

Tables des matières

Tables des matières

Liste des figures.....	vii
Liste des planches.....	ix
Liste des tableaux	x
Liste des annexes.....	xi
INTRODUCTION GENERALE	1
<u>CHAPITRE I - SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE</u>	
I. SYMBIOSE MYCORHIZIENNE	5
I.1. Définition des mycorhizes	5
I.2. Différents types de mycorhizes.....	5
I.2.1. Mycorhizes à arbuscules (MA).....	6
I.2.2. Ectomycorhizes (ECM).....	6
I.2.3. Mycorhizes éricoïdes.....	7
I.2.4. Mycorhizes orchidoïdes.....	9
I.2.5. Ectendomycorhizes.....	9
II. SYMBIOSE ENDOMYCORHIZIENNE ARBUSCULAIRE	9
II.1. Classification	9
II. 2. Partenaires	12
II.2.1. Plantes hôtes.....	12
II.2.2. Champignons.....	12
II.3. Développement de la symbiose (MA).....	13
II.3.1. Phase pré-symbiotique	15
II.3.2. Première phase symbiotique	16
II.3.3. Phase symbiotique d'âge mûr	17
II.4. Dispersion et prédateurs des CMA.....	18
II.5. Facteurs influençant la symbiose MA	18
II.6. Importance des MA	19
II.6.1. Nutrition minérale	19
II.6.2. Atténuation du stress salin	20
II.6.3. Alimentation en eau	20
II.6.4. Protection des agents pathogènes.....	21
II.6.5. Bioremediation	21
II.6.6. Production d'hormones	22
II.6.7. Rôle écosystémique et écologique	22

III. L'OLIVIER	23
III.1. Historique	23
III.2. Classification.....	23
III.3. Description et botanique.....	26
III.4. Biologie et cycle de développement.....	27
III.5. Multiplication et plantation	27
III.6. Ecologie.....	28
III.6.1. Sol	28
III.6.2. Climat.....	28
III.7. Répartition de l'olivier dans le monde	28
III.8. Répartition de l'olivier en Algérie	29
III.9. Maladies et ravageurs.....	31
III.10. Intérêts.....	32
III.10.1. Olive et huile d'olive	32
III.10.2. Feuilles.....	33
III.10.3. Bois	33
III.10.4. Intérêt écologique.....	33
CHAPITRE II - MATERIEL ET METHODES	
I. PRESENTATION DE LA ZONE ET DES STATIONS D'ETUDE	35
I.1. Localisation de la zone et des stations d'étude	35
I.2. Caractéristiques climatiques	38
II. PRESENTATION DU MATERIEL VEGETAL	39
II.1. Caractères botaniques et écologiques	40
II.2. Intérêts écologiques et économiques	40
III. METHODES DE PRÉLÈVEMENT ET D'OBSERVATION DES RACINES	41
III.1. Collecte des racines.....	41
III.2. Traitement et observation des racines	41
III.2.1. Mise en évidence de la colonisation arbusculaire.....	41
III.2.2. Observation et estimation de la mycorhization.....	43
III.1.3. Procédures analytiques	44
IV. ANALYSES PHYSICOCHIMIQUES DES SOLS	45
IV.1. Potentiel hydrogène eau et KCl	45
IV.2. Conductivité électrique	45
IV.3. Carbone total et matière organique	45
IV.4. Calcaire total :	46

IV.5. Phosphore total :.....	46
IV.6. Phosphore assimilable :.....	46
IV.7. Texture :	47
V. METHODES D'EXTRACTION ET D'OBSERVATION DES SPORES DE CMA.....	47
V.1. Extraction des spores fongiques du sol	47
V.2. Préparation des lames.....	49
V.3. Détermination de la densité sporale	49
VI. ETUDE DU POUVOIR INFECTIEUX DES SOLS	50
VI.1. Plante test choisie.....	50
VI.2. Substrats de culture	51
VI.3. Conduite de l'essai	51
VI.4. Méthode de calcul du MPN	51
VII. ETUDE DE L'INFECTIVITE ET DE L'EFFICACITE DES ESPECES FONGIQUES SELECