est estimée à quelques 200 mm par an. Pour une bonne rentabilité, l'olivier exige une pluviométrie bien supérieure (350 - 450 mm) [180]. La période de l'année culturale où l'olivier peut souffrir sensiblement de la sécheresse est située entre le 15 Juillet et le 30 Septembre. Avant cette période, l'olivier est capable d'utiliser avec profit la moindre humidité, celle de l'hiver est suffisante pour assurer sa fécondation et une végétation normale au moins jusqu'au 15 Juillet. Enfin, une seule pluie courant le mois de Septembre, fait repartir très rapidement la végétation et favorise le grossissement et la maturation des fruits [198].

Bien que l'olivier soit réputé pour sa rusticité et sa résistance à la sécheresse, l'irrigation permet d'augmenter le rendement. En effet une pluviométrie de 450 à 650mm permettra à l'olivier de se trouver dans un milieu favorable à sa croissance et à son développement [199]. D'après BALDY (1990), si les déficits hydriques sont importants en automne et en hiver, ils affecteront non seulement la récolte de l'année, mais aussi les deux récoltes ultérieures. Les pluies d'hiver – printemps, assurent un pourcentage élevé de nouaison. Les pluies automnales favorisent le grossissement et la maturation du fruit [180].

#### 2.3.3.1.3. L'hygrométrie

L'olivier redoute des taux d'humidité atmosphérique élevés, ce qui empêche sa culture dans les zones du littoral. Certaines variétés comme la Hamra cultivée dans le Golfe de Jijel serait assez tolérante à l'excès d'humidité dans la mesure où elle n'est pas excessive (+ de 60%) ni constante [180].

#### 2.3.3.1.4. L'insolation

L'olivier exige une lumière abondante pour pousser et fructifier normalement, ce qui explique que seuls les rameaux externes de la frondaison fleurissent et fructifient [199]. En effet, il donne une meilleure production sur les coteaux bien exposés au soleil [180]. D'après FONTANAZZA (1988), les olives exposées à la lumière ont un meilleur calibre et une maturité uniforme.

#### 2.3.3.1.5. Le vent

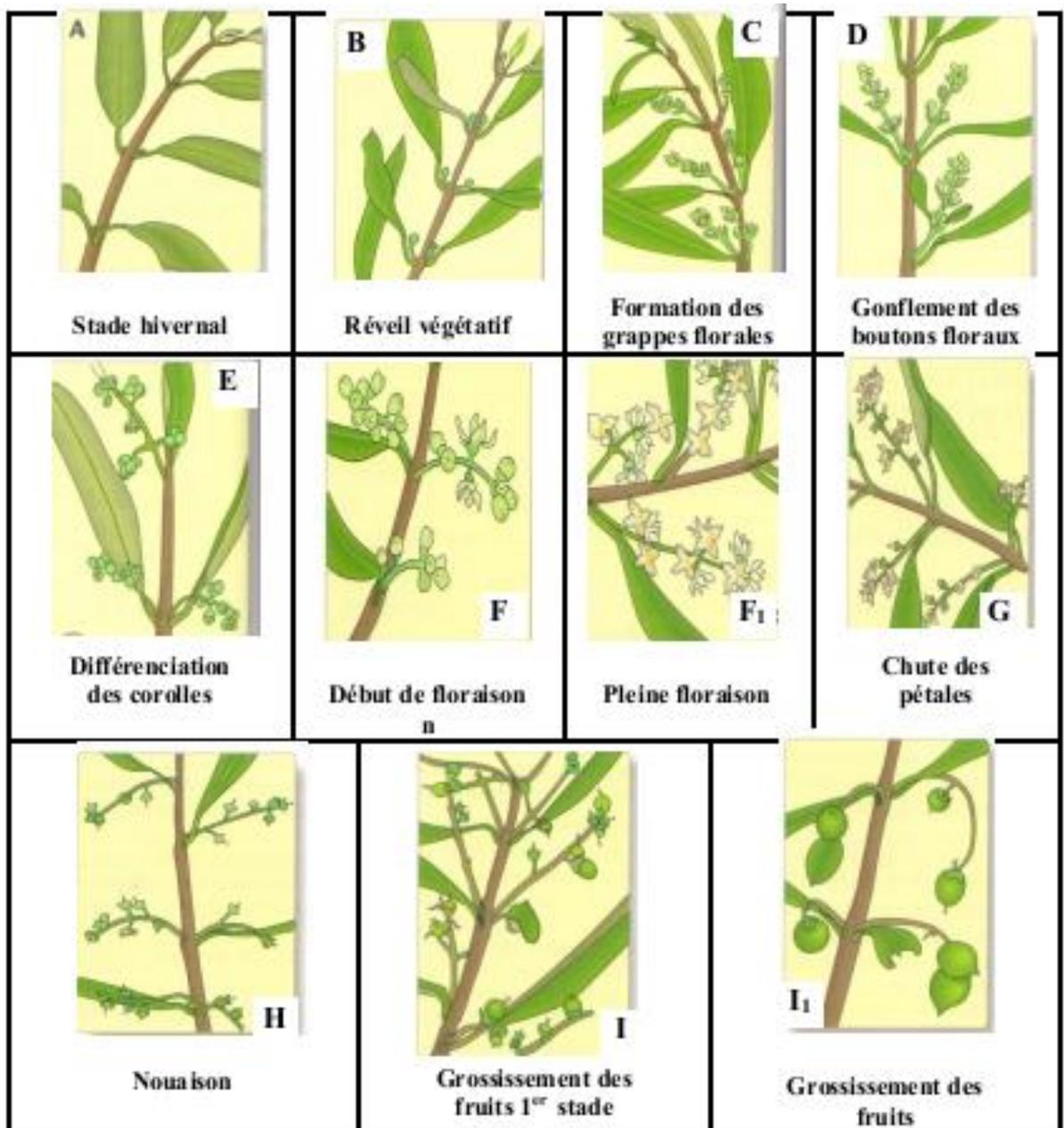
Il joue un rôle dans la dissémination du pollen. Les vents chauds et secs (sirocco), peuvent causer des brûlures sur les arbres [199].

#### 2.3.3.2. La structure des sols

L'olivier ne présente pas d'exigences particulières sur la qualité physico-chimique des sols. Or, le seul facteur qui peut influencer son développement est la profondeur [199]. Il se développe dans les sols marginaux, ingrats, argileux ou légers. Les sols légers permettent à l'olivier de se défendre plus facilement contre la sécheresse que les sols comportant une teneur élevée en argile. Il peut également supporter des terrains calcaires allant jusqu'à pH 8 [200]. Enfin, l'olivier est considéré comme une espèce modérément tolérante au sel [192, 201].

## 2.4. Le cycle végétatif de l'olivier

Le déroulement du cycle végétatif de l'olivier est en étroite relation avec les conditions climatiques de son aire d'adaptation. Les stades repères de l'olivier sont résumés dans la figure 2.2.



**Figure 2.2 :** Les stades repères de l'olivier

## 2.5. Les principales maladies de l'olivier

L'olivier est sensible à des attaques parasitaires, fongiques et bactériennes [202, 203, 204] et à certains virus [205] susceptibles de causer de sérieux dommages économiques concernant le rendement de sa production.

**Tableau 2.7 :** Les principales maladies de l'olivier.

<b>Les maladies</b>	<b>La cause</b>	<b>Les symptômes et dégâts</b>
<b>Noire et évitable fumagine</b> <i>Capnodium oleaginum</i>	La fumagine (complexe des champignons)	-L'ensemble de végétales recouvert d'une sorte de poussières noire -La fonction de chlorophyllienne des feuilles peut être stoppée.
<b>Œil de paon.</b> <i>Cycloconium oleaginum</i>	Entraînées par le vent et la pluie, les conidies (organes microscopiques qui permettent la diffusion de la maladie) émettent des zoospores qui provoquent la maladie	-La défoliation peut compromettre non seulement la récolte de l'année mais également la vie de l'arbre. -Provoque la chute des feuilles. -Provoque la chute des fruits.
<b>Cochenille noire</b> <i>Saissetia oleae</i>	Forte population de Cochenilles	-Défoliation et perte de récolte significative.
<b>La Teigne de l'olivier</b> <i>Prays oleae</i>	La teigne	-La consommation des organes floraux rend toute la fécondation impossible Pour les fruits les dégâts se manifestent par deux chutes successives. Alors la teigne provoque 30 - 40% des pertes d'olive.
<b>La mouche de l'olivier</b> <i>Bactrocera oleae</i>	La mouche de l'olivier	-Perte de récolte par la chute des fruits -Diminution du rendement en huile et détérioration de la qualité de l'huile par augmentation de son acidité.

(ARGENSON et al., 1999)

Concernant les maladies d'origine virale, la plupart des virus, à l'exception du cryptovirus sont associés à des dégâts plus ou moins graves aux plantes qu'ils parasitent et qui se traduisent par des pertes quantitatives et/ou qualitatives de la récolte [207].

## 2.6. Les différentes techniques de multiplication de l'olivier

L'olivier peut être multiplié par différentes méthodes qui sont à la fois facile si l'on pratique le bouturage, la division de souchets, le greffage en place, mais peut être délicate et demande une certaine technicité, cas du semi-greffage et du bouturage semi-ligneux [180]. Actuellement, la multiplication de l'olivier a intégré de nouvelles techniques de culture *in vitro*, principalement le micro-bouturage [208].

### 2.6.1. La reproduction sexuée (Le semis)

Le semis sert soit à des fins d'amélioration génétique, soit pour obtenir de jeunes plants qui seront utilisés comme porte-greffe. Le semis de noyaux donne des plants différents du pied- mère dont ils sont issus même pour les variétés auto-fertilisantes. Selon LOUSSERT et BROUSSE (1978), ce type de reproduction donne des plantes vigoureuses avec une longévité améliorée et une résistance à la sécheresse.

### 2.6.2. La multiplication végétative

Elle repose sur la possibilité d'engendrer de nouveaux individus à partir de portions de plante (drageon, ovule, bouture ...) qui sont capables de régénérer les parties manquantes.

#### 2.6.2.1. Multiplication par ovules (souchets)

Des ovules riches en bourgeons latents se créent spontanément dans la zone du collet et dans la partie inférieure du tronc des plantes adultes. Ils se détachent pendant la période automne-hiver lorsqu'ils mesurent plus de 5 à 6 cm de diamètre. Une fois enterrés dans le sol de nombreux bourgeons et racines apparaissent et se développent au cours de la saison végétative suivante [180].

#### 2.6.2.2. Multiplication par rejets de souche

Cette méthode utilise des rejets qui apparaissent naturellement sur le collet des plantes adultes. A partir de la base de ces rejets, de nombreuses racines adventives partent et une fois développées, elles sont détachées de la plante mère et transplantées [208].

#### 2.6.2.3. Le semi-greffage

Cette méthode consiste à greffer des greffons de deux ans récoltés sur des arbres reconnus pour leurs performances sur de jeunes plants issus de semis. Les greffons sont constitués

par de jeunes branches bien aoûtées portant un grand nombre de bourgeons bien constitués. Le choix du porte-greffe repose sur sa performance d'adaptation aux spécificités du sol ou du climat. Cette technique de multiplication est lente mais reste encore indispensable pour multiplier les variétés de faible vigueur ou celles ayant un faible pouvoir rhizogène [208].

#### 2.6.2.4. Le bouturage

Cette méthode repose sur l'utilisation d'une portion (bouture) de branche qui peut former de nouvelles racines et de nouveaux bourgeons à partir des bourgeons latents.

#### 2.6.2.5. Le bouturage ligneux

Selon LOUSSERT et BROUSSE (1978), ce mode de multiplication se pratique en pépinière, elle permet de produire de jeunes plants à partir des boutures ligneuses, prélevées des pieds mères sélectionnés pour leurs qualités de production et leurs états sanitaires.

#### 2.6.2.6. Le bouturage par souchets

Ce mode de multiplication se pratique sur les racines des oliviers cultivés. Sur ces derniers, on pratique la fragmentation des excroissances qui se développent au niveau du collet des arbres âgés. Le souchet a le pouvoir d'émettre rapidement des racines et des tiges qui constitueront un nouvel arbre [180].

#### 2.6.2.7. Drageonnage

Cette technique consiste à prélever de jeunes rejets avec un fragment de racine que l'on met directement en place dans le verger [180].

#### 2.6.2.8. Marcottage en cépée

Consiste à butter les jeunes rejets qui se développent sur le pied-mère de façon à favoriser l'apparition de jeunes racines. Ces marcottes sont mises en place, en verger [180].

#### 2.6.2.9. Greffage sur oléastre

Il est pratiqué dans plusieurs pays méditerranéens, afin de faciliter l'adaptation et d'obtenir une réponse rapide des nouveaux cultivars introduits [209]. Le système de greffage utilisé est la greffe en couronne sous écorce, réalisée en Mars-Avril ou la greffe en placage

d'écorce, en Mai-Juin [180]. C'est une propagation par voie sexuée (semis), qui fait intervenir le greffage. L'olivier qui est multiplié intensivement en pépinière, est destiné aux plantations modernes, à densité élevée où ses productions (huiles ou olives de table) servent à alimenter les marchés nationaux et les marchés d'exportation.

L'obtention de plants d'olivier par semis présente l'avantage de donner des arbres vigoureux. Il a, par contre, l'inconvénient d'être un procédé de multiplication lent. Cette pratique est utilisée au niveau des pépinières; elle nécessite plusieurs étapes :

- **Préparation des noyaux**

Avant le semis, les noyaux sont nettoyés et laissés à l'air libre afin d'achever leur post-maturation.

- **Semis**

Selon LOUSSERT et BROUSSE (1978), il est recommandé de semer les noyaux en août-septembre, période où l'on obtient les meilleurs pourcentages de germination par rapport aux semis plus tardifs d'octobre- novembre.

- **Le repiquage**

Il se fait à partir du mois de Novembre jusqu'au mois de Mars.

- **Le greffage**

C'est au printemps suivant, soit 14 mois après le repiquage, que les jeunes plants sont greffés en couronne.

- **L'arrachage**

Selon LOUSSERT et BROUSSE (1978), l'arrachage pourra avoir lieu en hiver, suivant la vigueur du développement des jeunes arbres greffés. Il se fait en motte.

#### 2.6.2.10. Le bouturage semi-ligneux (herbacé)

Cette méthode offre la possibilité du prélèvement d'un très grand nombre de boutures sur un même sujet et accélère sensiblement la production de plants [206].

## **CHAPITRE 3**

### **MATERIEL ET METHODES**

#### 3.1. Présentation de la zone d'étude et du site de prélèvement

##### 3.1.1. Présentation de la zone d'étude

La wilaya de Tipaza détient un grand potentiel agricole. Elle possède huit (08) fermes pilotes spécialisées dans différents domaines (maraichage, grandes cultures, etc) réparties au niveau de différentes communes dont la superficie totale est de 1 616 Ha, ainsi qu'une station expérimentale située à la commune de Hadjout, qui aussi compte 03 fermes pilotes occupant une superficie de 629 Ha.

La commune de Hadjout est située à l'extrémité Ouest de la plaine de la Mitidja avec au Nord la retombée du sahel sur la plaine et au Sud de basses collines. Le potentiel agricole est :

- La partie Nord les terres de potentialités moyennes.
- La partie Ouest comprend des terres de bonnes potentialités.
- Le reste de la commune qui se trouve sur la plaine de la Mitidja Ouest possède d'excellentes potentialités agricoles.

L'essai de mycorhization de l'olivier (*Olea europea* L.), est mené à la pépinière SAFA ZACCAR de Hadjout (wilaya de Tipaza).

##### 3.1.2. Présentation de la pépinière de SAFA ZACCAR de Hadjout

Cette exploitation est localisée dans la commune de Hadjout daïra de Hadjout, wilaya de Tipaza. Elle est située sur les coordonnées géographiques suivantes: altitude: 98 m; latitude: 36° 51 Nord et longitude: 2° 41 Est. Elle est située à l'entrée de la ville de Hadjout en venant de la commune Nador. La pépinière est située dans l'étage bioclimatique sub-humide.



**Figure 3. 1:** Localisation de la pépinière SAFZA ZACCAR par rapport au chef lieu de la commune de Hadjout

La pépinière fut créée en 1946 sur une superficie totale de 21,60 ha. La superficie utilisée actuellement pour la pépinière est de 10 ha. Cette exploitation est destinée principalement à la production des plants forestiers en plus de quelques plants fruitiers et d'ornement. Les espèces produites sont: l'eucalyptus, le pin d'Alep, le pin pignon, le cyprès commun, l'olivier, le grenadier. La production totale de la pépinière est estimée à 75 000 plants par an.

### 3.1.3. Généralités sur l'élevage des plants d'olivier en pépinière

En Algérie, l'élevage des plants en pépinière a été et reste encore la formule la plus adoptée pour toutes les essences de reboisement à grand rendement [219]. En pépinière, pour répondre à la demande de plants, un semis de noyaux d'olivier est réalisé dans le but de produire des pouttes d'oléastre qui seront greffées une fois leur développement végétatif le permet (l'année d'après ou dans 2 ans).

On sème le noyau de l'olive, c'est une méthode efficace mais très longue. Les plants d'olivier obtenus par semis présentent l'avantage d'être vigoureux, Bien que le rapport entre le pourcentage de germination des noyaux et les dimensions de l'endocarpe (noyau) ne soit pas clair, il est évident que pour optimiser la superficie disponible de l'aire germination et donc pour obtenir le plus grand nombre de jeunes plants, on préférera les cultivars à petits noyaux.

Dans la plupart des cas, pour assurer un potentiel de germination élevé des semis, les fruits sont récoltés au stade de la maturation en vert. Les noyaux sont ensuite débarrassés de la pulpe, puis mis en stratification ou cassés sans que l'amande ne soit endommagée. En août, on effectue un semis très épais, à faible profondeur, en sol meuble; le semis doit être régulièrement bassiné. La levée irrégulière est compensée par la densité du semis. Dès la deuxième année, ou quand ils ont atteint les 10 cm on commence à prélever les plants pour les repiquer. Lorsqu'ils ont atteint un diamètre supérieur à 1cm, ils seront greffés avec la variété choisie. Ils sont prêts à être mis en place lorsque le jeune sujet a atteint 0,5m de hauteur. Deux modes de greffage sont utilisés :

#### **Greffage en couronne :**

- Préparer des greffons portant deux ou trois yeux bien marqués.
- Tailler la partie inférieure du greffon en biseau
- Décoller légèrement l'écorce de porte greffe avec la spatule du greffoir
- Glisser le greffon entre l'écorce et le bois et insérer le biseau sur toute sa longueur de l'incision.

#### **Greffage en écusson (à l'œil)**

- Couper l'écorce à environ 1,5 cm au dessus et 1 cm au dessous de l'œil pour prélever l'écusson.
- Inciser l'écorce de l'oléastre en forme de T
- Soulever les bords d'incision longitudinale avec la spatule du greffoir
- Glisser sous l'écorce

Dans les deux procédés de greffage, ligaturer soigneusement, de telle manière à faire adhérer le greffon au porte greffe puis recouvrir les plaies avec du mastic agricole.

La livraison des plants ne se fait que si la commission d'agréeage le permet. Cette dernière, sous la tutelle de la direction des services agricoles. Elle agit en contrôlant l'état physiologique et surtout sanitaire des plants. Si ces derniers présentent des anomalies ou des symptômes de maladies, ils sont rejetés et doivent être incinérés en présence de cette commission. Dans le cas contraire un certificat d'agréeage est délivré.

### 3.1.2. Présentation du site du prélèvement (ferme pilote)

Des prélèvements du sol et de racines ont été effectués à la ferme pilote MOHAMED BEN ABDELKADER (commune Mouzaïa), wilaya de Blida, sa superficie agricole totale est de 374,42 ha dont 231,83 ha plantation arboricole (vigne, olivier). Elle est située sur les coordonnées géographiques suivantes : latitude : 36° 47 Nord et longitude : 2° 69 Est. Elle est limitée au Nord par la route nationale N°04, au Sud par l'EAC Tsouri, à l'Est par l'Oued Ghrou et par Oued Bouroumi à l'Ouest. Son altitude est 128 m. Elle est située à 28Km de la pépinière SAFA ZACCAR de Hadjout.



**Figure 3.5 :** localisation du site de prélèvement (Mouzaia) par rapport à la pépinière d'étude SAFZA ZACCAR (Hadjout).

Les parcelles d'olivier prospectées dans cette ferme pilote sont :

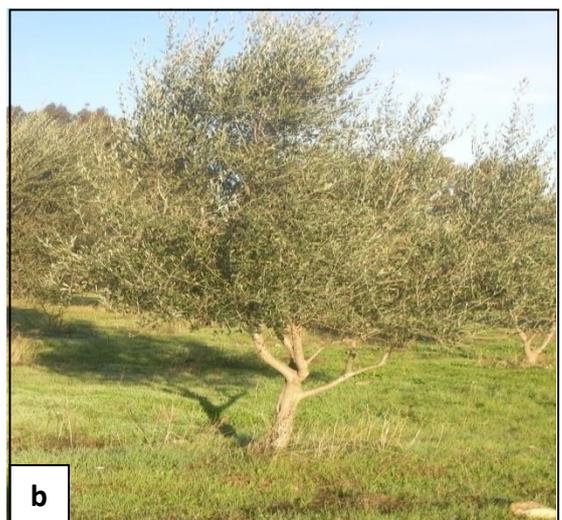
- la parcelle I cultivée d'oliviers variété Sevilane âgés de 61 ans.
- la parcelle II cultivée d'oliviers variété Sigoise âgés de 61 ans.
- la parcelle III cultivée d'oliviers variété Chemlal âgés de 8 ans.



**Figure 3.6 :** Verger de la variété Sevillane d'olivier âgé de 61 ans



**Figure 3.7 :** Verger de la variété Sigoise d'olivier âgé de 61 ans.



**Figure 3.8:** a/Verger de la variété Chemlal d'olivier âgé de 8 ans.  
b/Morphologie d'un arbre du verger

### 3.1.2.2. Caractéristiques climatiques du site de prélèvement (ferme pilote)

Les données climatiques proviennent de l'agence nationale des ressources hydriques (ANRH) de la wilaya de Blida.

#### 3.1.2.2.1. La température

La température est un facteur limitant car elle intervient dans l'ensemble des phénomènes métaboliques [72] et elle conditionne les différents processus physiologiques de croissance et de développement chez l'olivier [51].

#### **\* Températures mensuelles**

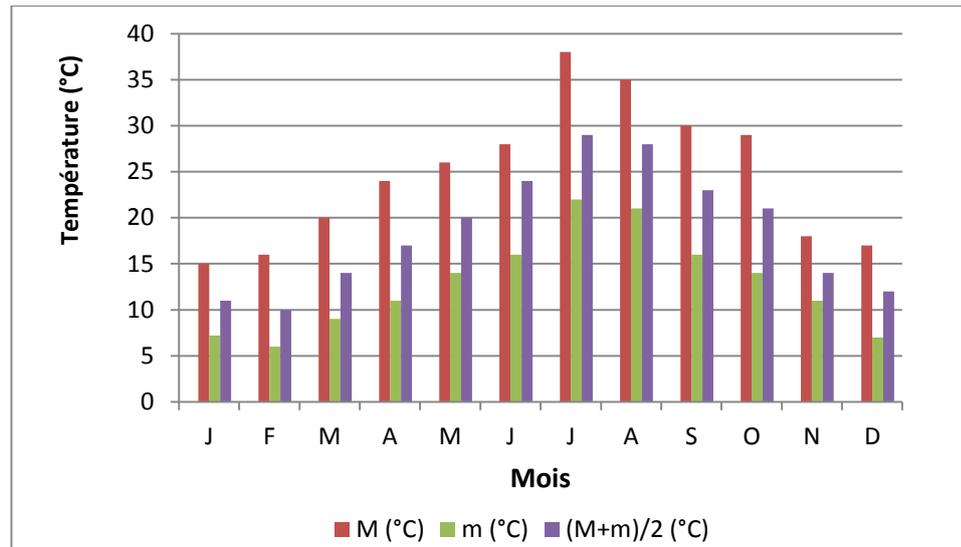
Les températures moyennes mensuelles de l'année 2011 sont résumées dans le tableau 3.6.

**Tableau 3.6 :** Valeurs des températures mensuelles moyennes, minimales et maximales du site de prélèvement

<b>Mois</b> <b>T(°C)</b>	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
<b>M (°C)</b>	15	16	20	24	26	28	38	35	30	29	18	17
<b>m (°C)</b>	7,2	6	9	11	14	16	22	21	16	14	11	7
<b>(M+m)/2 (°C)</b>	11	10	14	17	20	24	29	28	23	21	14	12

(ANRH, 2011)

La température moyenne maximale est de 32°C enregistrée pendant le mois d'Aout. Par contre la température moyenne minimale est de 4°C au mois de Janvier et Février. Les températures moyennes des mois (Juillet et Aout) les plus chauds sont respectivement 25°C et 27°C, alors que celle du mois le plus froid (Décembre) est de 12,5°C.



**Figure 3.9:** Répartition des températures mensuelles moyennes du site de prélèvement de l'année 2011.

#### 3.1.2.2.2. La pluviométrie

##### \* Pluies annuelles

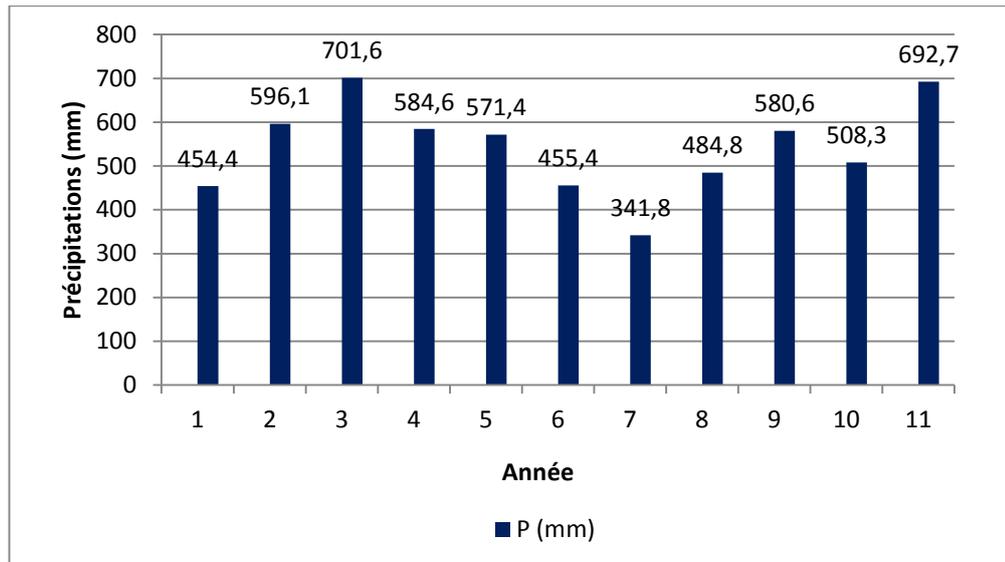
Les données pluviométriques s'étalent de 2001 jusqu'à 2011 sont représentées sur le tableau 3.7.

**Tableau 3.7 :** Valeurs des précipitations annuelles du site prélèvement 2001-2011

Année	2001	2002	2003	2004	2005	2006	2007	2008	2009	2010	2011
<b>P(mm)</b>	454,4	596,1	701,6	584,6	571,4	455,4	341,8	484,8	580,6	508,3	692,7

(ANRH, 2011)

L'année 2003 constitue l'année la plus pluvieuse avec 701,6 mm, précédée par l'année 2011 avec une pluviométrie de 692,7 mm. L'année la plus sèche est 2007 avec des précipitations de l'ordre de 341,8 mm.



**Figure 3.10 :** Répartition des pluies annuelles du site de prélèvement 2001-2011

**\* Pluies mensuelles**

Nous constatons que le mois le plus pluvieux est celui de Février, avec des précipitations de l'ordre de 126,6 mm suivi par le mois de Mai avec une pluviométrie 114,5 mm. Les mois les plus secs sont Juillet et Aout avec une absence totale de pluies.

**Tableau 3.8 :** Valeurs des précipitations mensuelles notées en 2011 du site de prélèvement

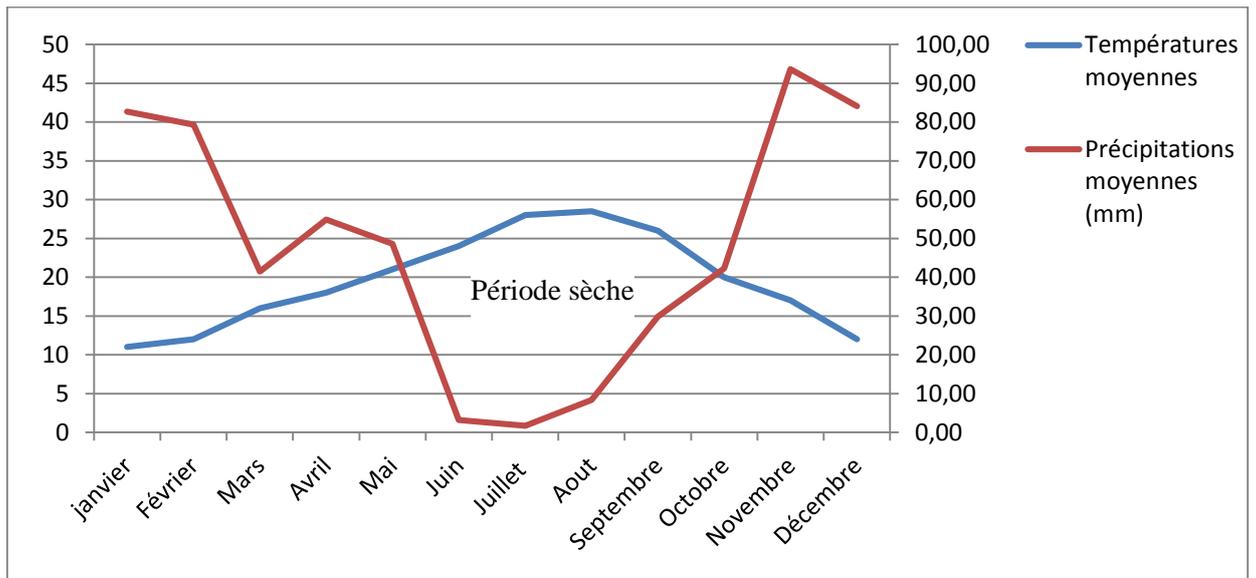
Mois \ P(mm)	J	F	M	A	M	J	J	O	S	O	N	D
P(mm)	101	126,6	54	97,5	114,5	15	0	0	0,6	89,1	94,5	50,3

(ANRH, 2011)

**3.1.2.3. Diagramme ombrothémique du site de prélèvement (ferme pilote)**

BAGNOULS et GAUSSEN considèrent que la sécheresse s'établit lorsque les précipitations mensuelles pour un mois donné sont inférieures au double de la température moyenne mensuelle ( $P < 2T$ ). Pour mettre en valeur cette définition, BAGNOULS et GAUSSEN [74] ont proposé un modèle de présentation graphique où on juxtapose les précipitations et les températures. Lorsque la courbe des précipitations rencontre celle des températures et passe en-dessous de cette dernière, nous avons une période sèche.

Le diagramme ombrothermique du site de prélèvement pour la période 2001-2011 révèle l'existence d'une période sèche de 3 mois et demi s'étalant mi-Mai à la mi-October. La période humide s'étale sur la saison automno-hivernale avec une pluviométrie plus importante entre October et Décembre et durant la saison hiverno-printanière de Janvier jusqu'à mi-Mai.



**Figure 3.11** : Diagramme Ombrothermique de BAGNOULS et GAUSSEN de la période 2001-2011 du site de prélèvement

### 3.2. Matériel et méthodes

#### 3.2.1. Matériel fongique

Des échantillons de racines sont prélevés au niveau de trois points différents au pied de 05 arbres de chaque parcelle d'olivier et choisis aléatoirement. Les mycorhizes naturelles de l'olivier sont observées au microscope photonique après leur coloration par la méthode de PHILLIPS et HAYMAN (1970) et l'estimation de l'infection mycorhizienne des racines est réalisée selon la méthode de TROUVELOT et al., (1986).

L'inoculum fongique utilisé est constitué de racines courtes excisées fraîchement récoltées à partir des 03 parcelles d'olivier.



**Figure 3.12 :** Prélèvement des racines fines d'olivier de la ferme pilote

#### 3.2.2. Coloration de Phillips et Hayman (1970)

Les racines à colorer pour les MA sont choisies parmi les plus fines et les moins fibreuses. Des fragments racinaires de 1cm de longueur sont soigneusement lavés à l'eau de robinet ensuite immergés dans une solution de KOH à 10% pendant 45min à 90°C; cette étape permet de vider le contenu cellulaire des racines. Ils sont ensuite soigneusement lavés à l'eau distillée, blanchis et neutralisés dans de l'acide lactique à 10% puis colorés avec le bleu de trypan à 0,05% ou la fuscine acide à 0,1% pendant 1h à 90°C. Ces colorants réagissent avec la chitine, composante essentielle de la paroi fongique.

### 3.2.2.1. Technique d'évaluation de l'infection endomycorhizienne

Après la coloration, 50 fragments d'environ 1 cm prélevés au hasard, sont montés entre lame et lamelle, à raison de 10 fragments par lame, dans une goutte de lactoglycérol puis examinés au microscope photonique. Le calcul de la fréquence et de l'intensité de mycorhization est réalisée en utilisant les formules de calcul définies par (TROUVELOT et al., 1986):

\* **La fréquence de mycorhization (F)** qui reflète le degré d'infection du système racinaire.

$$F(\%) = 100 (N-n_0) / N$$

**N** : nombre de fragment observés.

**n<sub>0</sub>** : nombre de fragment sans trace de mycorhization.

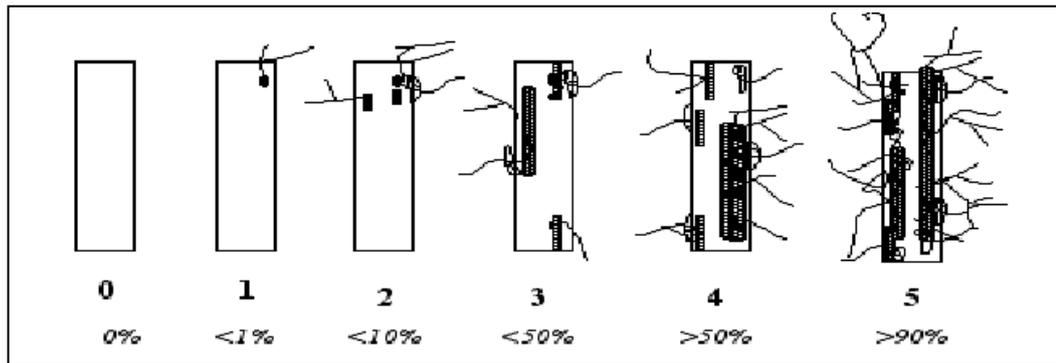
\* **L'intensité de mycorhization (M : intensité de mycorhization relative et m : intensité de mycorhization absolue)** qui exprime la portion du cortex colonisée par rapport à l'ensemble du système racinaire.

$$m (\%) = (95 n_5 + 70 n_4 + 30 n_3 + 5 n_2 + n_1) / (N-n_0)$$

$$M(\%) = (95 n_5 + 70 n_4 + 30 n_3 + 5 n_2 + n_1) / N$$

n<sub>5</sub>, n<sub>4</sub>, n<sub>3</sub>, n<sub>2</sub> et n<sub>1</sub> sont les nombres de fragments respectivement notés dans les cinq classes d'infection marquant l'importance de la mycorhization à savoir :

5= plus de 95%, 4= de 50 à 95%, 3= 30 à 50%, 2= 1 à 30% et 1= 1% du cortex.



**Figure 3.13** : les classes d'infection (0 à 5) d'un fragment racinaire endomycorhizé

Cette technique permet de juger l'état de la mycorhization et reflète les potentialités du système symbiotique. Le niveau de mycorhization des racines des plantes est estimé en pourcentage (%) par la présence ou l'absence des mycorhizes dans la racine.

### 3.2.3. Etude des spores

#### 3.2.3.1. Techniques d'isolement des propagules fongiques (spores, sporocarpes)

Pour isoler les propagules fongiques telles que les hyphes mycéliens, les spores et les sporocarpes contenues dans la phase extramatrice présente dans le sol, il est nécessaire que ce dernier soit lavé par la technique de tamisage humide.

#### 3.2.3.2. Technique de lavage par tamisage humide

Pour le lavage, les échantillons du sol sont versés directement dans un tamis à ouverture de maille de 0,500 mm de diamètre au dessus duquel se trouve un tamis à ouverture de maille de 0,005 mm de diamètre. L'ensemble est placé dans un évier pour ensuite être lavé à l'eau courante à très forte pression à l'aide d'une douchette reliée à un robinet. Le premier tamis est légèrement soulevé afin d'éviter le débordement de l'eau de lavage du tamis du dessous pour ne pas perdre des propagules fongiques.

Le rinçage est effectué jusqu'à ce que l'eau qui sort du deuxième tamis soit limpide. A l'aide d'une picette d'eau le contenu des deux tamis est transversé dans deux boites de Pétri séparées.

### 3.2.4. Etude du sol

Une analyse pédologique est nécessaire lors d'une endomycorhization dans les écosystèmes arbustifs. Les échantillons de sol sont collectés dans les trois parcelles (I, II et III) de la ferme pilote Ben Abdekader (Mouzaia). La collecte de sol est effectuée à des profondeurs variant de 10 à 20 cm [220], ensuite mélangés pour obtenir un échantillon représentatif.



**Figure 3.14 :** Profondeur d'échantillonnage (10 à 20 cm) du sol des trois parcelles d'olivier.

#### 3.2.4.1. Analyses chimiques

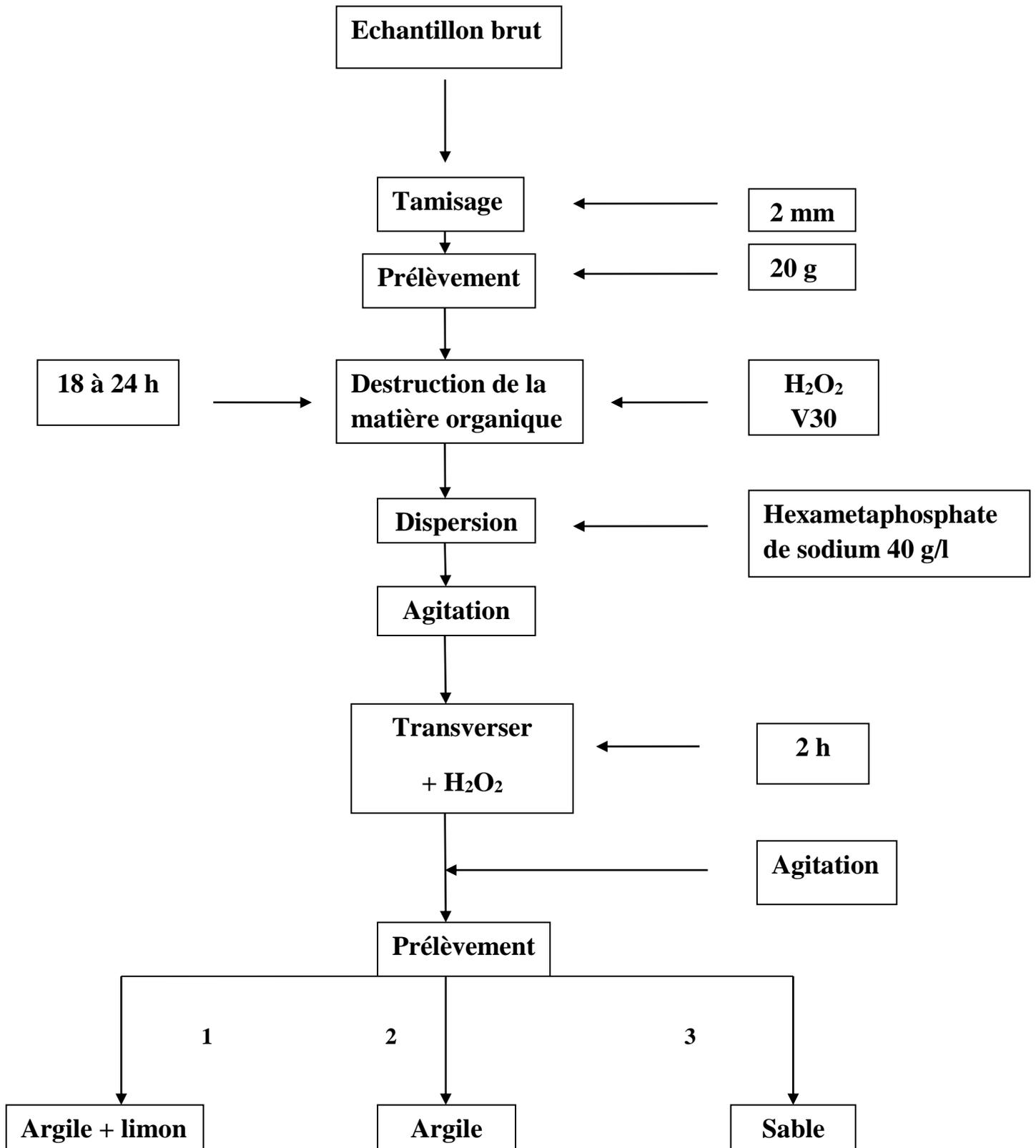
Elles comportent l'étude des paramètres suivants: le pH, la conductivité électrique, la matière organique, les calcaires (total et actif) et le phosphore (tableau 3.9).

#### 3.2.4.2. Analyses physiques

Elles comportent la granulométrie (figure 3.15) et l'humidité (tableau 3.9)

Tableau 3.9 : Méthodes d'analyse du sol

N° de parcelle	I			II			III		
N°d'échantillon	1	2	3	1	2	3	1	2	3
<b>Analyse</b>	<b>Méthode utilisée</b>								
<b>Granulométrie</b>	Par le procédé de sédimentation, à l'aide de pipette de ROBINSON, on a déterminé le pourcentage de différentes particules, ainsi que la texture des échantillons à l'aide de triangle de texture.								
<b>Taux d'humidité</b>	Nous avons utilisé la méthode de gravimétrie dont le principe consiste à sécher 10 g de chaque échantillon à l'étuve à 105 °C pendant 12 h. Le taux d'humidité actuel est déduit par la différence entre le poids du sol avant et après séchage.								
<b>Dosage du carbone</b>	Méthode ANNE (1945) $\%C = (V' - V) \cdot 0,3$ V' : Volume de sel de Mohr pour l'échantillon de sol. V : Volume de sel de Mohr pour l'échantillon témoin.								
<b>Dosage de La matière organique</b>	Méthode ANNE (1945) Le taux de M.O est déduit en multipliant le taux de carbone par le coefficient 1,72. $\% M.O = \% C \cdot 1,72$								
<b>Conductivité électrique + ph</b>	50 g du sol + 25 ml d'eau distillée, mélanger et laisser pendant 1h, passer la solution dans la centrifugeuse (2h).								
<b>Dosage du calcaire total</b>	Le dosage se fait par le calcimètre électrique de BERNARD. On dégage le dioxyde de carbone (CO <sub>2</sub> ) par l'acide chlorhydrique (HCL) et on mesure le volume de gaz avec une correction obtenue par un dosage de carbone de calcium pur. $\% \text{ Calcaire Total} = PV \cdot 100 pv$ P : poids de l'échantillon V : volume de CO <sub>2</sub> dégagé par l'échantillon. p : poids de CaCO <sub>3</sub> pur v : volume de CO <sub>2</sub> dégagé par le CaCO <sub>3</sub> pur.								
<b>Dosage du calcaire actif</b>	Ce dosage détermine la quantité d'ions de CA <sup>++</sup> qui réagit avec l'oxalate d'ammonium, on prépare deux échantillons. Témoin : 25 ml d'oxalate d'ammonium + 25 ml d'acide sulfurique (H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> ) concentré, on ajoute 100 ml d'eau distillée, le titrage se fait avec le permanganate de potassium (KMNO <sub>4</sub> ). Dès l'obtention d'une coloration rose persistante on note N ml (quantité de calcaire actif dans le témoin). Echantillon : après filtration on refait les étapes précédentes, on note n ml (quantité de calcaire actif dans le témoin).								



**Figure 3.15:** la méthode internationale du dosage de la granulométrie

### 3.2.5. Essai d'inoculation des plants d'olivier avant leur greffage

Dans la réalisation de cette expérience, nous nous sommes inspirés des travaux de plusieurs auteurs entre autres [221, 222, 223, 224, 225].

Le but de cette expérience est d'évaluer l'impact de la mycorhization sur les différents paramètres de croissance végétative et de déterminer ainsi la souche endomycorhizienne qui permet l'amélioration de la croissance végétative.

Au départ de l'expérience, les plants sont sortis de leur substrat, les racines lavées avec de l'eau distillée, un échantillon étant prélevé pour vérifier l'absence d'infection, mettre en évidence la mycorhization, selon la méthode de coloration de PHILLIPS et HAYMAN (1970).

La mise en évidence de l'efficacité de l'infection par les champignons endomycorhiziens à arbuscules et vésicules des sols nécessite l'utilisation de souches de champignons endomycorhiziens connues pour être infectives et performantes. Mais par manque de ces souches fongiques, nous avons lancé notre essai avec un inoculum contenant des racines excisées à partir des parcelles d'olivier.

L'inoculation des plants d'oléastre est réalisée 15 jours avant le greffage des plants d'oléastre. L'inoculum utilisé est :

- Racines excisées de la parcelle I (I<sub>I</sub>)
- Racines excisées de la parcelle II (I<sub>II</sub>)
- Racines excisées de la parcelle III (I<sub>III</sub>)

L'inoculation des plants d'oléastre avant leur greffage par la variété Chemlal consiste à mettre à proximité de chaque système racinaire environ 50 g d'inoculum utilisé sous forme de racines excisées. Après l'inoculation, le reste du substrat de culture est ajouté jusqu'à ce que les sachets de polyéthylène soient remplis. Tous les plants sont séparés par groupe. Les plants sont élevés sous serre non climatisée et les jeunes plants sont arrosés périodiquement à l'eau de robinet.



**Figure 3.16 :** aspect général des plants d'oléastre avant inoculation et greffage

Les plants d'oléastre issus de semis ont un bon développement foliaire et racinaire, et sont prêts au greffage, l'essai a eu lieu au mois de Mai 2012 (figure 3.16).

#### 3.2.5.1. Mesure des paramètres de croissance

Les paramètres correspondant à la croissance générale des plants mycorhizés et des plants témoins (pour les différents groupes) ont été évalués: la hauteur de la partie aérienne, la longueur des racines, le nombre de feuilles formées, le nombre de tige, le poids frais, le poids sec ainsi que le coefficient d'affinité a greffage dans le but de déterminer les effets des endomycorhizes sur la croissance des plants d'olivier.

#### **Coefficient d'affinité au greffage**

C'est un coefficient qui nous renseigne sur le degré d'affinité qui existe entre le porte greffe et le greffon. Le calcul de ce coefficient d'affinité est donné par la formule de PERRAUDIN (1968) :

$$C^{\circ} = C/A \times (C+A) / (2B) \times 10$$

**A** : étant la mesure du diamètre au dessus du point de greffe (diamètre du greffon).

**B** : représente la mesure du diamètre du point de greffe.

**C** : concerne le diamètre au –dessous du point de greffe (diamètre du porte-greffe).

Le diamètre moyen des portes greffes, greffon et point de greffe, sont des paramètres importants, qui nous renseignent sur l'évolution du porte greffe et du greffon. En effet, c'est le coefficient  $C^\circ$  qui nous informe sur le degré d'affinité qui peut exister entre le porte greffe et le greffon. Ainsi lorsque :

$C^\circ=10$  : c'est-à-dire que le diamètre du porte greffe est égale au diamètre du greffon, l'affinité est parfaite.

$C^\circ > 10$  : dans ce cas, le diamètre du porte greffe est supérieur au diamètre du greffon.

$C^\circ < 10$  : c'est-à-dire que le diamètre du greffon est supérieur au diamètre du porte greffe, ce qui correspond à la formation d'une excroissance du greffon plus ou moins accentuée. C'est le cas le plus défavorable pour les arbres fruitiers surtout quand ce coefficient tend vers zéro.

A la dernière date d'observation, les mesures du diamètre du porte greffe, du greffon et du point de greffe sont effectuées à l'aide d'un pied à coulisse.

### 3.2.5.2. Entretien des plants

Lors de notre expérimentation, différentes opérations sont réalisées à savoir :

\*Des arrosages sont effectués régulièrement tous les trois jours, les fréquences sont augmentées au fur et à mesure que la température augmente.

\*Des désherbages manuels sont effectués périodiquement.

\*Des ébourgeonnages (suppression des bourgeons) ont eu lieu au fur et à mesure de leur apparition afin d'éviter le développement de pousses inutiles qui vont concurrencer les ramifications situées sur le greffon.

### 3.2.6. Dispositif expérimental

Le dispositif expérimental choisi est un dispositif en randomisation totale, à un seul facteur qui est l'inoculation, comportant 04 traitements (I<sub>I</sub>, I<sub>II</sub>, I<sub>III</sub>) et le témoin I<sub>0</sub>. Chaque traitement est répété 15 fois soit un nombre total de 60 plants :

- I<sub>0</sub> : témoin (plants non mycorhizés).
- I<sub>I</sub> : inoculation avec racines excisées de la parcelle I.
- I<sub>II</sub> : inoculation avec racines excisées de la parcelle II.
- I<sub>III</sub> : inoculation avec racines excisées de la parcelle III.

### 3.2.7. Mise en évidence de l'infection après inoculation des plants d'olivier

Après Sept mois de culture, l'infection et la colonisation des racines par les champignons endomycorhizogènes indigènes est détectée par observation microscopique des segments de racines de 1cm de long traités et colorés selon la méthode modifiée de PHILLIPS et HAYMANN (1970), décrite précédemment. Les plants d'olivier greffés inoculés sont soigneusement déterrés de leurs substrats, leurs racines sont délicatement et abondamment rincées à l'eau distillée stérile.

### 3.2.8. Analyse statistique

Les résultats des mesures de la croissance des plants sont traités par des analyses de variance (ANOVA) et des comparaisons de moyennes à l'aide du logiciel SYSTAT version (7.0). Les différences entre les traitements sont confirmées par le test de Newman-Keuls au seuil de 5% ( $p < 0,05$ ).

La corrélation entre les paramètres du sol (pH, CE, MO, P) des trois parcelles d'olivier et la fréquence de mycorhization est effectuée avec le logiciel PAST version 1.91 en se basant sur l'analyse en composantes principales (ACP).

### 3.2.9. Évaluation du degré de dépendance mycorhizienne des plants d'olivier

L'effet de la mycorhization est estimé par le degré de dépendance mycorhizienne correspondant à la nécessité d'une plante à porter une mycorhize pour pouvoir atteindre une croissance maximale ou fournir un rendement donné en fonction d'un certain niveau de fertilité du sol [226]. Ce paramètre est calculé selon la formule :

$$\mathbf{DM = [(PS\ plant\ M - PS\ plant\ NM) / PS\ plant\ NM] \times 100}$$

D'où :

**PS plant M** : poids sec des parties aériennes des plants mycorhizés

**PS plant NM** : poids sec des parties aériennes des plants non mycorhizés

## CHAPITRE 4

### RESULTATS ET DICUSSIONS

#### 4.1. Mise en évidence de l'infection endomycorhizienne des trois parcelles d'olivier

##### 4.1.1. Estimation des paramètres d'infection mycorhizienne

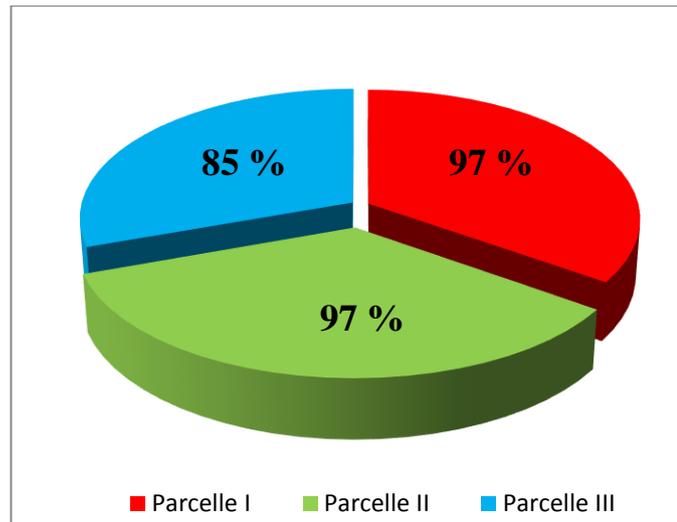
Les prélèvements effectués au mois de Mars et Septembre, ont montré que la fréquence de mycorhization des arbres est importante quels que soit la variété, l'âge des arbres et les saisons de prélèvement (figure 4.1).

Par ailleurs, les analyses de sols des 03 parcelles d'olivier ont montré que ces sols sont pauvres en éléments minéraux surtout en phosphore (0,00038%, 0,00024 % et 0,00026% pour les parcelles I, II et III respectivement). La pauvreté du sol en phosphore assimilable explique souvent la richesse en propagules de CMA [227,228, 229, 230].

En effet, les CMA sont plus fréquents dans les sols où le teneur en éléments minéraux est faible [231] et l'importance de la colonisation racinaire et la sporulation dépend du niveau de phosphore assimilable dans le sol [232, 233].

L'olivier s'est montré hautement mycotrophique, les pourcentages d'infection sont importants pendant les deux moments de prélèvement, le taux d'infection est supérieur à 80%, il est de 85% pour les oliviers âgés de 8 ans de la parcelle I et de 97% pour les deux autres parcelles indiquant ainsi la richesse du sol en propagules viables et son bon état biologique. Ces résultats rejoignent ceux de WUBET et al., (2003), D'AZCON-AGUILAR et al., (2003), de CARAVACA et al., (2005).

Les mêmes résultats ont été observés sur okoumé (*Aucoumea klaineana* P.) au Cameroun, dont le taux de mycorhization était élevé et cela indépendamment de l'âge des arbres [234].



**Figure 4.1 :** Diagramme représentatif des différents taux d'infection des trois parcelles d'olivier

L'intensité de mycorhization est plus élevée (75%) chez la variété Chemlal par rapport à celle des deux variétés Sevilane et Sigoise. Selon l'estimation de KORMANICK et MCGRAW (1982), on peut déduire que la mycorhize des trois variétés d'olivier correspondrait à la **classe 5** [235]. UHLMANN et al., (2006) ont révélé que les saisons ont une certaine influence sur les taux d'infection des racines endomycorhizées et le nombre de spores dans le sol. Ces auteurs ont constaté que l'infection des racines est plus élevée au printemps. Par ailleurs, GARDES et al., (2003) ont montré que les taux d'infection endomycorhizienne des racines de peuplier noir étaient plus élevés en automne (tableau 4.1).

**Tableau 4.1:** Taux d'infection par parcelle en fonction de la période du prélèvement en pourcentage (%)

Parcelle	Variété	Age	Mars	Septembre
<b>Parcelle I</b>	Sevilane	61 ans	95%	99%
<b>Parcelle II</b>	Sigoise	61ans	100%	94%
<b>Parcelle III</b>	Chemlal	8 ans	80%	90%

De nombreux travaux ont montré que les plantes cultivées dans les écosystèmes semi-arides et arides sont plus dépendantes des champignons endomycorhiziens à arbuscules [236, 235, 237].

Nos résultats laissent apparaître que les paramètres pédologiques qui favorisent l'établissement de la symbiose endomycorhizienne chez l'olivier sont une faible teneur en phosphore et en azote. Par ailleurs, des résultats analogues ont été obtenus pendant les périodes sèches sur les racines mycorhizées d'Eucalyptus du nord de l'Algérie [238] et du palmier dattier cultivé à Tafilalet dont les racines ont été prélevées pendant le mois d'avril [239]. NOUAÏM et CHAUSSOD (1996) et ONGUENE (2002), ont montré que dans les zones semi-arides et arides, où les sols sont souvent pauvres en éléments nutritifs en particulier en azote et en phosphore et où la période sèche peut se prolonger pendant plusieurs mois, la croissance des plantes dépend fortement de la symbiose mycorhizienne.

L'olivier est reconnu comme ayant un indice de colonisation mycorhizienne relativement élevée [240, 241]. L'analyse microscopique des différentes espèces végétales indigènes étudiées en Ethiopie par WUBET et al., (2003), révèle que ces dernières forment des endomycorhizes à vésicules et à arbuscules. Parmi ces espèces, (*Olea europaeae* ssp.). Ces mêmes auteurs ont estimé que le taux de mycorhization varie de 76 à 100% chez cette dernière ce qui correspondait à la classe 5 selon l'estimation proposée par KORMANIK et MCGRAW (1982).

A la lumière de nos résultats et selon l'estimation de KORMANICK et MCGRAW (1982), on peut déduire que l'infection endomycorhizienne de l'olivier, correspondrait à la **classe 5** dont le taux varie entre 76 et 100% pour les trois variétés d'olivier. Différentes espèces de champignons mycorhiziens à vésicules et arbuscules vivent étroitement en association avec les racines de l'olivier en conditions naturelles et présentent un potentiel infectieux élevé [242,243, 244, 245].

#### 4.1.2. Mise en évidence de l'association endomycorhizienne

Les examens microscopiques des racines des plants d'olivier, pour les trois parcelles, révèlent la présence des mycorhizes arbusculaires. Des résultats analogues ont été rapportés par d'autres auteurs [246, 235, 247, 243, 248]. Ce type de mycorhize est commun dans les systèmes de culture naturels [249].

Les différentes structures que nous avons observées sont: les hyphes extra-racinaires, les appressoriums, les hyphes intra-racinaires, les enroulements, les arbuscules, les vésicules et les spores intra-racinaires. Les CMA pénètrent dans les cellules corticales de l'hôte à l'aide d'appressoriums ou par les poils absorbants comme le décrit LIGRONE et al., (2007). Le champignon forme généralement une boucle dans la première cellule épithéliale qu'il pénètre puis progresse entre les cellules adjacentes pour coloniser les cortex racinaire grâce aux hyphes intra-racinaires.

Les hyphes intra-racinaires, d'aspect et de diamètre différents. Ces résultats rejoignent ceux de ZUBEK et al., (2008) qui ont mentionné que le mycélim intra-racinaire de la majorité des plantes prospectées à 2 µm de diamètre; il est de 20 µm selon PLENCHETTE (2005) et de 5 -10 µm selon GIOVANNETTI et al., (2010).

Peu d'enroulements sont formés par les complexes mycorhiziens des parcelles d'olivier, ils sont localisés dans les couches corticales externes des systèmes racinaires, généralement liés aux points de pénétration, ils sont intracellulaires.

Les vésicules présentent des formes variables (ovales à rondes), il est connu que les vésicules se forment seulement chez les genres appartenant aux Acaulosporacées, Gloméracées et Pacisporacées [250]. Ces structures ne se forment qu'après la sénescence et la résorption des arbuscules.

Les arbuscules sont généralement plus petits que les vésicules, ils sont éphémères (une à trois semaines). Nos observations microscopiques des racines d'olivier des trois parcelles

révèlent que la mycorhize arbusculaire formée par la CMA est de type «Arum» caractérisé par l'extension intercellulaire du champignon dans la racine.

La dominance des Gloméracées dans les zones arides et semi aride a été rapportée par de nombreux travaux [251, 252, 253, 254]. Nos résultats rejoignent ceux de nombreux auteurs qui ont rapporté que les Oléacées forment des MA de type « Arum » [255, 235, 242, 256]. Ce type morphologique de MA serait contrôlé par la plante hôte au niveau des espèces, c'est-à-dire que la morphologie de la MA est influencée par l'identité de la plante [255].

#### 4.1.3. Diversité des CMA des parcelles d'olivier du site de prélèvement

La méthode par tamisage humide du sol des trois parcelles d'olivier nous a permis d'isoler diverses spores qui se différencient par leurs caractéristiques morphologiques et leur dimension (diamètre généralement  $\leq 70 \mu\text{m}$  parfois de 40 et 500  $\mu\text{m}$ ). Nous suggérons que les spores isolées du substrat sont des fructifications du genre *Glomus*. Notre suggestion est basée sur le fait que se sont surtout les espèces du genre *Glomus* qui forment des spores en grappe.

D'autres spores solitaires possèdent des hyphes suspenseurs bien visibles. Nous avons observé un mycélium foncé septé cloisonné. Il a un diamètre relativement important et présente des crochets courts qui pourraient correspondre à des structures de reproduction asexuée. Ce mycélium semble produire des exsudats sous forme de gouttelettes tout au long de sa paroi.

La dominance des spores de petite taille dans les sols rhizosphériques a été rapportée par de nombreux auteurs [257, 258] ; elle est probablement liée à leur adaptation sélective au stress hydrique [259, 260]. Selon certains auteurs la densité des spores de CMA augmente dans les climats secs [261]; elle est liée à leur adaptation aux écosystèmes chauds secs et arides [257].

**Légende de la planche N° 4.1 :**  
Différentes structures microscopiques constituant les CMA

**Figure N°4.1.1:** Hyphes intracellulaire dans les cellules corticales de l'olivier (Grx1600).  
**C** : cortex, **En** : enroulements, **Hy Ec** : hyphe extracellulaire, **Hy Ic** : Hyphe intracellulaire

**Figure N° 4.1.2:** Endomycorhize présentant des vésicules dans les cellules corticales de l'olivier (Gr x 1 600).

**Figure N°4.1.3:** Endomycorhize présentant des enroulements dans les cellules corticales de l'olivier (Gr x 280).

**Figure N°4.1.4:** Pénétration du champignon endomycorhizien dans la racine avec formation d'appressorium (Grx640).

**Ap:** appressorium, **C** : cortex, **Hy Ec** : hyphe extracellulaire, **Hy Ic** : Hyphe intracellulaire

### Légende de la planche N°4.2:

Propagules isolées de la mycorrhizosphère des trois parcelles d'olivier

**Figure N°4.2.1 :** Spores regroupées en grappe sans peridium (cluster) de couleur brun clair mielleux, isolées de la parcelle III (Gr x 250).

**Figure N°4.2.2 :** Spores regroupées en grappe sans peridium (cluster) de couleur variant du blanc hyalin jusqu'au beige mielleux, isolées de la parcelle I et II (Gr x 250).

**Figure N°4.2.3 :** Détail d'une spore prélevée d'une grappe, de couleur claire, paroi épaisse, présence d'une structure circulaire liée à la spore, à paroi épaisse, en continuité avec l'hyphe suspenseur de la spore, rencontrée dans les parcelles I, II (Gr x 2 500).

**Figure N°4.2.4 :** Spores en phase de germination isolées de la parcelle III (Gr x 250).

**Figure N°4.2.5 :** Spore en phase de germination isolée de la parcelle I et II (Gr x 250).

**Figure N°4.2.6 :** Détail de la spore *Glomus* sp (Gr x 250).

**Figure N°4.2.7 :** Sporocarpe renfermant des spores de champignons endomycorhiziens à arbuscules (Gr x 250).

**Figure N°4.2.8 :** Hyphe pigmenté cloisonné à diamètre important et paroi épaisse (Gr x 2 500).

**Figure N°4.2.9 :** Hyphe foncé septé présentant des exsudats sous forme de gouttelettes (Gr x 2 500)

#### 4.2. Composition physico-chimique du sol des parcelles d'olivier de la ferme pilote

Des relations étroites ont d'ailleurs été mises en évidence entre les caractéristiques physico-chimiques et la microflore [262, 263]. Selon MICHEL-ROZALES et VALDES (1996) et UHLMANN et al., (2006), les facteurs abiotiques sont connus pour leur influence sur l'intensité de l'infection mycorhizienne et la production des spores dans le sol. L'expression de la symbiose mycorhizienne est influencée par les trois composantes de l'agro-écosystème: le sol, la plante et le champignon [264]. Le tableau 4.2 résume les résultats de l'analyse physico-chimiques du sol des trois parcelles. Pour l'interprétation des résultats analytiques du sol nous nous sommes basés sur les normes internationales de HENIN et al.,(1969) ces normes sont indiqués dans l'annexe 1.

Les analyses physiques des trois échantillons de sol prélevés dans les parcelles (I, II et III) montrent une large prédominance de sable par rapport aux autres éléments tels que les limons et l'argile avec une texture fine. Les proportions varient modérément d'une parcelle à une autre.

Dans la parcelle I, le pourcentage des sables (gros et fins) est de 44 %, par contre celui des limons est de 36 % alors que le pourcentage en argile est de 20 %. Le sol est limono sableuse avec une texture légère, la parcelle II, présente un pourcentage des sables (gros et fins) de 80 %. Par contre, celui des limons est de 16 % et de 4% en argile. Ces résultats montrent que ce sol est sableux. En ce qui concerne la parcelle III, le pourcentage des sables est de 48 %, celui des limons est de 20 % et le pourcentage en argile est de 32 %. Ces résultats montrent que ce sol est argilo limoneux.

Les résultats des analyses chimiques des échantillons de sols prélevés au niveau des trois parcelles prospectées montrent une légère différence qui peut être considérée comme négligeable en raison de la proximité des trois parcelles qui se trouvent dans la même ferme pilote. Les trois échantillons de sol analysés, laissent apparaître le caractère alcalin des sols, les valeurs de la conductivité électrique (CE) montrent que les sols n'ont pas atteint les deux millièmes selon l'échelle de HERRMANN (1980). Les valeurs indiquent que les sols sont pauvres en sel.

**Tableau N° 4.2 :** Caractéristiques physicochimiques du sol des trois parcelles prospectées.

<b>Stations</b>		<b>Parcelle I Sv</b>	<b>Parcelle II Sg</b>	<b>Parcelle III Ch</b>
<b>Résultats</b>				
<b>Granulométrie</b>	<b>% argile</b>	20	4	32
	<b>% sable</b>	44	80	48
	<b>% limon</b>	36	16	20
	<b>texture</b>	Limono sableuse	Sableuse	Argilo limoneuse
<b>Conductivité électrique (ms/cm)</b>		0,128	0,2	0,164
<b>Calcaire total (%)</b>		26,4	29,2	23,2
<b>Calcaire actif (%)</b>		6,19	2,9	5,1
<b>pH</b>		8,27	8,4	8,28
<b>Matière organique (%)</b>		1,212	0,3	1,0
<b>Azote total</b>		0,12	0,04	0,1
<b>Phosphore assimilable Ppm (%)</b>		3,80 0,00038	2,4 0,00024	2,6 0,00026
<b>C/N</b>		6	4,6	6,1

TARDIEU et al., (1990) considèrent que l'humidité volumique utile (H.U.) sur les sols limoneux ou argileux est constamment supérieure à 20% et BEN ROUÏNA et al., (1994) ont signalé que la valeur de la capacité de rétention des sols sableux est constamment faible, variant entre 1,5% au cours de la saison sèche et 12% lors de la saison pluvieuse. On peut donc déduire que la capacité de rétention est faible pour la parcelle II, moyenne pour la parcelle I et élevée pour la parcelle III.

Par ailleurs, PONS et GIANINAZZI-PEARSON (1984) ont montré que les variations du pH du milieu n'ont aucune influence sur la germination des spores ainsi que sur la croissance des hyphes chez *Glomus epigaeus* et *Glomus margarita*, par contre chez le genre *Glomus mosseae*, la germination des spores et la croissance des hyphes sont faibles en milieu acide (pH 5,8) et optimales en milieu neutre ou alcalin.

Nos résultats montrent que les sols sont moyennement calcaires, le calcaire actif reste faible. Par ailleurs, HALITIM (1988) et DJILI et al., (1999) ont signalé que l'ensemble du nord algérien est uniformément caractérisé par des sols calcaires.

De même, nous avons noté un faible taux en azote total et en phosphore. Les taux du phosphore assimilable se situent entre (0,00024%) et (0,00038%) et les proportions de l'azote total varient de 0,04 % à 0,12%. Ces valeurs montrent la pauvreté du sol en ces deux éléments indispensables pour une bonne croissance et un développement sain des plantes. La teneur en matière organique montre que le pourcentage est relativement faible d'où l'intérêt de la fertilisation et de la mycorhization.

Les caractéristiques du sol des trois parcelles indiquent que ces sols sont favorables à la prolifération des champignons mycorhiziens à arbuscules et à l'établissement de la mycorhization avec plusieurs variétés d'olivier. Des caractéristiques analogues des sols à CMA ont été rapportées par divers auteurs [265, 266].

La présence d'une quantité suffisante de matière organique dans le sol, induira après sa minéralisation une suffisance en éléments minéraux pour les plantes et par conséquent, empêchera l'établissement de la symbiose mycorhizienne [267, 268]. MECHRI et al., (2008) ont montré qu'un apport élevé en matière organique sous forme de déchets d'olivier récupérés du moulin, affecte en même temps les paramètres physiologiques de l'olivier et le taux d'infection endomycorhizienne des racines. Par ailleurs CARAVANA et al., (2002) ont signalé que la fréquence de la colonisation des racines de l'*Olea europea spp* cultivé sur un substrat de culture dépourvu de matière organique était considérablement élevée à ceux avec apport en matière organique.

Reste que, le principal facteur limitant la mycorhization est le niveau excessif de phosphore soluble dans le sol [269, 270]. L'enrichissement parfois considérable des sols en phosphore induit un effet biologique d'appauvrissement quantitatif et qualitatif de populations de champignons endomycorhiziens [27, 272]. De ce fait, les endomycorhizes sont presque inutiles aux plantes et la symbiose est temporairement empêchée [273, 274, 275]. EZAWA et al., (2000) ont montré que des niveaux élevés de la fertilisation de phosphore sur la culture de soja ont ralenti l'efficacité mycorhizogène.

Selon LE TACON (1985), l'élément phosphore, lorsqu'il se trouve en quantité élevée dans le sol, provoque une diminution des glucides dans les racines et par conséquent les champignons symbiotiques ne peuvent plus s'alimenter en composés carbonés et disparaissent.

L'efficacité des mycorhizes se manifeste particulièrement dans les sols dont les teneurs en phosphore sont très faibles. Certains travaux [267, 276], ont mis en évidence que la stimulation de la croissance des plantes mycorhizées est principalement attribuée à une meilleure nutrition phosphatée. Par ailleurs, SANGINGA et al., (2000) ont montré que le dolique de Chine (*Vigna unguiculata*) se développe rapidement et augmente la fixation d'azote dans les sols pauvres en phosphore, alors que l'infection est réduite par la fertilisation avec le phosphore [277].

Les travaux de SOW et al., (2008) ont révélé que les plantes d'oignon (*Allium cepa* L.) inoculées avec *Glomus fasciculatum* cultivées sur un sol pauvre en matières organiques et en phosphore assimilable, présente un pourcentage de mycorhization élevé de 85 à 93% et une augmentation significative du rendement, du calibre et du poids moyen des bulbes d'oignon comparativement aux plantes non inoculées et fertilisées.

Comme pour le phosphore, l'azote semble compromettre l'établissement de la relation endomycorhizienne dans des sols contenant des concentrations élevées en nitrogène [278, 279, 280]. En effet, JONNISON et al., (1980) ont observé qu'une fertilisation à forte teneur en azote réduit le pourcentage de colonisation de *Glomus spp.* dans les racines *Podocarpus*

*macrophyllus* (espèce ligneuse ornementale) de 58 % à 44 % à une concentration de 1250 kg/ha d'azote.

Par ailleurs, HUGUENIN (1982) a montré que certaines espèces végétales comme (*Casuarina equisetifolia*) endomycorhizées, apparaissent comme une espèce précieuse pour la fixation et la mise en valeur de certains sols marginaux tels que les sols dunaires des milieux tropicaux qui se manifestent par des déficiences en azote et en phosphore. De même, NOUAÏM et CHAUSSOD (1996) ont signalé le rôle des champignons mycorhiziens dans les sols pauvres ou affectés par la sécheresse et REQUENA et al., (2006) ont mentionné que les plantes mycorhizées se développent plus facilement dans les écosystèmes arides où les milieux sont nettement carencés en éléments nutritifs.

#### 4.3. Essai de mycorhization des plants d'olivier en pépinière

##### 4.3.1. Estimation de la croissance des plants d'olivier mycorhizés en pépinière

La croissance des plants d'olivier est estimée par 7 paramètres:

- la hauteur de la partie aérienne
- longueur des racines
- le nombre de tiges
- le nombre des feuilles
- le poids frais
- le poids sec
- le degré d'affinité (greffon –porte greffe)

Les résultats obtenus montrent que la mycorhization favorise la croissance des plants d'olivier après leur greffage par rapport aux témoins. Cette différence est surtout liée à une importante augmentation du chevelu racinaire que l'on observe sur les plants inoculés. Nous avons constaté que l'effet de l'endomycorhization sur la croissance des plants varie

selon l'inoculum fongique des trois parcelles; Pendant les premiers stades du développement des plants, la croissance des plants mycorhizés était analogue à celle des témoins.

L'effet de l'inoculation sur les paramètres de croissance s'est révélé, par ailleurs, dépendant de la variété d'olivier à l'état naturel et indépendant de la fréquence de mycorhization d'olivier. L'inoculation avec les racines excisées de la variété Chemlal qui présente une fréquence de mycorhization de 97% semble donc avoir un effet sur la croissance des plants d'olivier greffés par la même variété.

Il faut toute fois mentionner que les plants du traitement I<sub>III</sub> ont montré une réponse favorable constante à l'inoculation pour tous les paramètres de croissance mesurés. Les deux traitements I<sub>I</sub> et I<sub>II</sub> présentent une réponse favorable mais différente pour les paramètres de croissance mesurés.

De cette augmentation résulte évidemment une capacité d'absorption minérale accrue qui se trouve dans les variations de croissance des plants (hauteur, nombre de tiges et nombre de feuilles). Par conséquent, elle peut favoriser une augmentation du taux photosynthétique et une plus grande disponibilité en carbohydrates qui est indispensable à l'établissement de la symbiose endomycorhiziennes; de ce fait sur la fréquence de l'infection.

D'un point de vue plus pratique, cette augmentation des paramètres de croissance ainsi que la réussite de l'essai de mycorhization pourrait éventuellement déboucher sur des améliorations de l'affinité greffon/porte-greffe ainsi qu'une meilleure résistance des jeunes plants à la crise de transplantation.

Ces résultats confirment ceux déjà cités sur les avantages d'une mycorhization précoce des plantes au cours des premières phases de leur développement [281, 282, 246]. Ainsi, diverses recherches ont mis en évidence que les plantes mycorhizées font preuve d'une plus grande croissance [284].

Le comportement de l'olivier vis-à-vis de la mycorhization paraît similaire à celui de nombreuses plantes ligneuses telles que: l'eucalyptus (*Eucalyptus camaldulensis*) [284], le chêne (*Quercus robur* L.) [285]; le jujubier [231], le bananier [286], le prunier [287], les

plantes ligneuses ornementales [288] ainsi que des plantes herbacées comme le poireau [287], l'oignon (*Allium cepa* L.) [289].

En effet, le gain de croissance observé pourrait s'expliquer soit par l'amélioration de l'absorption de l'eau et des minéraux présents dans le sol ou par une meilleure assimilation du phosphate et d'autres éléments peu mobiles tels que le cuivre et le zinc; c'est à partir de la 6ème semaine qu'on observe leurs différences de croissance.

La croissance la plus importante des plants serait liée aux champignons mycorhiziens qui ont donné le meilleur taux d'infection mycorhizienne et qui sont aptes à coloniser plus rapidement les racines (meilleure intensité mycorhizienne).

Des résultats analogues, montrant la relation entre la stimulation de la croissance des plants et le niveau élevé d'infection mycorhizienne par les CMA, ont été obtenus dans les cas de la vigne [290] et du palmier dattier [291].

En conclusion, on peut dire que nos résultats rejoignent ceux de BEDDIAR et al., (2008), qui ont montré des différences significatives des paramètres de croissance et de la fréquence de la colonisation endomycorhizienne dans les racines de l'oléastre (*Olea oleaster*) par rapport aux plants témoins.

**Légende de la planche N° 4.3 :**

Parties aériennes et souterraines des plants d'olivier inoculés en pépinière

**Figure N°4.3.1:** Aspect général des 4 traitements (I<sub>0</sub>, I<sub>I</sub>, I<sub>II</sub> et I<sub>III</sub>) de l'essai de la mycorhization contrôlée à la fin de l'expérience.

**Figure N°4.3.2:** Aspect général du système racinaire des 4 traitements (I<sub>0</sub>, I<sub>I</sub>, I<sub>II</sub> et I<sub>III</sub>) de l'essai de la mycorhization contrôlée à la fin de l'expérience.

**Figure N°4.3.3:** Aspect général de la partie aérienne du plant témoin (I<sub>0</sub>).

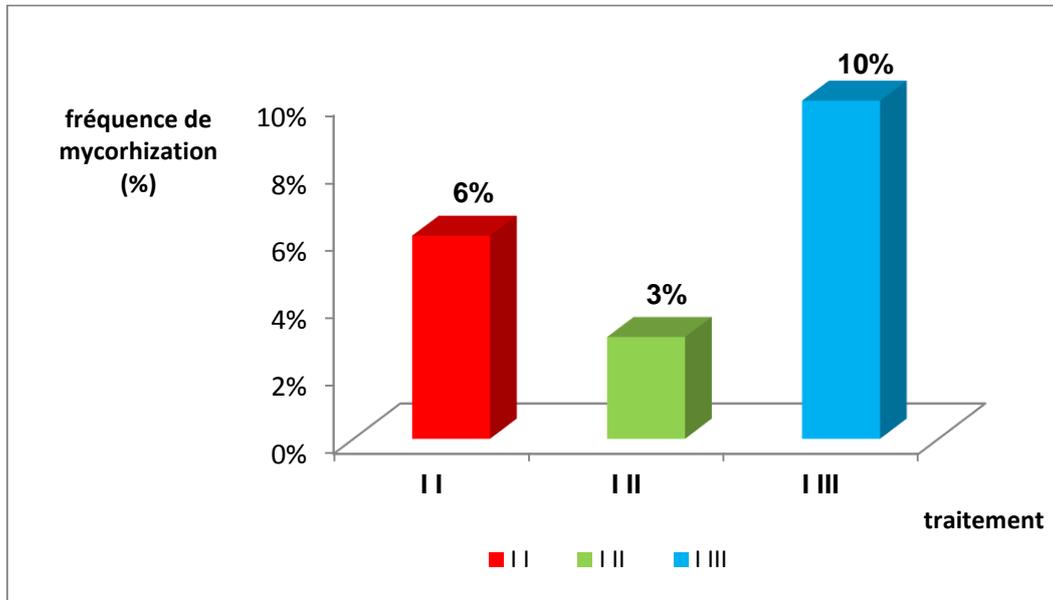
**Figure N°4.3.4:** Aspect général de la partie aérienne d'un plant représentatif du traitement (I<sub>I</sub>).

**Figure N°4.3.5:** Aspect général de la partie aérienne d'un plant représentatif du traitement (I<sub>II</sub>).

**Figure N°4.3.6:** Aspect général de la partie aérienne d'un plant représentatif du traitement (I<sub>III</sub>).

#### 4.3.2. Estimation des paramètres d'infection des plants d'olivier inoculés

Les observations microscopiques des tissus racinaires des plants d'olivier inoculés par les fragments racinaires ont révélé la présence de mycorhizes arbusculaires. Les résultats représentés par l'histogramme montrent que l'olivier est mycotrophe.



**Figure N° 4.2:** fréquence de mycorhization des plants d'olivier mycorhizés en pépinière

On constate que les fréquences d'infection des systèmes racinaires sont pratiquement nulles lors de 20 jours qui suivent l'inoculation; au cours de cette période les propagules fongiques germent pour produire du mycélium pré-symbiotique. Ces résultats concordent avec ceux de DALPE et al., (2005) qui ont montré que l'infection s'effectue en 3 à 12 jours.

Après la phase de reconnaissance entre les deux partenaires par les échanges moléculaires, l'interaction entre les deux symbiotes débute. Pendant les premiers stades du développement des plants, la croissance des plants mycorhizés était analogue à celle des témoins; La croissance la plus importante des plants d'olivier greffés serait liée aux CMA qui ont donné le meilleur taux d'infection mycorhizienne et qui sont aptes à coloniser plus rapidement les racines (meilleure intensité mycorhizienne).

Des résultats analogues, montrant la relation entre la stimulation de la croissance des plants et le niveau élevé d'infection mycorhizienne par les CMA, ont été obtenus dans les cas de la vigne [290] et du palmier dattier [291].

Contrairement aux études citées dans la bibliographie, les plants d'olivier utilisés dans cet essai sont greffés. La combinaison greffon/porte-greffe pourrait influencer la compatibilité de la plante hôte avec son partenaire fongique, car le greffon peut influencer le comportement du porte-greffe et vice versa (HARTMANN et COLL, 1990).

Lorsque la mycorhization intervient dans l'organisme d'un plant alors qu'il ne l'était pas, toute sa physiologie sera troublée. La cellule qui s'auto-suffisait toute seule, aura d'autres fonctions à effectuer: elle doit produire plus de glucose, de fructose et de mannitol afin que la cellule du champignon puisse se les procurer.

Dans ce travail, l'étude de l'influence des champignons MA a été abordée par une approche globale pour déterminer si ces champignons symbiotiques ont un effet sur la croissance des plants d'olivier en pépinière.

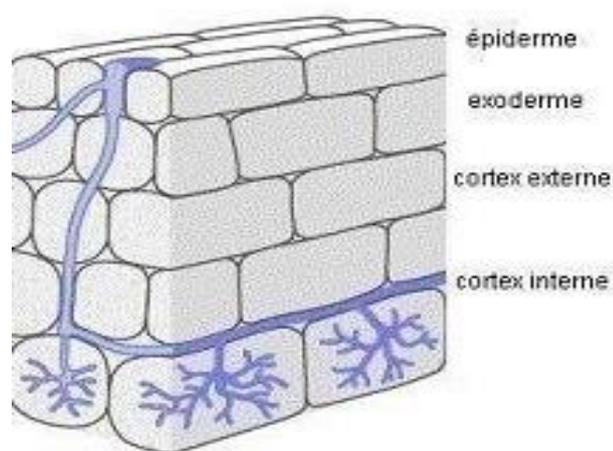
On peut expliquer cette liaison par l'approche systémique, qui est un concept central de la systématique d'organisation où les « êtres vivants sont des systèmes éminemment organisés, aussi bien vers l'intérieur (jusqu'au niveau moléculaire), que vers l'extérieur ».

Selon DE-ROSNEY (1975), un système est un ensemble d'éléments en interaction dynamique, organisé en fonction d'un but, celui de « maintenir ses équilibres et de permettre le développement de la vie ».

C'est le cas du phénomène de la mycorhization qui s'établit entre la cellule de la plante hôte et la cellule du champignon, formant un ensemble équilibré tant que tous les échanges habituels s'effectuent. D'ailleurs, LANIER (1975), explique que cet équilibre est un équilibre interne stable ou définitif: de longue durée permettant la vie des deux organismes. Le système se verra déstabilisé si l'un ou l'autre élément subit un désagrément, si on cultive la plante dans un milieu sans l'existence de son symbiote obligatoire, la plante se verra déséquilibrée et ne croîtra pas autant que lors des conditions de son existence.

La croissance de nouvelles racines est influencée par plusieurs processus physiologiques ainsi que par l'architecture et la quantité de racines vivantes au moment de la mise en terre [292]. Ainsi, un plant avec un système racinaire plus branchu pourrait permettre une meilleure initiation des nouvelles racines après la mise en terre. Il a été démontré que l'architecture racinaire de plants de *Pin ponderosa* cultivés sous des régimes hydriques plus secs avait une proportion plus élevée de racines fines [293]. Cependant, aucune différence significative n'a été observée à ce jour entre l'architecture racinaire de jeunes plants d'épinette blanche produits en récipient et soumis à différentes régimes d'irrigation [294, 295].

Après inoculation, les premiers signes d'infection apparaissent, selon les espèces, au cours des 3 à 12 jours qui suivent [296]. En premier lieu, le champignon mycorhizien, sous forme de spore ou d'hyphe, doit reconnaître une racine pouvant lui servir d'hôte. Notons qu'une plante déficiente en phosphore produit ces composés en plus grande quantité [297]. Aucun composé précis n'a cependant été identifié jusqu'à maintenant. Le champignon établit alors un appressorium à la surface de la cellule et pénètre la racine [298]. Le mycélium peut ainsi passer de cellule en cellule et former des vésicules et des arbuscules. Le champignon ne pénètre jamais dans le cytoplasme des cellules de l'hôte. Un réseau d'hyphes extra-racinaires se forme dans le but de recueillir de l'eau et des éléments minéraux, comme le phosphore, lesquels sont ensuite échangés avec la plante en retour d'hydrates de carbone

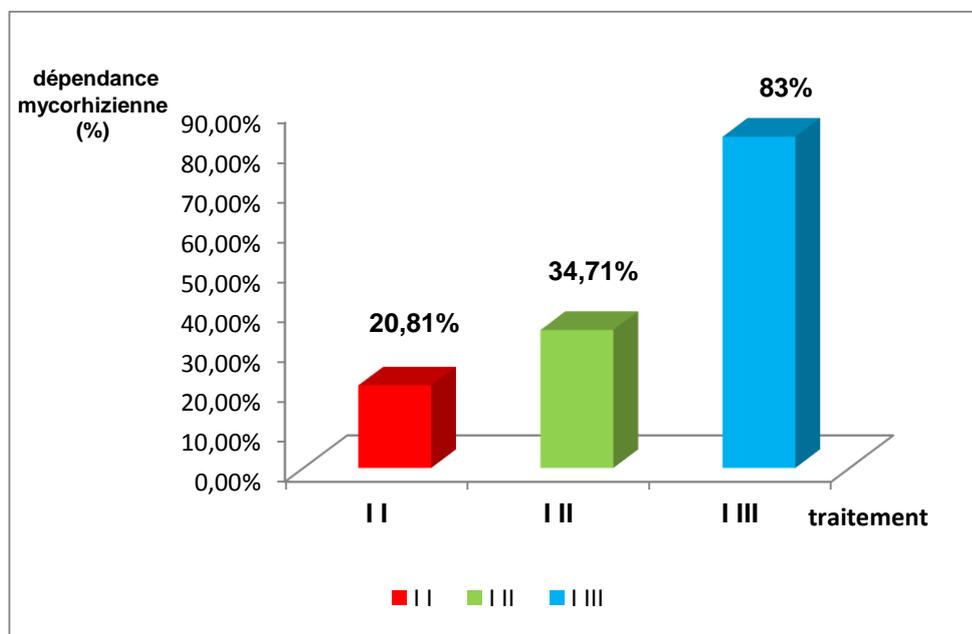


**Figure N°5.1:** Vue schématique du développement d'un champignon à travers les différentes couches cellulaires d'une racine (PARNISKE, 2004).

Le champignon MA sous forme de racines excisées a significativement augmenté la croissance des plants d'olivier. L'origine du champignon serait donc déterminante quant à son influence sur la croissance des plants. Par ailleurs, l'intensité de la colonisation mycorhizienne, mesurée au moment de la récolte, ne semble pas refléter l'intensité de l'effet du champignon sur la croissance de la plante. Les performances de croissance de la plante sont améliorées de manière variable par la mycorhization, en fonction de l'inoculum fongique utilisé. Le choix du champignon est en effet crucial, le traitement I<sub>III</sub> utilisé a eu un rôle combiné particulier sur la croissance des plants, qui peut différer de celui d'autres inoculums de champignons.

#### 4.3.3. Estimation de la dépendance mycorhizienne des plants d'olivier

Les résultats obtenus montrent que les plants d'oliviers sont différemment dépendants de la mycorhization. La dépendance mycorhizienne dans notre expérience est déterminée par l'inoculum fongique [231, 292]. Nos résultats confirment donc que le traitement I<sub>III</sub> assure une meilleure alimentation minérale (surtout le phosphore) pour une bonne croissance des plants. Ces résultats rejoignent ceux de JAIZME-VEGA et al., (2002) qui rapporté que le bananier montre une plus grande dépendance vis-à-vis de *Glomus intraradices* (50%) que *Glomus manihotis* (35%).



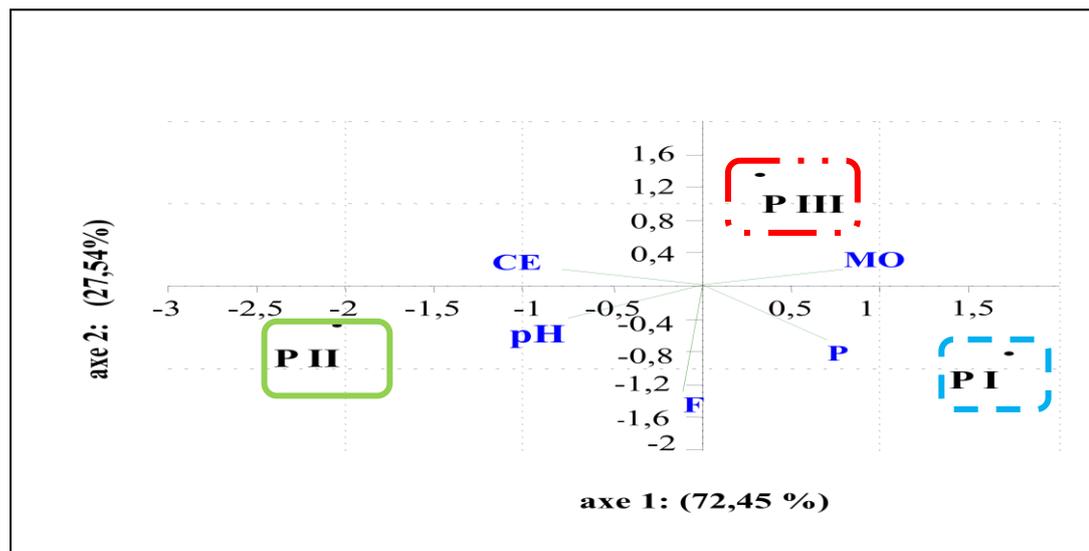
**Figure N° 4.3:** Dépendance mycorhizienne des plants d'olivier mycorhizés en pépinière

#### 4.4. Analyse statistique

##### 4.4.1. Influence des facteurs abiotiques sur la fréquence de colonisation des racines de l'olivier du site de prélèvement

L'étude des corrélations est basée sur l'analyse en composantes principales (ACP), effectuée avec le logiciel PAST version 1.91. Nous avons étudié la corrélation entre les paramètres du sol (pH, CE, MO, P) et la fréquence de mycorhization dans les trois parcelles d'olivier, en utilisant le Logiciel PAST.

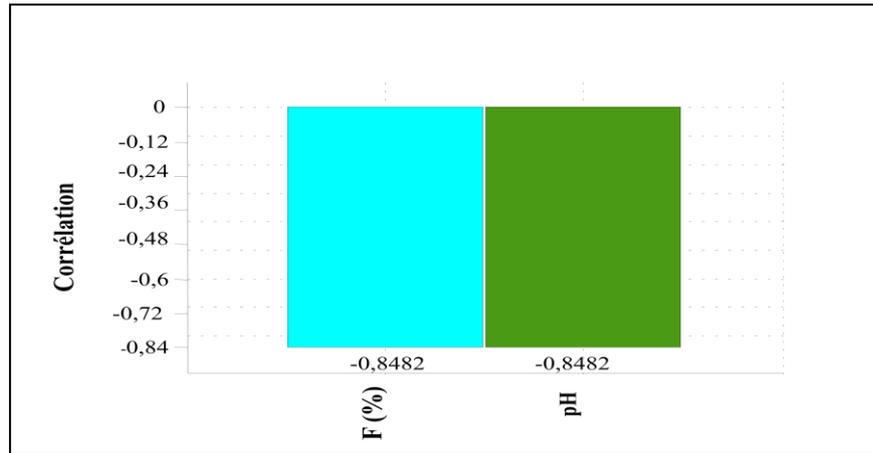
Une étude basée sur l'analyse en composantes principales (ACP), effectuée sur les trois parcelles montre la présence d'une corrélation négative par rapport à l'axe 1 (72,45 %) entre la fréquence de mycorhization, le pH et la conductivité électrique (CE).



**Figure N° 4.4:** Analyse en composantes principales (ACP) des trois parcelles d'olivier et les paramètres du sol et la fréquence de mycorhization

##### 4.4.1.1. Corrélation entre la fréquence de mycorhization (F) et le pH du sol

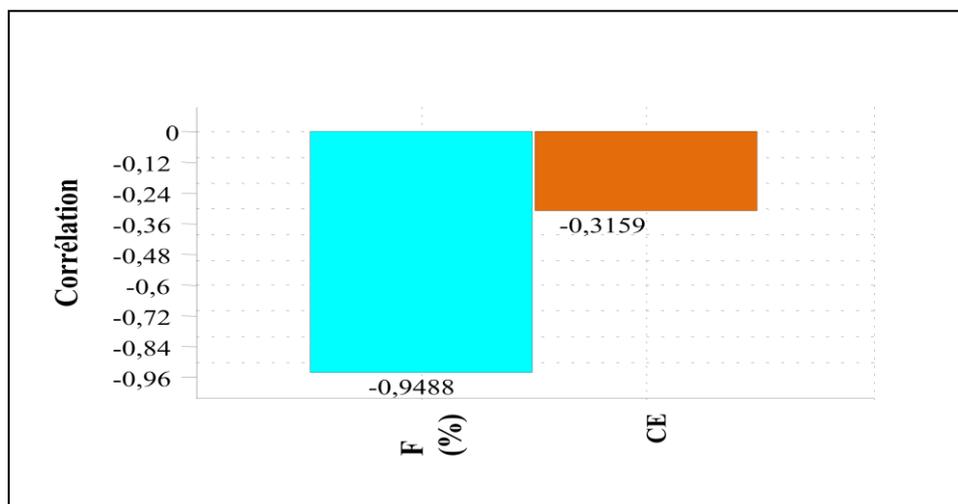
Nous avons analysé la corrélation entre le pH et la fréquence de mycorhization dans les trois parcelles (figure N°4.2). Nous pouvons conclure qu'il existe une corrélation négative entre le pH du sol et la fréquence de mycorhization (F) à un intervalle de confiance de 95 %.



**Figure N° 4.5:** Corrélation entre la fréquence de mycorhization (F) et le pH dans les trois parcelles d'olivier

#### 4.4.1.2. Corrélation entre la fréquence de mycorhization (F) et la conductivité électrique (CE)

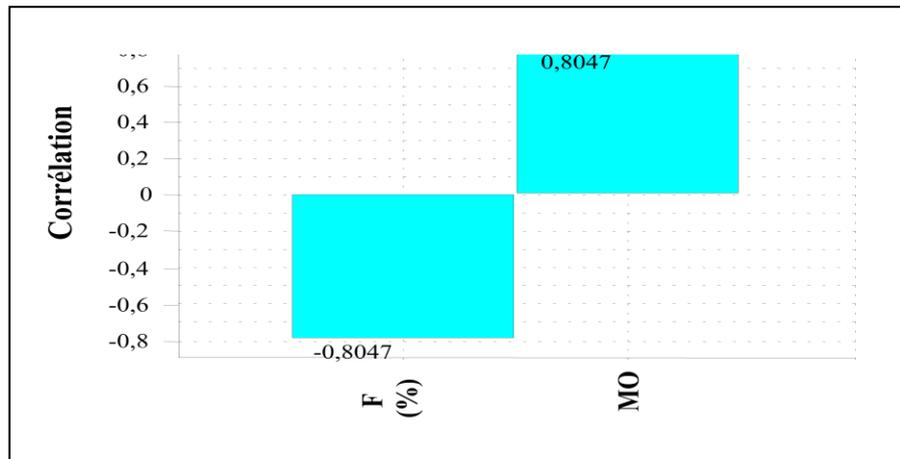
Nous avons étudié la corrélation entre la fréquence de mycorhization (F) et la conductivité électrique (CE) du sol des trois parcelles d'olivier. Dans ce cas, nous remarquons l'existence de corrélation entre la conductivité électrique (CE) du sol et la fréquence de mycorhization (F) des trois parcelles d'olivier.



**Figure N° 4.6:** Corrélation entre la fréquence de mycorhization (F) et la CE dans les trois parcelles d'olivier

#### 4.4.1.3. Corrélation entre la fréquence de mycorhization (F) et la matière organique (MO)

Nous supposons que la différence de teneur en matière organique obtenue lors de l'analyse pédologique peut avoir une influence sur la diversification de la fréquence de mycorhization dans les trois parcelles d'olivier. Nous pouvons conclure qu'il n'y a pas de corrélation entre la matière organique du sol et la fréquence de mycorhization.

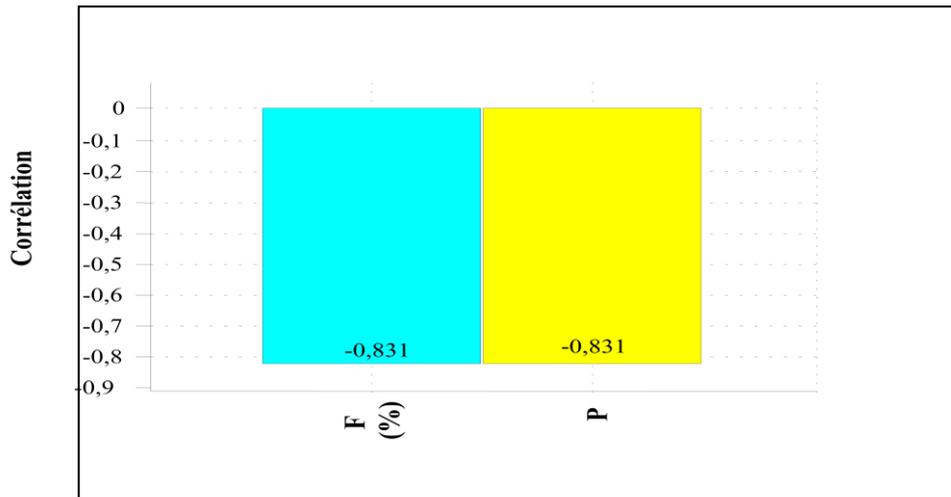


**Figure N° 4.7:** Corrélation entre la fréquence de mycorhization (F) et la matière organique dans les trois parcelles d'olivier.

#### 4.4.1.4. Corrélation entre la fréquence de mycorhization (F) et le phosphore assimilable du sol (P)

Nous avons jugé le paramètre phosphore intéressant, d'après la bibliographie, on a cherché à savoir s'il peut exister ou non une corrélation avec la fréquence de mycorhization.

La figure ci-dessous montre l'existence d'une corrélation négative entre les deux paramètres testés qui vont dans le même sens, nous pouvons ainsi conclure qu'il ya une influence du phosphore assimilable du sol sur la fréquence endomycorhizienne (F).



**Figure N° 4.8:** Corrélation entre la fréquence de mycorhization (F) et le phosphore assimilable (P) dans les trois parcelles d'olivier.

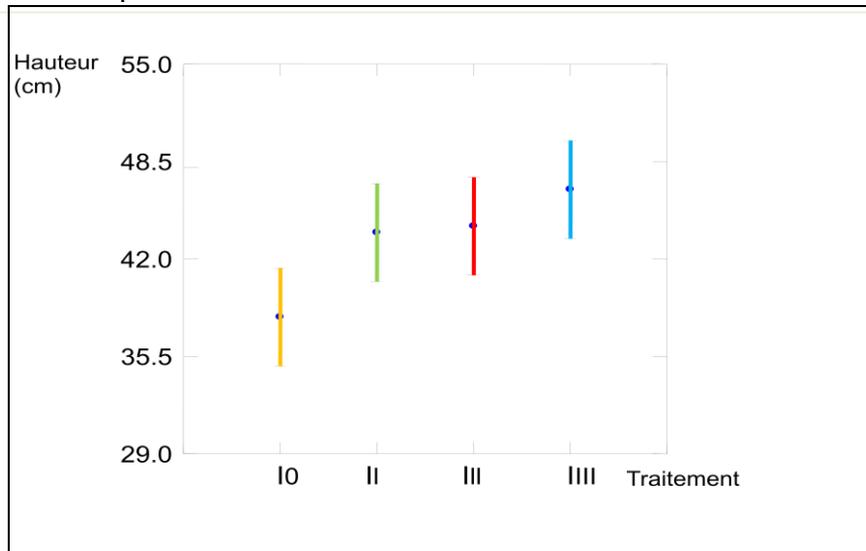
#### 4.4.2. Influence de l'inoculation sur les paramètres de croissance des plants d'olivier en pépinière

Les résultats obtenus montrent une différence de croissance entre les plants d'olivier mycorhizés et les témoins dans les 4 niveaux d'inoculation. L'effet de l'inoculation sur les paramètres de croissance s'est révélé, par ailleurs, dépendant de la variété d'olivier à l'état naturel et indépendant de la fréquence de mycorhization d'olivier. L'inoculation avec les racines excisées de la variété Chemlal qui présente une fréquence de mycorhization de 97% semble donc avoir un effet sur la croissance des plants d'olivier greffés par la même variété.

Pour la hauteur des plants, les trois traitements I<sub>I</sub>, I<sub>II</sub> et I<sub>III</sub> ont présenté une augmentation de hauteur par rapport au témoin. Les plants I<sub>III</sub> inoculés avec les racines excisées de la variété Chemlal ont présenté une augmentation de la hauteur et de la longueur des racines par rapport aux plants I<sub>I</sub>, I<sub>II</sub> et par rapport au témoin. En contre partie, le nombre de feuilles était inférieur chez les plants inoculés. Nous avons observé, d'autre part, que l'inoculation endomycorhizienne a permis d'augmenter le degré d'affinité greffon/porte-greffe.

#### 4.4.2.1. Hauteur des plants

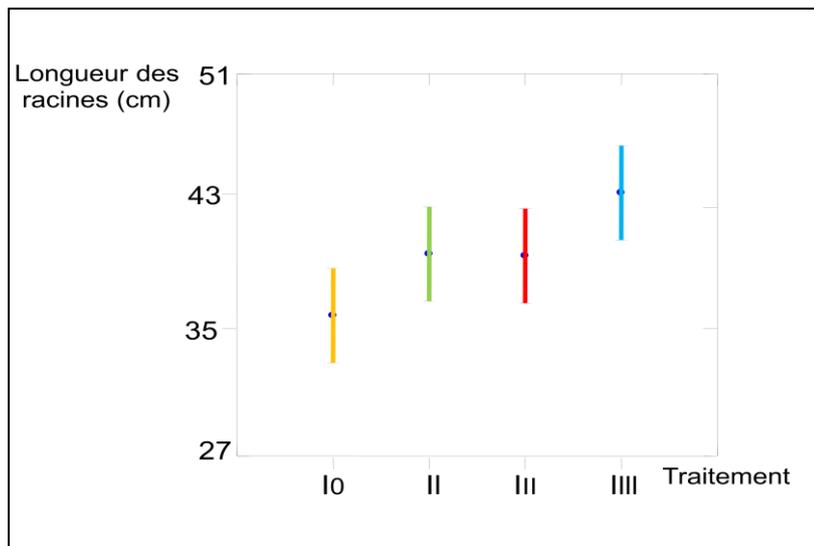
Les analyses de variances montrent des effets significatifs marqués de la mycorhization sur la hauteur des plants inoculés.



**Figure N° 4.9:** Hauteur des plants d'olivier en pépinière de l'essai de la mycorhization

#### 4.4.2.2. Longueur des racines

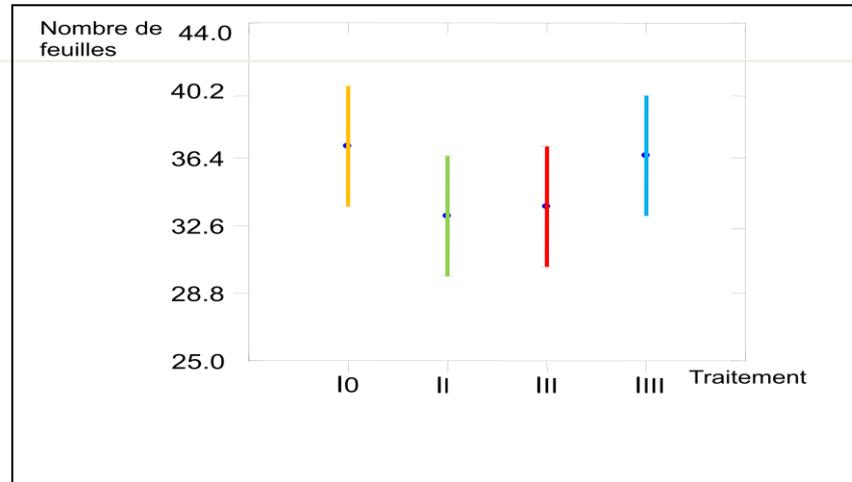
Les analyses de variance montrent des effets significatifs marqués la mycorhization sur la longueur des racines des plants inoculés (Annexe 2). Les plants inoculés par les CMA ont une longueur des racines plus importante que celle des plants non mycorhizés.



**Figure N° 4.10:** Longueur des racines des plants d'olivier en pépinière

#### 4.4.2.3. Nombre de feuilles

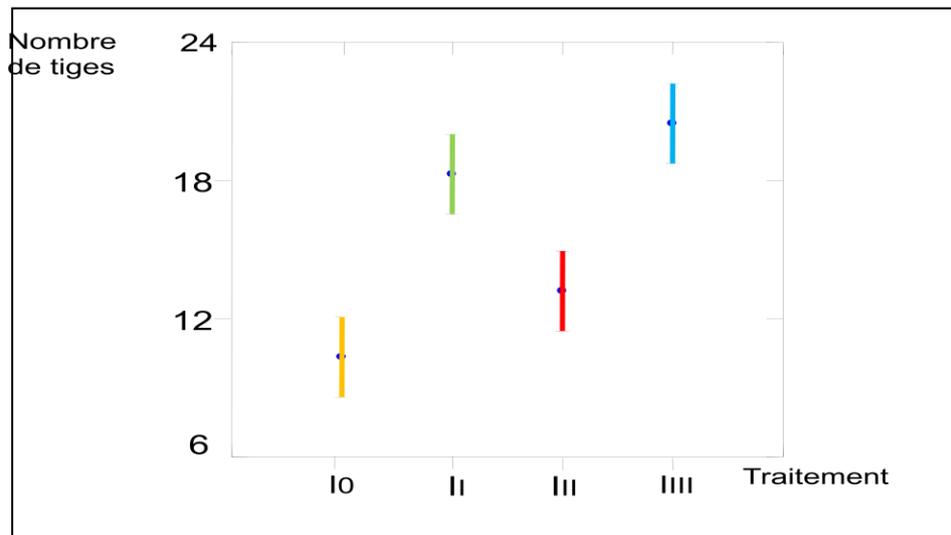
Les analyses de variance montrent des effets non significatifs de la mycorhization sur le nombre de feuilles des plants inoculés (Annexe 2).



**Figure N° 4.11:** Nombre de feuilles des plants d'olivier en pépinière

#### 4.4.2.4. Nombre de tiges

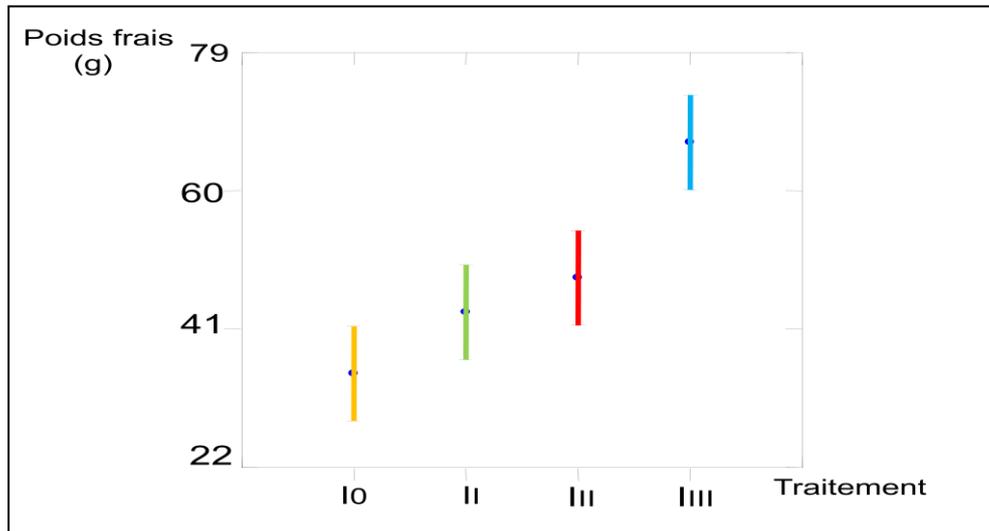
Les analyses de variance montrent des effets significatifs marqués de la mycorhization sur le nombre de tiges des plants inoculés (Annexe 2). Les plants inoculés par les CMA ont un nombre de tiges plus important que celui des plants non mycorhizés.



**Figure N° 4.12:** Nombre de tiges des plants d'olivier en pépinière

#### 4.4.2.5. Poids frais (g)

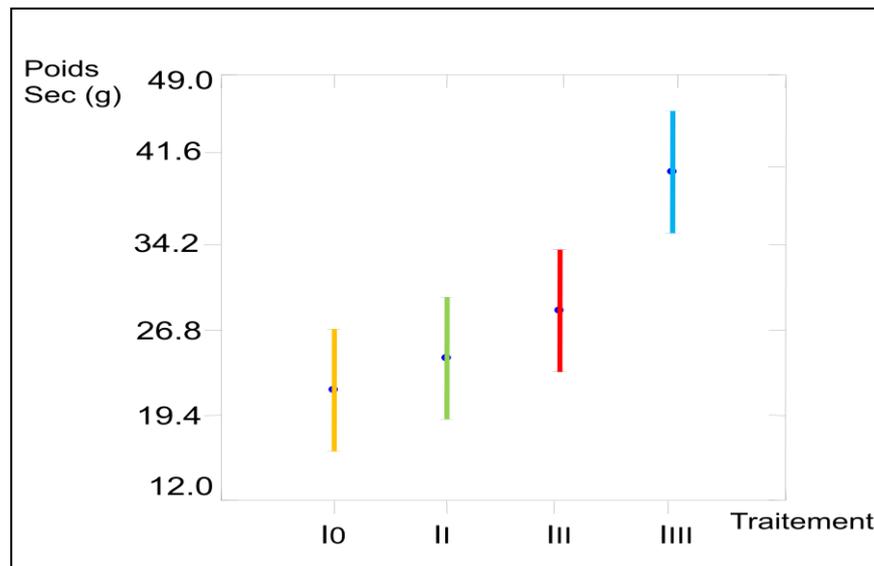
Les analyses de variance montrent des effets significatifs marqués de la mycorhization sur le poids sec de la partie aérienne des plants inoculés (Annexe 2).



**Figure N° 4.13:** Poids frais des plants d'olivier en pépinière

#### 4.4.2.6. Poids sec

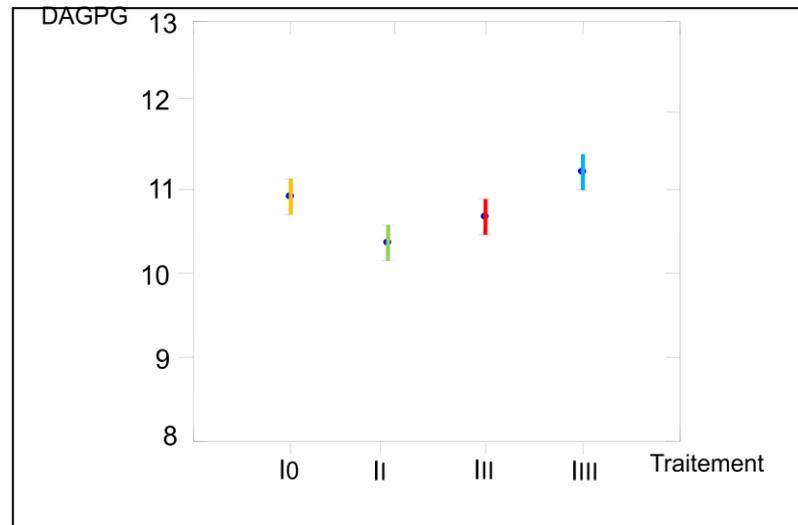
Les analyses de variance montrent des effets significatifs marqués de la mycorhization sur le poids sec de la partie aérienne des plants inoculés (Annexe 2).



**Figure N°4.14:** Poids sec des plants d'olivier en pépinière

#### 4.4.2.7. Degré d'affinité greffon /porte -greffe

Les analyses de variance montrent des effets significatifs marqués de la mycorhization sur le poids sec de la partie aérienne des plants inoculés (Annexe 2).



**Figure N°4.15:** Degré d'affinité greffon porte greffe des plants d'olivier en pépinière

## CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Très peu de travaux portant sur la mycorhization des espèces ligneuses, au cours de la phase de multiplication végétative, ont été rapportés dans la littérature scientifique jusqu'à présent. Notre étude a porté sur un essai de mycorhization des plants d'olivier en pépinière.

L'étude pédologique des sols des parcelles prospectées (site de prélèvement) a montré une large prédominance de sables par rapport aux autres éléments tels que les limons et les argiles avec une texture fine. Dans la parcelle I, le pourcentage des sables (grossiers et fins) est de 44 %, par contre celui des limons est de 36 % alors que le pourcentage en argile est de 20 %. Le sol est limono sableuse avec une texture fine, la station II, présente un pourcentage des sables (grossiers et fins) de 80 %, par contre, celui des limons est de 16 % et le pourcentage en argile est de 4 %. Ces résultats montrent que ce sol est sableux. En ce qui concerne la station III, le pourcentage des sables est de 48 %, celui des limons est de 20 % et le pourcentage en argile est de 32 %. Ces résultats montrent que ce sol est argilo limoneux.

Par ailleurs, les analyses chimiques ont montré que les sols sont à caractère calcaire, alcalin (pH 8,27 à 8,4), pauvres en sel, en azote et en phosphore. Leur teneur en matière organique est relativement faible.

Les examens microscopiques des fragments de racines des variétés Sevilane, Sigoise et Chemlal d'olivier ont révélé la présence, dans tous les échantillons racinaires, des structures caractéristiques des endomycorhizes arbusculaires: des arbuscules, des vésicules cela indépendamment de la variété, l'âge et de la saison de prélèvement des échantillons.

Le taux d'infection des racines par les endomycorhizes à arbuscules est très élevé (plus de 80%) pour tous les oliviers étudiés, indiquant le caractère mycotrophique de l'espèce végétale.

La mycorhization contrôlée des plants d'olivier en pépinière a montré les effets significatifs des champignons endomycorhiziens présents dans les racines de l'olivier à l'état naturel sur la croissance des plants (parties aérienne et souterraine), ainsi que la dépendance de cette variété d'olivier vis-à-vis des mycorhizes qui ont une morphologie analogue aux mycorhizes naturelles.

Par ailleurs, l'amélioration des techniques de pépinière pour la production de plants d'olivier est une étape incontournable, qui doit impérativement être maîtrisée. L'utilisation de la mycorhization contrôlée pourrait probablement augmenter de façon importante la réussite des transplantations et la croissance initiale des arbres.

Ainsi, notre présent travail a permis d'apporter des connaissances complémentaires sur la mycorhization contrôlée des plants d'olivier en pépinière et ouvre d'intéressantes perspectives pour appliquer cette biotechnologie à la production de plants d'olivier en pépinière.

Il serait aussi intéressant de réaliser de nouveaux essais de mycorhization, avec d'autres isolats de champignons et à des moments sensibles de la vie des plants en pépinière en essayant d'améliorer le développement des plants et leur préparation au greffage.

D'autre part, pour éclaircir les mécanismes de pénétration du champignon dans les racines de la plante, des études poussées sur l'expression de la symbiose sont nécessaires et peuvent être effectuées sur milieu artificiel. De telles recherches permettront de mieux comprendre comment fonctionne la symbiose mycorhizienne arbusculaire.

De nombreuses études in situ sont donc encore nécessaires en prenant en compte la compétition entre champignons indigènes et champignons inoculés. Il s'agirait de développer une technique d'inoculation efficace avec un isolat fongique adapté et capable d'avoir un effet significatif sur le développement des plantes.

Différents couples plante-champignon devraient ainsi être testés et sur différents types de sols, en conditions de sol non désinfecté. Pour cela, des expériences au laboratoire (cultures en pot, en dispositifs à compartiment ou en culture *in vitro*) avec des communautés sélectionnées de plusieurs isolats ou espèces de champignons MA doivent encore être menées pour mieux comprendre les interactions entre les différents champignons, mais aussi entre les champignons MA et les autres microorganismes du sol.

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. Anonyme., “ ministère de l’agriculture et du développement rural ”, (2011).
2. Argenson, C., “La culture de l’olivier dans le monde, ses productions, les tendances. Le Nouvel Olivier”, n° 61, (2008), 8-11.
3. Barea, J.M., Azcón-Aguilar C., Azcón R., Gange, A.C., Brown, V.K., “Interactions between mycorrhizal fungi and rhizosphere micro-organisms within the context of sustainable soil-plant systems. In: Multitrophic Interaction in Terrestrial Systems”, Backwell Science, Cambridge, (1997) , 65-77.
4. Schreiner, R.P., Mihara, K.L., McDaniel, H., Bethlenfalvay, G.J., “Mycorrhizal fungi influence plant and soil functions and interaction”, Plant Soil, n° 188, (1997), 199-209.
5. Nemeč, S., “VA mycorrhizae in horticultural systems”, Boca Raton, Florida, (1986), 193-211.
6. Plenchette, C., “Mycorhizes et nutrition phosphatée des plantes. Journées Techniques Fruits et Légumes et Viticulture Biologiques”, Beaune, (6-7 décembre), (2005), 103-109.
7. Porras Soriano, A., Domench Menor, B., Castillo Rubio, J., Soraino Martin, M L, Porras Piedra, A., “Influence des mycorhizes vésico-arbusculaires sur la croissance des boutures d’olivier multipliées sous nébulation” , Olivæ, n° 92, (2002), 33-37.
8. Azcón-Aguilar, C., Palenzuela, J., García L., Barea, J.M., “Aplicación de las micorrizas en la hortofruticultura”, Phytoma, n° 110, (1999), 46-56.
9. Smith, S.E., Read, D.J., “Mycorrhial symbiosis” .Academic Press. London, (1997), 301-310.
10. Zhu, Y.G., Miller, R.M., “Carbon cycling by arbuscular mycorrhizal fungi in soil-plant systems”, Trends Plant Science, n° 8, (2003), 407-409.

11. Selosse, M.A., "La symbiose: ses rôles écologiques et évolutifs", Résumé de la conférence présentée le 3 mars à la société des Amis du Muséum National d'histoire naturelle, France, (2001), 37-39.
12. Nicklin, J.L., Graeme-Cook., Paget, T. et Killington, R., "L'essentiel en microbiologie", Bétri, Paris, (2000), 209-235.
13. Dodd, J.C., "The role of arbuscular mycorrhizal fungi in agro and natural ecosystems", *Agricul*, V 29, n° 1, (2000), 63-70.
14. Merryweather, J., "Comment: Meet the Glomales- the ecology of mycorrhiza", *British Wildlife*, V.13, n° 2, (2001), 86-93.
15. Janos, D. P., "Plant responsiveness to mycorrhizae differs from dependence upon mycorrhizae", *Mycorrhiza*, n° 17, (2007), 75-91.
16. Fortin, J.A., Plenchette, C., Piché, Y., "Les mycorrhizes. La nouvelle révolution verte", MultiMonde Quae, Québec, (2008), 131 p.
17. Azcón-Aguilar, C., Palenzuela, J., García, L., Barea, J.M., "Aplicación de las micorrizas en la hortofruticultura", *Phytoma*, n° 110, (1999), 46-56.
18. Harley, J.L., "Introduction. The state of the art". In: Norris, J.R., Read, D.J., Varma, A.K., "Techniques for Mycorrhizal Research", Academic Press, San Diego, (1994), 15 p.
19. Le Tacon, F., "Les mycorrhizes: une coopération entre plantes et champignons", *La Recherche*, n° 166, (1985), 624-632.
20. Boullard, B., "Brève réponse à une question: que recouvre la notion de mycorrhize", In: *Les mycorrhizes, partie intégrante de la plante : Biologie et perspectives d'utilisation*, 13<sup>ème</sup> Coll". INRA, Dijon, France, (1982), 15-21.
21. Kendrick, B., "Mycorrhizae: mutualistic plant-fungus symbioses", In: "The fifth Kingdom". Newburyport, Massachussets, USA, (1992), 262-286.

22. Egli, S., Brunner, I., “ Les mycorhizes Une fascinante biocénose en forêt”, Not. Prat, n° 35, (2002), 1-8.
23. Duhoux, E., Nicole, M., “Biologie végétale. Associations et interactions chez les plantes”, Paris, France, (2004), 166 p.
24. Rinaldi, A. C., Comadini, O., Kuyper, T. W., “Ectomycorrhizal fungal diversity: separating the wheat from the chaff”, Fungal Divers, n° 33, (2008), 1–45.
25. Brundrett, M.C., “Mycorrhizal associations and other means of nutrition of vascular plants: understanding global diversity of hostplants by resolving conflicting information and developing reliable means of diagnosis”, Plant Soil, n° 320, (2009), 37–77.
26. Smith, S.E., Read, D.J., “Mycorrhizal symbiosis”, Academic Press, San Diego, (2008), 16-32.
27. Van der Heijden, M. G. A., Bardgett, R. D., Van Straalen, N. M., “The unseen majority: soil microbes as drivers of plant diversity and productivity in terrestrial ecosystems”, Ecol. Lett, n° 11, (2008), 296–310.
28. Matsuda, Y., Noguchi, Y., Ito S., “Ectomycorrhizal fungal community of naturally regenerated *Pinus thunbergii* seedlings in a coastal pine forest”, J. For. Res, n° 14, (2009), 335–341.
29. Bruns, T. D., Shefferson, R. P., “Evolutionary studies of ectomycorrhizal fungi: recent advances and future directions”, Can. J. Bot, n° 82, (2004), 1122–1132.
30. Hibbett, D.S., Gilbert, L.B, Donoghue, M.J., “Evolutionary instability of ectomycorrhizal symbioses in basidiomycetes”, Nature, n° 407, (2000), 506–508.
31. Hibbett, D. S., Binder, M., Bischoff, J., “A higher-level phylogenetic classification of the Fungi”, Mycol. Res, n° 111, (2007), 509–547.
32. Tedersoo, L., May, T. W., Smith, M. E., “Ectomycorrhizal lifestyle in fungi: global diversity, distribution, and evolution of phylogenetic lineages”, Mycorrhiza, n° 20, (2010), 217–263.

33. Kernaghan, G., "Mycorrhizal diversity: cause and effect ", *Pedobiol*, n° 49 , (2005), 511-520.
34. Pilz, D., Norvell., L, Danell, E., Molina, R., "Ecology and management of commercially harvested chanterelle mushrooms", Pacific Northwest Research Station, Portland, (2003), 83 p.
35. Raven, P.H., Evert, R.F., Eichhorn, S.E., "Biologie végétale", Boeck université, Bruxelles, (2007), 733 p.
36. Isaac, S., "Fungal-plant interactions", Chapman edition, Londres, (1992), 418 p.
37. Straker, C.J., "Ericoid mycorrhiza: ecological and host specificity", *Mycorrhiza*, n° 6, (1996), 215-225.
38. Fortin, J.A., Plenchette, C., Piché, Y., "Les mycorhizes. La nouvelle révolution verte", MultiMondes et Quae, Québec, Versailles, (2008), 131 p.
39. Boullard, B., "Guerre et paix dans le règne végétal", Ellipse, France, (1990), 245-279.
40. Oihabi, A., Meddich, A., "Effet des mycorhizes à arbuscules (MA) sur la croissance et la composition minérale du trèfle", *Cahiers Agricultures*, n° 5, (1996), 382-386.
41. Strullu, D.G., "Les mycorhizes des arbres et des plantes cultivées", Lavoisier, Paris, (1991), 250 p.
42. Masson, S., "Les mycorhizes", Maîtrise de sciences naturelles, Clermont- Ferrand, France, (1987), 40 p.
43. Gerdemann, J.W., Trappe, J.M., "The Endogonaceae in the Pacific Northwest". *Mycol. Mem*, n° 5, (1974), 1-76.
44. Torrey, J.G., "Can plant productivity be increased by inoculation of tree roots with soil microorganisms", *Journal. For Res*, Cambridge, n° 22, (1992), 1815-1923.
45. Strullu, D.G., "Les mycorhizes. Handbuch der Pflanzen-anatomie", Gebrüder. Bortraeger, Berlin, Stuttgart, (1985), 198 p.

46. Smith, S.E., Gianinazzi-Pearson, V., "Physiological interactions between symbionts in vesicular-arbuscular mycorrhizal plants", *Plant Mol. Biol.*, n° 39, (1988), 221-244.
47. Newsham, K.K., Fitter, A.H., Watkinson, A.R., "Multifunctionality and biodiversity in arbuscular mycorrhizas", *Tree*, n° 10, (1995), 407-411.
48. Scannerini, S., Bonfante-Fasolo, P., "Données actuelles sur la cytologie des mycorhizes", In: *Les mycorhizes, partie intégrante de la plante: biologie et perspectives d'utilisation*, Coll. I.N.R.A, Dijon, France, n° 13, (1982), 25-36.
49. Bonfante-Fasolo, P., Grippioli, R., "Données actuelles sur la cytologie des mycorhizes", In: *Les mycorhizes, partie intégrante de la plante: biologie et perspectives d'utilisation*. Coll. I.N.R.A, Dijon, France, n° 13, (1982), 25-36.
50. Harley, J.L., "Mycorrhizal studies: past and future". In: *Physiological and genetical aspects of mycorrhizae*, Ier SEM On mycorrhizae Gianinazzi-Pearson V, Gianinazzi S, I.N.R.A, Paris, France, (1986) , 25-35.
51. Fontaine, J., Grandmougin-Ferjani, A., Sancholle, M., "Métabolisme lipidique du champignon endomycorhizien : *Glomus intraradices*", *Acad. Sci, Paris*, n° 324, (2001), 847-853.
52. Duhoux, E., Nicole, M., "Biologie végétale. Associations et interactions chez les plantes", Dunod, Paris, France, (2004), 166 p.
53. Giovannetti, M., Gianinazzi-Pearson, V., "Biodiversity in arbuscular mycorrhizal fungi", *Mycol. Res*, V. 98, n° 7, (1994), 705-715.
54. Stürmer, S.L., "Chacarcterization of diversity of fungi forming arbuscular endomycorrhizae in selected plant communities. thesis in Forestry and Consumer Science", Morgantown, West Virginia, USA, (1998) , 94 p.
55. Dalpé, Y., "Mycorrhizal fungi bioldiversity in Canadian soils", *J. Soil. Sci*, Cambridge, n° 83, (2004), 321-330.

56. Chiffot, V., “Étude moléculaire des CMA dans le système agri sylvicole”, Mémoire Université Laval, Québec, (2008) ,63p.
57. Guether, M., Balestrini, R., Hannah, M.A., Udvardi, M.K., Bonfante, P., “Genome-wide reprogramming of regulatory networks, transport, cell wall and membrane biogenesis during arbuscular mycorrhizal symbiosis in *Lotus japonicus*”, *New Phytol*, n° 182 , (2009), 200-212.
58. Muthukumar, T., Prakash S., “Arbuscular mycorrhizal morphology in crops and associated weeds in tropical agro-ecosystems”, *Mycoscience*, n° 50, (2009), 233–239.
59. Smith, F. A., Smith, S. E., “Structural diversity in (vesicular)- arbuscular mycorrhizal symbioses”, *New Phytol*, n° 137, (1997) , 373–388.
60. Gallaud, I., “ Études sur les mycorrhizes endotrophes”, *Rev. Génér. Bot*, n° 17, (1905) , 5–48.
61. Yamato, M., “Morphological types of arbuscular mycorrhizas in pioneer woody plants growing in an oil palm in Sumatra”, *Mycoscience, Indonesia*, n° 46, (2005), 66–68.
62. Dickson, S., Smith, F. A., Smith, S. E., “Structural differences in arbuscular mycorrhizal symbioses: more than 100 years after Gallaud, where next” *Mycorrhiza*, n° 17, (2007), 375–393.
63. O’Connor, P. J., Smith, S. E., Smith, F.A., “Arbuscular mycorrhizal association in the southern Simpson Desert”, *J. Bot, Aust*, n° 49, (2001) , 493–499.
64. Muthukumar, T., Sha, L., Yang, X., Cao, M., Tang, J., Zheng, Z., “Mycorrhiza of plants in different vegetation types in tropical ecosystems of Xishuangbanna”, *Mycorrhiza, China*, n° 13 , (2003), 289–297.
65. Fisher, J. B., Jayachandran, K., “ Presence of arbuscular mycorrhizal fungi in South Florida native plants”, *Mycorrhiza*, n° 15, (2005), 580–588.

66. Yamato, M., “Morphological types of arbuscular mycorrhizal fungi in roots of weeds on vacant land”, *Mycorrhiza*, n° 14, (2004), 127–131.
67. Wubet, T., Kottke, I., Teketay, D., Oberwinkler, F., “mycorrhizal status of indigenous trees in dry Afromontane forests of Ethiopia”, *For. Ecol. Manage*, n° 179, (2003), 387-399.
68. Brundrett, M. C., Kendrick, B., “The roots and mycorrhizas of herbaceous woodland plants I. Quantitative aspects of morphology”, *New Phytol*, n° 114, (1990), 457–468.
69. Yamato, M., Iwasaki, M., “Morphological types of arbuscular mycorrhizal fungi in roots of understory plants in Japanese deciduous broadleaved forests”, *Mycorrhiza*, n° 12, (2002), 291–296.
70. Gianinazzi-Pearson V., Gianinazzi S., “The physiology of vesicular-arbuscular mycorrhizal roots”. *Plant Soil*, n° 71, (1983), 197-209.
71. Schübler, A., Schwarzott, D., Walker, C., “A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution”, *Mycol. Res*, n° 105, (2001), 1413- 1424.
72. Cavagnaro, T. R., Gao, L-L., Smith, F. A., Smith, S. E., “Morphology of arbuscular mycorrhizas is influenced by fungal identity”, *New Phytol*, n° 151, (2001), 469–475.
73. Guttenberger, M., “A rapid staining procedure for arbuscules of living arbuscular mycorrhizas using neutral red as acidotropic dye”, *Plant Soil*, n° 226, (2000), 211-218.
74. Sanders, I.R., “Intraspecific genetic variation in arbuscular mycorrhizal fungi and its consequences for molecular biology, ecology, and development of inoculum”, *J. Bot. Canmbridj*, n° 82, (2004), 1057–1062.
75. Walker, C., Schübler, A., “Nomenclatural clarifications and new taxa in the Glomeromycota”, *Mycol. Res*, n° 108, (2004), 979–982.
76. Declerck, S., Cranenbrouck, S., Dalpé Y., Seguin, S., Grandmougin-Ferjani, A., Fontaine, J., Sancholle, M., “*Glomus proliferum* sp. Nov: a description based on

- morphological, biochemical, molecular and monoxenic cultivation data”, *Mycologia*, n° 92 , (2000) , 1178-1187.
77. Morton, J. B., Redecker, D. “Two families of Glomales, Archaeosporaceae and Paraglomaceae, with two new genera *Archaeospora* and *Paraglomus*, based on concordant molecular and morphological characters”, *Mycologia* , n° 93, (2001), 181–195.
78. Spain, J. L., Sieverding, E., Oehl, F., “ *Appendicispora*: a new genus in the arbuscular mycorrhiza-forming Glomeromycetes, with a discussion of the genus *Archaeospora*”, *Mycotaxon*, n° 97 , (2006), 163-182.
79. Rayn, M.H., Graham, J.H., “Is there a role for arbuscular mycorrhizal fungi in production agriculture ”, *Plant Soil* , n° 244 , (2002) , 263-271.
80. Rillig, M.C., “Arbuscular mycorrhizae and terrestrial ecosystem processes”, *Ecol. Lett*, n° 7, (2004), 740-754.
81. Cardoso, I.M., Kuyper, T.W., “Mycorrhizas and tropical soil fertility”, *Agri. Ecosy. and Envir*, n° 116 , (2006), 72-84.
82. Dalpé, Y., “*In vitro* monoxenic culture of arbuscular mycorrhizal fungi: a major tool for taxonomical studies”, In: Proc 3rd Natl. Symp. Mycorrhizal Symbioses, Guanajuato, Mexico, (2003) , 321-325.
83. Harley, J.L., Smith, S.E., “Mycorrhizal symbiosis”, Academic Press Inc, London, New-York, USA, (1983), 483 p.
84. Smith, S.E., Read, D.J., “Mycorrhizal symbiosis”, Academic Press, San Diego, (1997), 605 p.
85. Rillig, M.C., Wright, S.F., Nichols, K.A., Schmidt, W.F., Torn, M.S., “Large contribution of arbuscular mycorrhizal fungi to soil carbon pools in tropical forest soil”, *Plant Soil*, n° 233, (2001), 167-177.

86. Selosse, M.A., "La symbiose: ses rôles écologiques et évolutifs", Résumé de la conférence présentée le 3 mars à la société des Amis du Muséum National d'histoire naturelle, (2001), 37-39.
87. Xinshu, L., Runjin, L., "Influence of VA mycorrhiza and phosphorus on the mineral nutrition and growth of *malus hupehensis*", *Acta. Hortic*, n° 274 , (1990), 303.
88. Planchette, C., "Mycorhizes et nutrition phosphatée des plantes. Journées Techniques Fruits et Légumes et Viticulture Biologiques", Beaune, (6-7 décembre 2005), 103-109.
89. Lange, N.R., Vlek, P.L.G., "Mechanism of calcium and phosphate release from hydroxy-apatite by mycorrhizal fungi", *Soil Sci. Soc*, n° 64 , (2000) , 949-955.
90. Plassard, C., Scheromm, P., Mousain, D., Salsac, L., "Assimilation of mineral nitrogen and ion balance in the two partners of ectomycorrhizal symbiosis: Data and hypothesis", *Experientia*, n° 47 , (1991), 341-349.
91. Bago, B., Vierheilig, H., Piché, Y., Azcón-Aguilar, C., " Nitrate depletion and pH changes induced by extraradical mycelium of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intreradices* grown in monoxenic culture", *New Phytol*, n° 133, (1996), 273-280.
93. Villegas, J., Fortin, J.A., "Phosphorus solubilization and pH changes as a result of the interactions between soil bacteria and arbuscular mycorrhizal fungi on a medium containing  $\text{NH}_4^+$  as nitrogen source", *J. Bot, Canada*, n° 79, (2001), 865-870.
94. Abbott, L.K., Robson, A.D., Hall, I.R., "Introduction of vesicular-arbuscular-mycorrhizal fungi into agricultural soils", *J. Agric. Res, Australia*, n° 34, (1983), 741-749.
95. Vonderwell, J.D., Eneback, S.A., "Differential effects on rhizobacterial strain and dose on the ectomycorrhizal colonization of loblolly pine seedlings", *Forest Science*, V. 46, n° 3 ,(2000), 437-441.
96. Requena, B.N., Jimenez, I., Toro, N., Barea, J.M., "Interactions between plant-growth-promoting Rhizobacteria (PGPR), arbuscular mycorrhizal fungi and *Rhizobium* spp. in the rhizosphere of *Anthyllus cytisoides*, a model legume for

revegetation in Mediterranean semi-arid ecosystem”, *New Phytol*, n° 136 , (1997), 667-677.

97. Marques, M.S., Pagano, M., Scotti, M.R., “Dual inoculation of a woody fegume (*Centrolobium tomentosum*) with rhizobia fungi in south-eastern Brazil”, *Agroforest Syst*, n° 52 , (2001) , 107-117.

98. Dommergues, Y., Duhoux, E., Diem, H.G., “Etablissement et fonctionnement des symbioses rhizobiennes”, In : Les arbres fixateurs d’azote: caractéristiques fondamentaux et rôle dans l’aménagement des écosystèmes méditerranéens et tropicaux avec référence particulière aux zones subhumides et arides, *Espaces* 34, (1999) , 1-31.

99. Tiunov, A.V., Scheu, S., “Arbuscular mycorrhiza and Collembola interact in affecting community composition of saprotrophic microfungi”, *Oecologia*, n° 142 , (2005) , 636-642.

100. Perrin, R., “L’aptitude des mycorhizes à protéger les plantes contre les maladies : panacée ou chimère ”, *Ann. Sci. For*, V.42 , n° 4 , (1985) , 453-470.

101. Benhamou, N., Fortin, J.A., Hamel, C., St-Arnaud, M., Shatilla, A., “Resistance responses of mycorrhizal Ri T-DNA-transformed carrot roots to infection by *Fusarium oxysporum f*”, sp. chrysanthemi. *Phytopathology*, n° 84, (1994) , 958-968.

102. St-Arnaud, M., Hamel, C., Caron, M., Fortin, J.A., “Endomycorrhizes VA et sensibilité des plantes aux maladies: synthèse de la littérature et mécanismes d’interaction potentiels”, In: La symbiose mycorrhizienne état des connaissances, Orbis Frelisghburg, Québec, Canada, (1995), 51-87.

103. Verreault, C., “Effet de la mycorhization sur des systèmes enzymatique de défense chez Maïs (*Zea Mays L.*)”, Thèse M. Es. S., Univ. Ottawa, Carleton. Canada , (1999) , 130 p.

104. Abdall, M.E., Abdel-Fattah, G.M., “Influence of the endomycorrhizal fungus *Glomus masseae* on the development of peanut pod rot disease in Egypt”, *Mycorrhiza*, n° 10 , (2000) , 29-35.

105. Dalpé, Y., “Les mycorhizes: un outil de protection des plantes mais non une panacée”, *Phytoprotection*, V. 86 , n° 1 , (2005) , 53-59.
106. Cooper, K.M., Grandison, G.S., “Effects of vesicular – arbuscular mycorrhizal fungi on infection of tamarillo (*Cyphomandra betacea*) by *Meloidogyne incognita* in fumigated soil”, *Plant Disease*, n° 71 , (1987) , 1101-1106.
107. Brunner, I., Frey, B., “Detection and location of aluminium and heavy metals in ectomycorrhizal Norway spruce seedlings”, *Environmental Pollution and Systematics*, n° 10 , (2000) , 13-27.
108. Brunner, I., Brodbeck, S., “Response of mycorrhizal Norway spruce seedlings to various nitrogen loads and sources”, *Environmental Pollution*, n° 114 , (2001) , 223-233.
109. Egli, S., Brunner I., “Les mycorhizes Une fascinante biocénose en forêt”, *Not. Prat.*, n° 35, (2002) , 1-8.
110. Bago, B., Vierheilig, H., Piché, Y., Azcón-Aguilar, C., “Nitrate depletion and pH changes induced by extraradical mycelium of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* grown in monoxenic culture”, *New Phytol*, n° 133, (2000) , 273-280.
111. Harrison, M.J., “Molecular and cellular aspects of the arbuscular mycorrhizal symbiosis”, *Plant physiology*, n° 50 , (2005) , 361-89.
112. Plenchette, C., “Utilisation des mycorhizes en agriculture et Horticulture. In: Les mycorhizes des arbres et plantes cultivées, Strullu D.G”, coordonnateur, Lavoisier Tech et Doc ,Paris, France, (1990) , 131-196.
113. Lei, J., “Etude expérimentale des systèmes symbiotiques mycorrhiziens de quelques essences ligneuses. Application pratique à la mycorhization de vitroplants”, Thèse de Doctorat d'état, Univ. Nancy 1, (1988), 204 p.
114. Sylvia, D.M., Hammond, L.C., Bennett, J.M., Haas, J.H., Linda, S.B., “Field response of maize to a VAM fungus and water management”, *Agron. J*, n° 85 , (1993) , 193-198.

115. Meddich A., Oihabi A., Abbas Y., Bizid E., “Rôle des champignons mycorrhiziens à arbuscules de zones arides dans la résistance du trèfle (*Trifolium alexandrinum* L.) au déficit hydrique”. *Agronomie*, n° 20, (2000), 283-295.
116. Azcón-Aguilar C., Bago B., Barea J.M., “Saprophytic growth of arbuscular mycorrhizal fungi. In: *Mycorrhiza, Structure, Function, Molecular, Biology and Biotechnology*”. Varlo A., Hock B. (ds.). Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, (1998), 391-408 pp.
117. Afek U., Rinaldelli E., Menge J.A., Johson E.L.V., Pont E., “Mycorrhizal species, root age, and position of mycorrhizal inoculum influence colonization of cotton, onion, and pepper seedlings”. *Amer. J. Soc. Hort. Sci.*, V.115, n° 6, (1990), 938-942.
118. Requena N., Serrano E., Ocón A., Breuninger M., “Plant signals and fungal perception during arbuscular mycorrhiza establishment. *Phytochemistry*, n° 68, (2007), 33-40.
119. Kendrick B., “Mycorrhizae: mutualistic plant-fungus symbioses. In: *The fifth Kingdom*”. Focus Information Group Inc., Newburyport, Massachusetts, USA, (1992), 262-286 pp.
120. Bago B., Azcón-Aguilar C., Piché Y., “Architecture and developmental dynamics of the external mycelium of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* grown under monoxenic conditions”. *Mycologia*, n° 90, (1998), 52-62.
121. Graham J.H., Duncan L.W., Eissenstat D.M., “Carbohydrate allocation patterns in citrus genotypes as affected by phosphorus nutrition, mycorrhizal colonization and mycorrhizal dependency”. *New Phytol.*, n° 135, (1997), 335-343.
122. Gerdemann J.W., Trappe J.M., “The Endogonaceae in the Pacific Northwest”. *Mycol. Mem.*, n° 5, (1974), 1-76.
123. Morton J.B., Benny G.L., “Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zygonycetes): A New order, Glomales, Two New suborders, Glomineae and Gigasporineae, with an emendation of Glomaceae”. *Mycotaxon*, n° 37, (1990), 471-491.

124. Brundrett M.C., Abbott L.K., Jasper D.A., “Glomalean fungi from tropical Australia.I. Comparison of the effectiveness of isolation procedures”. *Mycorrhiza*, n°.8 , (1999) , 305-314.
125. Plenchette C., “Mycorhizes et nutrition phosphatée des plantes. Journées Techniques Fruits et Légumes et Viticulture Biologiques”., Beaune, (6-7 décembre 2005), 103-109 pp.
126. Gerdemann J.W., Nicolson T.H., “Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting”. *Trans.Br. Mycol. Soc.*, n°.46 , (1963) , 235-244.
127. Moutoglis P., “Genetical aspects of vesicular Mycorrhizal fungi”. Thèse PHD, Université de Montréal, Canada, (1997) , 245 p.
128. Corradi N., Hijri M., Fumagalli L., Sanders I.R., “Arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota) harbour ancient tubulin genes that resemble those of the chytrids (Chytridiomycota)”. *Fungal Genetics and Biolog.*, V.41 , n°.3 , (2004) , 1037-1045.
129. Hijri M., Kuhn G., Sanders I.R., “Evidence for the evolution of multiple genomes in arbuscular mycorrhizal fungi”. *Nature*, n°.414 , (2001) , 745-748.
130. Hijri M., Sanders I.R., “ Low gene copy number shows that arbuscular mycorrhizal fungi inherit genetically different nuclei”. *Nature*, n°.433 , (2005) , 160-163.
131. Smith F.A., Smith S.E., “Mutualism and parasitism: Diversity in function and structure in the arbuscular (VA) mycorrhizal symbiosis”. *Adv. Bot. Res.*, n°.22 , (1996) , 143.
132. Ouahmane L., Kchakech H., Hafidi M., Duponnois R., “ Coexistence des Plantes dans les écosystèmes méditerranéens et diversité des champignons mycorrhiziens arbusculaires et des communautés de *Pseudomonas fluorescens* dans le sol: (cas de *Pinus halepensis* et *Cupressus atlantica* au Haut Atlas-Maroc) ”., Journées Francophones Mycorhizes. Plante Microbe Environnement, Dijon, France, (4-5 septembre 2008) , 39-40 pp.
134. Srivastava D., Kapoor R., Srivastava S.K., Mukerji K.G., “Vesicular arbuscular mycorrhiza- an overview. *In*: Mukerji K.G.: Concets in mycorrhizal research. Handbook of

- Vegetation Science". Boston, Massachussets, USA, V.19 , n°.2 , (1996) , 1-40.
135. Plenchette C., "Utilisation des mycorhizes en agriculture et Horticulture. In: Les mycorhizes des arbres et plantes cultivées"., Strullu D.G., coordinnateur, Lavoisier Tech et Doc ,Paris, France, (1991) , 131-196 pp.
136. López-Sánchez M.E., Honrubia M., "Seasonal variation of vesicular arbuscular mycorrhizae in eroded soils from southern Spain"., Mycorrhiza, n°.2 , (1992) , 33-39.
137. Lugo M.A., Cabello M.N., 2002. " Native arbuscular mycorrhizalfungi (AMF) from mountain grassland (Córdoba, Argentina) I"., Seasonal variation of fungal spore density. Mycologia, n°.94 , (1992) , 579-586.
138. Le Tacon F., "Les mycorrhizes: une coopération entre plantes et champignons"., La Recherche, n°.166 , (1985) , 624-632.
139. Meddich A., Oihabi A., Abbas Y., Bizid E., "Rôle des champignons mycorrhiziens à arbuscules de zones arides dans la résistance du trèfle (*Trifolium alexandrinum* L.) au déficit hydrique"., Agronomie, n°.20 , (2000) , 283-295.
140. Michel-Rosales A., Valdés M., "Arbuscular mycorrhizal colonisation of lime in different agroecosystems of the dry tropics"., Mycorrhiza, n°.6 , (1996) , 105-109.
141. Boullard B., "Les mycorhizes"., (Eds.) Masson et Cie, Paris, France , (1968) , 135 p.
142. Delmas J., Chevalier G., Villenave P., Bardet M.C., "Mécanique des sols et mycorhizes de *Tuber melanosporum*. In: Les mycorhizes, partie intégrante de la plante : biologie et perspectives d'utilisation"., Coll. INRA. Dijon, France, n°.13 , (1982) , 329-335.
143. Gliotti C., Giusquiani P.L., Businelli D., Machioni A., " Composition changes of dissolved organic matter in a soil amended with municipal waste compost"., Soil Sci., n°.162 , (1997) , 919-926.

144. Miller R.M., Jastrow J.D., "Mycorrhizal fungi influence soil structure. In: Arbuscular mycorrhizas: Physiology and function"., Kapulnik Y., Douds D. (Eds.). Kluwer, Dordrecht, The Netherlands, (2000) , pp. 3-18.
145. Zhu Y.G., Miller R.M., "Carbon cycling by arbuscular mycorrhizal fungi in soil-plant systems"., Trends Plant Sci., n°8 , (2003) , 407-409.
146. Sharma M.P., Adholeya A., "Enhanced growth and productivity following inoculation with indigenous AM fungi in four varieties of onion (*Allium cepa* L.) "., in an *Alfisol. Biol. Agric. Hort.*, n°18 , (2000) , 1-14.
147. Ratel H., "Les champignons dopent la forêt"., *La recherche*, n°319 , (1999) , 33-35.
148. Dechamplan N., Gosselin L., " Les champignons mycorrhiziens, Université Laval"., Québec, Canada, (2002) ,12 p.
149. Doelsch E., Saint-Macary H., Feder F., Moussard G., Findeling A., Chevassus-Rosset C., Cazevielle P., Basile-Doelsch I., Bottero J.-Y., Garnier J.-M., Masion A., Rose J., Moustier S., Gaudet J.-P., "Recyclage agricole des déchets organique dans les sols tropicaux (Ile de la Réunion) : quel impact sur les transferts d'éléments traces métalliques? CIRAD Risque Environnemental lié au recyclage"., CIRAD, Bretagne, France, (2007) , 5 p.
150. Amijee F., Tinker P.B., Stribley D.P., "The development of endomycorrhizal root systems. 7. A detailed study of effects of soil-phosphorus on colonization"., *New Phytol.*, n°111 , (1989) , 435-445.
151. Declerck S., Séguin S., Dalpé Y., "The Monoxenic Culture of Arbuscular Mycorrhizal Fungi as a Tool for Germplasm Collections. In: *In Vitro Culture of Mycorrhizas*"., Eds. Declerck S., Strullu D.-G., Fortin A. *Soil Biology*, n°4 , (2005) , 17-30.
152. Amijee F., Stribley D.P., Tinker P.B., "The development of endomycorrhizal root systems. VIII. Effects of soil phosphorus and fungal colonization on the concentration of soluble carbohydrates in roots"., *New Phytol.*, n°123 , (1993) , 297-306.

153. Johnson C.R., Joiner J.N., Crews C.E., “Effects of N, K and Mg on growth and leaf nutrient composition of three container grown woody ornamentals inoculated with mycorrhizae”., *J. Amer. Soc. Hort. Sci.*, V.105 , n°.2 , (1980) , 286-288.
154. Plenchett C., “Mycorhizes et nutrition phosphatée des plantes”., *Journées Techniques Fruits et Légumes et Viticulture Biologiques*, Beaune , (6-7 décembre 2005) , 103-109 pp.
155. Plenchette C., Fortin J.A., Furlan V., “Effect of different endomycorrhizal fungi on five host plants grown on calcined montmorillonite clay”., *J Amer. Hort. Sci.*, n°.107 , (1982) , 535-538.
156. Bagayoko M., Buerkert A., Lung G., Bationo A., Römheld V., “Cereal/legume rotation effects on cereal growth in Sudano-Sahelian west Africa: soil mineral nitrogen, mycorrhizae and nematodes”., *Plant Soil*, n°.218 , (2000) , 103-116.
157. Osunde A.O., Bala A., Gwam M.S., Tsado P.A., Sanguiga N., Okugun J.A., “Residual benefits of promiscuous soybean to maize (*Zea Mays* L.) grown on farmers”., fields around Minna in the southern Guinea Savanna zone of Nigeria. *Agric. Ecosyst. Environ.*, n°.100 , (2003) , 209-220.
158. Le Roux X., Barbault R., Baudry J., Burel F., Doussan I., Garnier E., Herzog F., Lavorel S., Lifran R., Roger-Estrade J., Sarthou J.-P., Trommetter M., 2008. “Agriculture et biodiversité: Valoriser les synergies”., *Expertise Scientifique Collective. Synthèse du rapport d’expertise- 2ème partie*. INRA. France, 78 p.
159. Jansa J., Mozafar A., Anken T., Ruh R., Sanders I.R., Frossard E., “Diversity and structure of AMF Communities as affected by tillage in a temperate soil”., *Mycorrhiza*, n°.12 , (2002) , 225-234.
160. Kabir Z., O’Halloran I.P., Fyles J.W., Hamel C., “Seasonal changes of arbuscular mycorrhizal fungi as affected by tillage practices and fertilization: Hyphal density and mycorrhiza root colonization”., *Plant Soil*, n°.192 , (1997a) , 285-293.

161. Kabir Z., O'Halloran I.P., Hamel C., "Overwinter survival of arbuscular mycorrhizal hyphae is favored by attachment to roots but diminished by disturbance"., *Mycorrhiza*, n°7, (1997b) , 197-200.
162. McGonigle T.P., Miller M.H., "Winter survival of extraradical hyphae and spores of arbuscular mycorrhizal fungi in the field"., *Appl. Soil Ecol.*, n°12 , (1999) , 41-50.
163. Mozafar A., Anken T., Ruh R., Frossaard E., "Tillage intensity mycorrhizal and non mycorrhizal fungi and nutrient concentration in maize, wheat and canola"., *Agron. J.*, n°92 , (2000) , 1117-1124.
164. Deveau A., Garbaye J., Frey-Klett P., "Des bactéries à la rescousse des champignons Symbiotiques"., *Biofutur*, n°284 , (2008) , 34-37.
165. Bare a, J. M., "Rhizosphere and mycorrhiza offie ld crops"., In J. P. Toutant, E. Balazs, E. Galante, (2000).
166. J.M. Lynch, J. S. Schepers, D. Werner and P. A. "Werry (Eds.), *Biological Resource Management*"., *Connecting Science and Policy (OECD)* Heidelberg, Germany: INRA, Editions and Springer, 110-125 pp.
167. Azcón-Aguilar C., Bare a J. M., "Applying mycorrhiza biotechnology to horticulture, significance and potentia ls"., *Scientia Horticult.*, n°68 , (1997) , 1-24.
168. Taylor J., Harrier L. A., "A comparison of development and mineral nutrition of micropropagated *Fragaria x ananassa* cv. Elvira (strawberry) when colonized by nine species of arbuscular mycorrhizal fungi"., *Appl. Soil Ecol.*, n°18 , (2001) , 205-215.
169. Guille min J.P., Gianinazzi S., "Contribution des endomycorhizes a la production de plantes micropropagées d'ananas (*Ananas comosus* (L.) ".Thèse de doctorat, Université de Dijon, France, (1994) , 200 p.
170. Binet M.N., Martin C., Chambon C., Gianinazzi S., "Micropropagation of olive (*Olea europaea* L.) and application of mycorrhiza to improve plantlet establishment"., *Dev. Biol. Plant*, n°43 , (2007) , 473-478.

171. Porras Soriano A., Domench Me nor B., Castillo Rubio J., Soraino Martin M L, Porras Piedra A., “Influence des mycorhizes vésico-arbusculaires sur la croissance des boutures d'olivier multipliées sous nébulation”., *Olivæ*, n°.92, (2002) , 33-37.
172. Porras Piedra A., Soriano Martín M.L., Fernández Izquierdo G., “Application de mycorhizes à la culture de l’olivier. Influence sur le développement des jeunes plants de la variété ”.,*Cornicabra. Olivæ*, n°.104 , (2005) , 46-54 .
173. Calvente R., Cano C., Ferrol N., Azcón-Aguilar C.,Barea J.M., “Analysing natural diversity of Arbuscular mycorrhizal fungi in olive tree (*Olea europaea* L.) plantations and assessment of the effectiveness of native fungal isolates as inoculants for commercial cultivars of olive plantlets”., *Appl. Soil Ecol.*, n°.26 , (2004) , 11-19.
174. Bâ A., Guisson T., Duponnois R., Plenchette C., Sacko O., Sidibé D., Sylla K., Windou B., “Mycorhization contrôlée et fertilisation phosphatée: Applications à la domestication du jujubier”., *Fruits*, V.56 , n°.4 , (2001) , 261-269.
175. Calvet C., Pera J., Estaun V., Camprub A., “Vesicular-arbuscular mycorrhizae of kiwi fruits in an agricultural soil: inoculation of seedlings and hardwood cutting with *Glomus mosseae*”., *Agron.*, n°.9 , (1989) , 181-185.
176. Cavallazzi J.R. P., Filho O. K., Sturmer S. L., Rygiewicz P. T., de Mendonca M.M., “Screening and selecting arbuscular mycorrhizal fungi for inoculating micropropagated apple rootstocks in acid soils”., *Plant Cell. Tiss. Organ Cult.*, n°.90 , (2007) , 117–129.
177. Derkowska E., Sas - Paszt L., Sumorok, B., “The influence of mycorrhization and organic mulches on mycorrhizal frequency in apple and strawberry roots”., *J. Fr. Orn. Plant Res.*, n°.16 , (2008) , 227-242.
178. Camps-Fabrer H., “L’olivier et son importance économique dans l’Afrique antiqueromaine”., *Options Méditerranéennes*, n°.24 , (1974) , 21-29.
179. Green J.J., Baddeley J.A.,Cortina J., Watson C.A., “Root development in the Mediterranean shrub *Pistacia lentiscus* as affected by nursery treatments”., *J. Arid Env.*, n°.61 , (2005) , 1–12.

180. Dreyer B., Morte A., López J. Á., Honrubia M., “Comparative study of mycorrhizal susceptibility and anatomy of four plant species”. *Mycorrhiza*, (2009) , 1-13 pp.
181. Mendil M. et Sebai A., “L’olivier en Algérie”. ITAF, Alger, Algérie, (2006) , 99 p.
182. Demartsev V., Aussenberg E.R., Gadkar V., Koltai H., Zilberstein A., Kapulnik Y. “Alteration in tomato (*Lycopersicon esculentum*) gene expression during early stages of the interaction with *Glomus intraradices*. In: Management committee and final meeting on “Achievements and Future Landscape for Arbuscular Mycorrhiza Research”, Dijon, France, (2005) , 369-377 pp.
183. Fortin J.A., Bécard G., Declerck S., Dalpé Y., St-Arnaud M., Goughlan A.P., Piché Y., “Arbuscular mycorrhiza on root-organ Culture”. *Can. J. Bot.*, n° 80 , (2002) , 1-20.
185. Zohary D., “Evolution of Crop Plans”. Longman Scientific et Technical. United Kingdom, (1995) , 379-282 pp.
186. Rugini E. Menuccini M., Biasi, R., Altamura M. M., “Olive (*Olea europea* L.) S.M. Jain and P.K. Gupta (eds.), Protocol for Somatic Embryogenesis in Woody Plants”. Netherlands, (2005) , 345–360 pp.
186. Strullu D.G., Romand C., “Méthodes d’obtention d’endomycorhize à vésicules et arbuscules en condition axéniques C.R”. *Acad. Sci. Paris*, n° 303 , (1986) , 245-250.
187. Strullu D.G., Romand C., “Culture axénique de vésicules isolées à partir d’endomycorhizes et ré-association in vitro des racines de tomate”. *C. R. Acad. Sci.*, Paris, n° 305 , (1987) , 15–19.
188. Diop T. A., Planchette C., Strullu D. G. “Dual axenic culture of sheared-root inocula of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi associated with tomato roots”. *Mycorrhiza*, n° 5 , (1994) , 17-22.
189. Strullu D.G., Diop T.A., Planchette C., “Réalisation de collections in vitro de *Glomus intraradices* (Schenck et Smith) et *Glomus versiforme* (Karsten et Berch) et proposition d’un cycle de développement”. *C.R. Acad. Sci.*, n° 320 , (1997) , 41-47.

190. Barranco D., Rallo L., “Las variedades de olivo cultivadas en Andalucía. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación”. Junta de Andalucía, (1984) , 54-63 pp.
191. Declerck S., Ple nche tte C., Strullu D.G., “Mycorrhizal dependency of banana (*Musa acuminata* ,AAA group ) cultivar”. Plant soil, n°.176 , (1995) , 183-187.
192. Jaizme-Vega M. C., Azcon R., “Response to some tropical and subtropical cultures to endomycorrhizal fungi”. Mycorrhiza , n°.5 , (1995) , 213-217.
193. Jaizme-Vega MC., Esquivel Delamo M., Domingue z P. T., Rodrigue z Rome ro A.S., “Effets de la mycorrhization sur le développement de deux cultivars de bananiers issus de la micropropagation”. Infomusa, V.11 , n°.1 , (2002) , 25-28.
194. Jaizme-Vega M. C., Rodrigue z-Romeo A.S., He rmoso C.M., Declerck S., “Growth of micropagated bananas colonized by root-organ culture produced arbuscular mycorrhizal fungi entrapped in Ca-alginate beads”. Plant and Soil, n°.254 , (2003) , 329-335.
196. Jaizme-Vega M.C., Azcon R., “Effect of vesicular –arbuscular mycorrhizal fungi on pineapple (*Ananas comosus* L. Merr.) ”. in the Canary Island. Fruits, n°.46 , (1991) , 155-167.
197. Jaizme-Vega M. C., Azcon R., “Response to some tropical and subtropical cultures to endomycorrhizal fungi”. Mycorrhiza , n°.5 , (1995) , 213-217.
198. Binet M.N., Le moine M.C., Martin C., Chambon C., Gianinazzi S., “Micropropagation of olive (*Olea europaea* L.) and application of mycorrhiza to improve plantlet establishment”. Dev. Biol. Plant, n°.43 , (2007) , 473-478.
199. Azcón-Aguilar C., Bare a J. M., “Applying mycorrhiza biotechnology to horticulture, significance and potentia ls”. Scientia Horticult., n°.68 , (1997) , 1-24.
200. Puthur J.T., Prasad K.V.SK., Sharmila P., Parda Saradhi P., “Vesicular arbuscular mycorrhizal fungi improves estalishement of micropagated *Leucaena leucocephala* plantlets”. Plant Cell.Tiss.Org.Cult., n°.53 , (1998) , 41-47.

201. Citernes, A.S., Vitagliano, C., Giovannetti, M., “Plant growth and root system morphology of *Olea europea* L”, rooted cuttings as influenced by arbuscular mycorrhizas. *J. Horticult. Sci. Biotechnol.*, n°.73 , (1998) , 647–654.
202. Rugini E., “Miglioramento genetico ed applicazioni biotecnologiche per la salvaguardia della biodiversità in olivo (Genetic improvement and biotechnology application for safeguard biodiversity in olive”., *Atti Convegno Internazionale di Olivicoltura* , (2002) , 74-81 pp.
203. Phillips J.M., Hayman D.S. , “Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular–arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection”. *Trans. Br. Mycol. Soc.*, n°.55 , (2005) , 158–16.
204. Vidović B., Petanović R., “A New Eriophyid Mite (Acari: Eriophyidae) and A New Record from *Olea europaea* L”. (Oleaceae) in Montenegro. *Ann. Zoolog.*, V.58 , n°.4 , (2008) , 825-829.
205. Pasquini, G., Baldoni L., Ferretti L., Pannelli G., Faggioli F., Barba M., “Evaluation of the strawberry latent ringspot virus (SLRSV) in some olive cultivars”. *Atti Convegno Internazionale Olivicoltura, Spoleto, Italy*, (2002) , 462-465 pp.
206. Argenson .C., Regis, S., Jourdain, J.M., Vaysse, P. , “L’olivier. Eds Centre technique interprofessionnel des fruits et légumes (Ctifl) ”., Paris, (1999) , 204 p.
207. Barea J.M., Pérez S., Del Vac., Azcón-Aguilar C., “Importancia de las micorrizas en el establecimiento y protección de las plantas en suelos de gradados”. *Phytoma.*, n°.111 , (1999) , 18-30.
208. Sieverding E., “Ecology of VAM fungi in tropical agroecosystems”., *Agric. Ecosyst. Environ.*, n°.29 , (1989) , 369-390.
209. Vestberg M., Casse I., A., C., “The use of AMF and PGPR inoculants Singly and Combined to promote Microplant Establishment, Growth and Health”., A. Varma and A. C. Kharkwal (eds.), Berlin, Chapter 21, *Symbiotic Fungi, Soil Biol.*, n°.18 , (2009) , 337-360.

210. Porras Piedra A., Soriano Martín M.L., Fernández Izquierdo G., “Application de mycorhizes à la culture de l’olivier. Influence sur le développement des jeunes plants de la variété ”, Cornicabra”. *Olivæ*, n° 104 , (2005) , 46-54 .
211. Rinaldelli E., Mancuso S., “Réactions, à court terme et à long terme des plants d’olivier (*Olea europaea* L.) mycorhizés et non mycorhizés cultivés dans des substrats salins”, *Olivæ*, n° 74 , (1998) , 45-49.
212. Porras Soriano A., Domench Menor B., Castillo Rubio J., Soriano Martín M L, Porras Piedra A., “ Influence des mycorhizes vésico-arbusculaires sur la croissance des boutures d’olivier multipliées sous nébulation”, *Olivæ*, n° 92 , (2002) , 33-37.
213. Sghir S., Bekoura I., Ouazzani N., “Variabilité de l’aptitude rhizogène des variétés d’olivier”, (*Olea europaea* L.). *Olivæ*, n° 96 , (2003) , 20-24.
214. Azcón-Aguilar C., Barea J. M., “Arbuscular mycorrhizas and biological control of soil-borne plant pathogens - An overview of the mechanisms involved”, *Mycorrhiza*, n° 6 , (1996) , 457-464.
215. Beddiar A., Mekahlia M.N., Meddad-Hamza A., “ Réponse de l’Oleastre (*Olea oleaster* (Hoofg. et Link.) et sorgho (*Sorghum vulgare* L.) à l’inoculation par quelques morphotypes de genre *Glomus* extraits de sols Algérien. Journées Francophones Mycorhizes”, *Plante Microbe Environnement*, Dijon, France, ( 4-5 septembre 2008) 29 pp.
216. Briccoli-Bati C., Rinaldi R., Tocci C., Sirianni T., Iannotta N., “Influence of salty water irrigation on mycorrhizae of young olive trees in containers”, *Acta Hort.*, n° 356 , (1994) , 218-220.
217. Caravaca F., Barea J.M., Figueroa D., Roldán A., “Assessing the effectiveness of mycorrhizal inoculation and soil compost addition for enhancing reforestation with *Olea europaea* subsp. *Sylvestris* through changes in soil biological and physical parameters”, *ELSEVIER*, n° 20 , (2002) , 107-118.
218. Meddad-Hamza A., Beddir A., Lemoine M.C., Gollotte A., Binet M.N., Gianinazzi S., “Effet de la mycorhization arbusculaire sur le développement racinaire de l’olivier

(*Olea europea* L.) et sa tolérance au stress”. Journées Francophones Mycorhizes, Plante Microbe Environnement, Dijon, France, (4-5 septembre 2008) 34-35 pp.

220. Barea, J.M., Requena, N et Jimenez, L., “A revegetation strategy based on the management of arbuscular mycorrhizae, Rhizobium and rhizobacteria for the reclamation of desertified Mediterranean shrubland ecosystems”, cahier des options méditerranéenne, CIHEAM, Montpellier, (1996), 75-86.

221. Plenchette C., Fortin, J.A et Furlan, V., “Growth responses of several plant species to mycorrhizae in a soil of moderate P-fertility.1. Mycorrhizal dependency under field conditions”. Plant and Soil, n°70,(1983), 199-209.

222. Garbay., J., “Effet du champignon mycorhizien *Heboloma crustuliniforme* sur la croissance du chene et du hetre ”., Revue forestière française, Tome xxxv, (1983), 21-26.

223. Boutekrabt, A., “Mise au point d’une technique de mycorhization contrôlée par la truffe de Périgord (*Tuber melanosporum* Vitt) de vitroplants de chênes (*Quercus robur* L., *Quercus pubescens* Willd) ”., Thèse pour l’obtention du titre de docteur de l’université de Nancy I, (1991), 202 p.

224. Tagu, D., Simoneau, P. et Martin, F., “Molecular analysis of ectomycorrhiza differentiation ”., Sandermann, H et Bonnet-Masimbert Editors, les colloques, n°76, EUROSILVA, INRA, PARIS (1995), 195-214.

225. Gay, G., Sotta, B., Tranvan, H., Garea, L et Vian, B., “Fungal auxin involved in ectomycorrhiza formation: genetical, biochemical and ultrastructural studies with IAA over producer mutants of *Hebelome cylindrosporium* ”., Sandermann, H et Bonnet-Masimbert Editors, les colloques, EUROSILVA, INRA, Paris, n°76, (1995), 215-231.

226. Jaizme-Vega MC., Esquivel DelamoM., Tenoury Dominguez P., Rodriguez Romero A.S., “Effets de la mycorhization sur le développement de deux cultivars de bananiers issus de la micropropagation”. INFOMUSA, V.11, n°1,( 2002),25-28.

227. Plenchette C., Fortin J.A., Furlan V., “Growth response of several plant species to mycorrhizae in a soil of moderate P-fertility. J. Mycorrhizal dependency under fieldconditions”. *Plant Soil*, n° 70 , (1983) , 199-209.
228. Scheltema M. A., Abbott L. K., Robson A. D., “Seasonal variation in the infectivity of VA mycorrhizal fungi in annual pastures in a Mediterranean environment”. *Aust. J. Agric. Res.* n° 38 , (1987) , 707–715.
229. Chelius M. K., Triplett E. W., “Rapid detection of arbuscular mycorrhizae in roots and soil of an intensively managed turfgrass system by PCR amplification of small subunit rDNA”. *Mycorrhiza*, n° 9 , (1999) , 61–64.
230. Troech Z.I., Loynachan T.E. “Endomycorrhizal fungal survival in continuous corn, soybean and fallow”. *Agron. J.*, n° 95 , (2003) , 224–230.
231. Bâ A., Guisson T., Duponnois R., Plenchette C., Sacko O., Sidibé D., Sylla K., Windou B., “Mycorhization contrôlée et fertilisation phosphatée: Applications à la domestication du jujubier”. *Fruits*, V.56 , n° 4 , (2001) , 261-269.
232. Douds D.D., Millner P., “Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in agroecosystems”. *Agric. Ecosyst. Environ.*, n° 74 , (1999) , 77–93. 233. Kahiluoto H., Ketoja E., Vestberg M., Saarela I., “Promotion of AM utilization through reduced P fertilization Field studies”. *Plant Soil*, n° 231 , (2001) , 65–79.
234. Onguene N.A., Tsimi J.P.M., Balla M.J.E., “Statut mycorhizien de l’okoumé (*Aucoumea klaineana* P.) en régénération artificielle au sud Cameroun”. *Tropicultura*, V.20, n° 3 , (2002) , 104-108.
235. Wubet T., Kottke I., Teketay D., Oberwinkler F., “mycorrhizal status of indigenous trees in dry Afromontane forests of Ethiopia”. *For. Ecol. Manage.*, n° 179, (2003) , 387-399.

236. Stutz J.C., Copeman R., Martin C.A., Morton J.B., "Patterns of species composition and distribution of arbuscular mycorrhizal fungi in arid regions of south-western Namibia". *Africa. Can. J. Bot.*, n°.78 , (2000) , 237-245.
237. Tao L., Zhiwei Z., "Arbuscular mycorrhizas in a hot and arid ecosystem in southwest China". *Appl. Soil Ecol.*, n°.29 , (2005) , 135-141.
238. Adjoud-Sadadou D., Halli-Hargas R., "Importance des mycorhizes sous climat méditerranéen. Exemple de l'*Eucalyptus*. Journées Francophones Mycorhizes, Plante Microbe Environnement", Dijon, France, (4-5 septembre 2008) , 26 pp.
239. Bouamri R., Serrhini M.N., Dalpé Y., Bennani A., " La colonisation du palmier dattier(*Phoenix Dactylifera* L.) par les champignons mycorrhiziens à arbuscules dans le Tafilalet". Xème Journées Scientifiques- AUF- Constantine , (8-11 mai 2006) , 135-136 pp.
240. Roldán- Fajardo B.E., Barea J.M., "Mycorrhizal dependency in the olive tree (*Olea europaea* L.) Physiological and genetical aspects of the mycorrhizae. Proc. of the 1st Europ.Symp". on Mycorrhizae, Dijon, INRA, Paris, France, (1986) , 323-326 pp.
241. Briccoli-Batti C., Rinaldi R., Sirianni T., " Prime osservazioni sulla presenza di micorrize di tipo VAM in oliveti dell' Italia Meridionale". Convegno SOI Ravello , ( 8-10 aprile 1992) , 46-47 pp.
242. Azcón-Aguilar C., Palenzuela J., Roldán A., Bautista S., Vallejo R., Barea J.M., "Analysis of the mycorrhizal potential in the rhizosphere of representative plant species from desertification-threatened Mediterranean shrublands". *Appl. Soil Ecol.*, n°.22 , (2003) , 29-37.
243. Calvente R., Cano C., Ferrol N., Azcón-Aguilar C. Barea J.M., "Analysing natural diversity of Arbuscular mycorrhizal fungi in olive tree (*Olea europaea* L.) plantations and assessment of the effectiveness of native fungal isolates as inoculants for commercial cultivars of olive plantlets". *Appl. Soil Ecol.*, n°.26,( 2004), 11-19.
244. Caravaca F., Alguacil M.M., Barea J.M., Roldán A., "Survival of inocula and native AM fungi species associated with shrubs in a degraded Mediterranean ecosystem". *Soil Biology & Biochemistry*, n°.37, (2005) , 227-233.

245. Binet M.N., Lemoine M.C., Martin C., Chambon C., Gianinazzi S., “Micropropagation of olive (*Olea europaea* L.) and application of mycorrhiza to improve plantlet establishment”. In *Vitro Cell. Dev. Biol. Plant*, n°43 , (2007) , 473-478.
246. Porras Soriano A., Domench Menor B., Castillo Rubio J., Soraino Martin M L, Porras Piedra A., “Influence des mycorhizes vésico-arbusculaires sur la croissance des boutures d’olivier multipliées sous nébulation”. *Olivæ*, n°92 , (2002) , 33-37.
247. Porras Piedra A., Soriano Martín M.L., Fernández Izquierdo G., “Application demycorhizes à la culture de l’olivier. Influence sur le développement des jeunes plants de lavariété ‘Cornicabra’ ”. *Olivæ*, n°104 , (2005) , 46-54.
248. de Rougement M., “Les mycorhizes et l'olivier: Effet sur le développement des plants en pépinière et en verger”. Journées méditerranéennes de l’olivier, Meknès, (22-26 octobre 2007) , 2-7 pp.
249. Roldán- Fajardo B.E., Barea J.M., “Mycorrhizal dependency in the olive tree (*Olea europaea* L.) Physiological and genetical aspects of the mycorrhizae. Proc. of the 1st Europ.Symp”. on Mycorrhizae, Dijon, INRA, Paris, France, (1986) , 323-326 pp.
250. Zubek S., Turnau K., Blaszkowski J., “Arbuscular mycorrhiza of endangered plants from the Tatra MTS”. *Acta Soc. Tis Bot. Polonia*, V.77 , n°2, (2008), 148-156 .
251. Sieverding E., “Vesicular-arbuscular mycorrhiza management in tropical agrosystems”. GTZ publishers, Germany, (1991) , 371 p.
252. Bever J.D., Schultz P.A., Pringle A., Morton J.B., “Arbuscular mycorrhizal fungi: more diverse than meets the eye, and the ecological tale of why”. *Bioscience*, n°51 , (2001) , 923- 931.
253. Franke-Snyder M., Douds D.D. Jr., Galvez L., Phillips J.G., Wagoner P., Drinkwater L., Morton J.B., “Diversity of communities of arbuscular mycorrhizal (AM) fungi present

in conventional versus low-input agricultural sites in eastern Pennsylvania"., USA. Appl. Soil Ecol., n°.16 , (2001) , 35–48.

254. Lovelock C.E., Andersen K., Morton J.B., “Influence of host tree species and environmental variables on arbuscular mycorrhizal communities in tropical forests”., Oecol., n°.135 , (2003) , 268 – 279.

255. Smith F. A., Smith S. E., “Structural diversity in (vesicular)- arbuscular mycorrhizal symbioses”. New Phytol., n°.137 , (1997) , 373–388.

256. Dickson S., Smith F.A., Smith S. E., “Structural differences in arbuscular mycorrhizal symbioses: more than 100 years after Gallaud, where next? ”. Mycorrhiza, n°.17 , (2007) , 375–393.

257. Mangan S. A., Eom A. H., Adler G. H., Yavitt J. B., Herre E. A., “Diversity of Mycorrhizal fungi across a fragmented forest in Panama: insular spore communities differ from mainland communities ”. , Oecol., n°.141 , (2004) , 687-700.

258. Abbas Y., Ducouso M., Abourouh M., Azcon R., Duponnois R., “ Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in *Tetraclinis articulate* (Vahl) Masters woodlands in Morocco”. Ann. For.Sci., n°.63 , (2006) , 285-291.

259. Brundrett M.C., Abbott L.K., Jasper D.A., “ Glomalean fungi from tropical Australia. I. Comparison of the effectiveness of isolation procedures”. Mycorrhiza, n°.8 , (1999) , 305-314.

261. Uhlmann E., Görke C., Petersen A., Oberwinkler F., “Arbuscular mycorrhizae from arid parts of Namibia”., J. Arid Envir., n°.64 , (2006) , 221-237.

262. Chaussod R., Nicolardot B., Catroux G., Chritien J., “Relations entre les caractéristiques physico-chimiques et microbiologiques de quelques sols cultivés”. Science du Sol, n°.24 , (1986) , 213-226.

263. Vekemans X., Godden B., Penninckx M., “Factor analysis of the relationships between several physico-chemical and microbiological characteristics of some Belgian agricultural soil”. *Soil Biol. Biochem.*, n° 21 , (1989) , 53-58.
264. Plenchette C., “Mycorhizes et nutrition phosphatée des plantes. Journées Techniques Fruits et Légumes et Viticulture Biologiques”. Beaune, (6-7 décembre 2005) , 103-109 pp.
265. Djili K., Daoud Y., Ayache N., “ Analyse de la distribution verticale du calcaire dans les sols de l’Algérie septentrionale. Etude et Gestion des Sols”. I.N.A., Département de science des sols El-Harrach, Alger, Algérie, (1999) , 202-213 pp.
266. Le Tacon F., Le Tacon T., Mauron V., Rousseau Y., Backer M., Bouchard D., “Fertilisation raisonnée et mycorhize”. 4<sup>ème</sup> rencontre de la fertilisation raisonnée. Blois, (novembre-décembre 1999) , 211-222 pp.
267. Smith S.E., Read D.J., “Mycorrhizal symbiosis”. Academic Press. London, (1997) , 301-310 pp.
268. Bornhofen S., Lattaud C., “Simulation de communauté de plantes et dynamique des populations”. *Recherche*, V.26 , n° 3 , (2007) , 4p.
269. Alvarez G., Aubert C., Basson A., Berry D., Bodet J.M., Chantelot E., Chausson R., Cheroux M., Cluzeau D., Crete X., Jamar D., Leclerc B., L’Homme G., Gautronneau Y., Godden B., Houot S., Lemarie C., Lhopiteau F., Mathieu Y., Metzger L., Mrand P., Mouchart A., Nicolardot B., Parat J., Salducci X., Stilmat D., “Activités biologiques et fertilité des sols”. Intérêts et limites des méthodes analytiques disponibles. ITAB, Paris, France, (2002) , 26 p.
270. Babana A. H., “Mise au point d’un inoculant biologique pour le blé irrigué du mali”. Thèse de Doctorat (Ph D), Université Laval, Québec, Canada, (2003) , 154 p.

271. Chaussod R., “ La qualité biologique des sols: Evaluation et implication. Laboratoire de Microbiologie des Sols”. INRA, Dijon, France, (1996) , 261-278 pp.
272. Olsson P.A., Van Aarle I.M., Allaway W.G., Ashford A.E., Rouhier H., “Phosphorus effects on metabolic processes in monoxenic arbuscular mycorrhiza cultures”. *Plant Physiol.*, n°.130, (2002), 1162-1171.
273. Johnson N.C., Pflieger F.L., “Vesicular-arbuscular mycorrhizae and cultural stress. *In: Mycorrhizae in sustainable agriculture*”. Bethlenfalvay G.J., Linderman R.G. (Eds.). ASA. Madison, USA, (1992) , 71-99 pp.
274. Plenchette C., Strullu D.G., “Mycorhizes et agriculture intégrée: standards expérimentaux. *In: Fortin J.A., Charest C., Piché Y. : La symbiose mycorhizienne. Etat des connaissances*”. Orbis, Frelighsburg, Québec, Canada, (1995) , 125-144 pp.
275. Dalpé Y., “Mycorrhizal fungi biodiversity in Canadian soils”. *Can. J. Soil. Sci.*, n°83 , (2004) , 321-330.
276. Arihara J., Karasawa T., “Effect of previous crops on arbuscular mycorrhizal formation and growth of succeeding maize”. *Soil Sci. Plant Nutr.*, N°:46 , (2000) , 43–51.
277. Abbott L.K, Robson A.D., De Boer G., “The effect of phosphorus on the formation of hyphae in soil by the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus, *Glomus fasciculatum*”. *New Phytol.*, n°.97 , (1984) , 437-446.
278. Alvarez G., Aubert C., Basson A., Berry D., Bodet J.M., Chantelot E., Chausson R., Cheroux M., Cluzeau D., Crete X., Jamar D., Leclerc B., L’Homme G., Gautronneau Y., Godden B., Houot S., Lemarie C., Lhopiteau F., Mathieu Y., Metzger L., Mrand P., Mouchart A., Nicolardot B., Parat J., Salducci X., Stilmat D., “Activités biologiques et fertilité des sols. Intérêts et limites des méthodes analytiques disponibles”. ITAB, Paris, France, (2002) , 26 p.
279. Johnson N.C., Rowland D.L., Corkidi L., Egerton-Warburton L.M., Allen E.B.,

- “Nitrogen enrichment alters mycorrhizal allocation at five mesic to semiarid grasslands”.  
Ecology, n°84 , (2003) , 1895-1908.
280. Blanke V., Renker C., Wagner M., Fullner K., Held M., Kuln A.J., Buscot F., “Nitrogen supply affects arbuscular mycorrhizal colonization of the *Artimisia valgrisi* in aphosphate polluted field site”. New phytol., n°.166 , (2005) , 981-992.
281. Ducouso M., Colonna J.P., “Infection endomycorhizienne chez de jeunes *Faidherbia albida* : influence sur la croissance et le développement”. ICRAF, Niamey, Niger, (1993) , 151-156 pp.
282. Rinaldelli E., Mancuso S., “Réactions, à court terme et à long terme des plants d’olivier (*Olea europaea* L.) mycorhizés et non mycorhizés cultivés dans des substrats salins”. Olivae, n°.74, (1998) , 45-49.
283. Hirrel M.C., Gerdmann J.W., “Improved growth of onion and *Bell pepper* in saline soils by two vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi”. Soil Sci. Soc. Am., J. n°.44, (1980) , 654-655.
284. Boudarga K., Dexheimer J., “Sur la mycorhization contrôlée de semis d’*Eucalyptus camaldulensis* Dehnhardt par *Gigaspora margarita* Becker et Hall”. Ann. Sci. For., n°.46 , (1989) , 131-139.
285. Lei J., Dexheimer J., “Résultats préliminaires concernant la mycorhization contrôlée de vitro-plants de chêne (*Quercus robur* L.) ”. Ann. Sci. For., V.44 , n°.3, (1987) , 315-324.
286. Jaizme-Vega MC., Esquivel Delamo M., Dominguez P. T., Rodriguez Romero A.S., “Effets de la mycorhization sur le développement de deux cultivars de bananiers issus de la micropropagation”. Infomusa, V.11 , n°.1 , (2002), 25-28.
287. Berta G., Trotta A., Fusconi A., Hoocker J.E., Munro M., Atkinson D., Giovanetti M., Morini S., Fortuna P., Tisserant B., Gianinazzi-Pearson V., Gianinazzi S., “Arbuscular

mycorrhizal induced changes to plant growth and root system morphology in *Prunus cerasifera*". *Tree Physiol.*, n°.15, (1995), 281-293.

288. Trépanier M., "Effets des champignons endomycorhiziens sur le bouturage et la croissance de plantes ligneuses ornementales". Mémoire de grade Master Science. Faculté des sciences de l'agriculture et de l'alimentation. Université Laval, Canada, (1998), 90 p.

289. Sow H.A., Diop T.A., Ndiaye F., Manga A.G.B., Diallo A., "Influence de la mycorhization arbusculaire sur la culture intensive de l'oignon (*Allium cepa* L.) au Senegal". *Journal des Science*, V.8, n°.1, (2008), 1-6.

290. Olivier B., Bertheau Y., Diem H. G., Gianinazzi-pearson V., "Influence de la variété de *Vigna unguiculata* dans l'expression de trios association endomycorhiziennes à vésicules et à arbuscules". *Can. J. Bot.*, n°.61, (1983), 354-358.

291. Oihabi A., "Etude de l'influence des mycorrhizes a vesicules et arbuscules sur le bayoud et la nutrition du palmier dattier". Ph.D. thesis, Université Cadi Ayyad, Marrakech, Morocco, (1991), 200 p.

296. Afek U., Rinaldelli E., Menge J.A., Johson E.L.V., Pont E., "Mycorrhizal species, root age, and position of mycorrhizal inoculum influence colonization of cotton, onion, and pepper seedlings". *Amer. J. Soc. Hort. Sci.*, V.115, n°.6, (1990), 938-942.

297. Graham J.H., Duncan L.W., Eissenstat D.M., "Carbohydrate allocation patters in citrus genotypes as affected by phosphorus nutrition, mycorrhizal colonization and mycorrhizal dependency". *New Phytol.*, n°.135, (1981), 335-343.

298. Kendrick B., "Mycorrhizae: mutualistic plant-fungus symbioses. *In*: The fifth Kingdom. Focus Information Group Inc"., Newburyport, Massachussets, USA, (1992), 262-286 pp.

301. Abbott L.K, Robson A.D., De Boer G., “The effect of phosphorus on the formation of hyphae in soil by the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus, *Glomus fasciculatum*”. *New Phytol.*, n°.97 , (1984) , 437-446.
302. Strullu D.G., Diop T.A., Plenchette C., “ Réalisation de collections *in vitro* de *Glomus intraradices* (Schenck et Smith) et *Glomus versiforme* (Karsten et Berch) et proposition d’uncycle de développement”. *CR Acad. Sci.*, n°.320 , (1991) , 41-47.
304. Fortin J.A., Plenchette C., Pich  Y., “Les mycorrhizes. La nouvelle révolution verte. MultiMonde Quae”. (Eds.), Québec, (2008) , 131 p.
305. Calvente R., Cano C., Ferrol N., Azc n-Aguilar C. Barea J.M., “Analysing natural diversity of Arbuscular mycorrhizal fungi in olive tree (*Olea europaea* L.) plantations and assessment of the effectiveness of native fungal isolates as inoculants for commercial cultivars of olive plantlets”. *Appl. Soil Ecol.*, n°.26 , (2004) , 11-19.
306. Derkowska E., Sas - Paszt L., Sumorok, B., “The influence of mycorrhization and organic mulches on mycorrhizal frequency in apple and strawberry roots”. *J. Fr. Orn. Plant Res.*, n°.16 , (2008) , 227-242.
307. Cavallazzi J.R. P., Filho O. K., Sturmer S. L., Rygiewicz P. T., de Mendonc M.M., “Screening and selecting arbuscular mycorrhizal fungi for inoculating micropropagated apple rootstocks in acid soils”. *Plant Cell. Tiss. Organ Cult.*, n°.90 , (2007) , 117–129.
308. Citernesi, A.S., Vitagliano, C., Giovannetti, M., “Plant growth and root system morphology of *Olea europea* L. rooted cuttings as influenced by arbuscular mycorrhizas”. *J. Horticult. Sci. Biotechnol.*, n°.73 , (1998) , 647–654.
309. Berta G., Trotta A., Fusconi A., Hoocker J.E., Munro M., Atkinson D., Giovanetti M., Morini S., Fortuna P., Tisserant B., Gianinazzi-Pearson V., Gianinazzi S., “Arbuscular mycorrhizal induced changes to plant growth and root system morphology in *Prunus cerasifera*”. *Tree Physiol.*, n°.15 , (1995) , 281-293.

310. Schellenbaum, L., Berta, G., Ravolanirina, F., Tisserant, B., Gianinazzi, S., Fitter, A.H., “Influence of endomycorrhizal infection on root morphology in a micropropagated woody plant-species (*Vitis vinifera* L.)”. *Annals of Bot.*, n°.68 , (1991) , 135–141.
311. Dreyer B., Morte A., López J. Á., Honrubia M., “Comparative study of mycorrhizal susceptibility and anatomy of four palm species”. *Mycorrhiza*, (2009) , 1-13 pp.
312. Norman, J.R., Atkinson, D., Hooker, J.E., “Arbuscular mycorrhizal fungal-induced alteration to root architecture in strawberry and induced resistance to the root pathogen *Phytophthora fragariae*”. *Plant Soil*, n°.185, (1996) , 191–198.
313. Daniels-Hetrick B.A., Leslie J.F., Wilson G.T., Kitt D.G., “Physical and topological assessment of effects of a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus on root architecture of big bluestem”. *New Phytol.*, n°.110 , (1988) , 85–96.
314. Kaldorf M., Ludwig-Müller J., “AM fungi might affect the root morphology of maize by increasing indole- 3-butyric acid biosynthesis”. *Physiol. Plant*, V.109 , n°.1 , (2000) , 58-67.
315. Fidelibus M.W., Martin C.A., Wright G.C., Stutz J.C., “Effect of arbuscular mycorrhizal (AM) fungal communities on growth of „Volkamer“ lemon in continually moist or periodically dry soil”. *Scientia Hort.*, n°.84 , (2000) , 127-140.
316. Fester T., Hause B., Schmidt Diene., Halfmann K., Schmidt J., Wray V., Hause G., Strack D., “Occurrence and localization of apocarotenoids in arbuscular mycorrhizal plant roots”. *Plant Cell. Physiol.*, n°.43 , (2002) , 256–265.

## ANNEXES

## ANNEXE 1 : Normes internationales de HENIN et al. (1969)

Élément dosé	Normes	Sol
Caco <sub>3</sub> Total	<5% 5-15% 16-30% >30%	-Peu calcaire -Moyennement calcaire -Calcaire -Très calcaire
Caco <sub>3</sub> Actif	<8% 8-15% >15%	-Peu chlorosant -Chlorosant -Très chlorosant
M.O (%)	0-2 2-4 4-10 10-20 >20	-Pas ou peu organique -Sol normal -Sol humifère -Sol humo-texture -Semble à l'humus
La conductivité électrique C.E (mmhos/cm à 25°C)	CE < 2 2 < CE < 4 4 < CE < 8 8 < CE < 16 CE > 16	-Sol non salé -Sol peu salé -Sol salé -Sol très salé -Sol extrêmement salé
pH du sol	PH eau < 4,5 5,5 < PH eau < 6 6 < PH eau < 6,5 6,5 < PH eau < 7,5 7,5 < PH eau < 8 8 < PH eau < 8,5 PH eau < 8	-Extrêmement acide -Moyennement acide -Légèrement acide -Neutre -Légèrement basique -Fortement basique -Excessivement basique
Phosphore assimilable (ppm)	P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> < 10 10 < P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> < 30 30 < P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> < 56 P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> > 56	-Sol pauvre -Sol moyen -Sol riche -Sol excessivement riche
Potassium assimilable (méq/100 d de sol)	K < 0,25 0,25 < K < 0,5 0,5 < K < 1,0 K > 1	-Teneur faible -Teneur moyenne -Teneur élevée -Teneur très élevée

**Annexe 2: Résultats des analyses de variance (ANOVA)**Tableau 1: Analyse de variance à un facteur de développement (inoculation) pour variable : **Hauteur de la partie aérienne des plants (cm)**

Source de variance	SCE	DDL	CM	F	P
<b>F: inoculation</b>	1069,385	3	356,462	2,759	0,051
<b>Résiduelle</b>	7235,255	56	129,201		
<b>totale</b>	8304,64	59	485,663		

Tableau 2: Analyse de variance à un facteur de développement (inoculation) pour variable : **Longueur des racines (cm)**

Source de variance	SCE	DDL	CM	F	P
<b>F: inoculation</b>	1093,504	3	364,501	3,507	0,021
<b>Résiduelle</b>	5819,759	56	103,924		
<b>totale</b>	1613,263	59	468,425		

Tableau 3: Analyse de variance à un facteur de développement (inoculation) pour variable : **Nombre de feuilles**

Source de variance	SCE	DDL	CM	F	P
<b>F: inoculation</b>	560,583	3	186,861	1,425	0,245
<b>Résiduelle</b>	7342,667	56	131,119		
<b>totale</b>	7903,25	59	317,98		

Tableau 4 : Analyse de variance à un facteur de développement (inoculation) pour variable : **Nombre de tiges**

Source de variance	SCE	DDL	CM	F	P
<b>F: inoculation</b>	964,333	3	321,444	7,136	0,0000
<b>Résiduelle</b>	2522,400	56	45,043		
<b>totale</b>	3486,733	59	366,487		

Tableau 5: Analyse de variance à un facteur de développement (inoculation) pour variable : **Poids frais**

Source de variance	SCE	DDL	CM	F	P
<b>F: inoculation</b>	5629,474	3	1876,491	4,414	0,0047
<b>Résiduelle</b>	23808,136	56	425,145		
<b>totale</b>	29437,61	59	2301,636		

Tableau 6: Analyse de variance à un facteur de développement (inoculation) pour variable : **Poids sec**

Source de variance	SCE	DDL	CM	F	P
<b>F: inoculation</b>	2605,598	3	868,533	3,630	0,018
<b>Résiduelle</b>	13397,809	56	239,247		
<b>totale</b>	16003,407	59	1107,78		

Tableau 7: Analyse de variance à un facteur de développement (inoculation) pour variable : **Degré d'affinité greffon porte greffe**

Source de variance	SCE	DDL	CM	F	P
<b>F: inoculation</b>	5,780	3	1,927	2,845	0,046
<b>Résiduelle</b>	37,930	56	0,677		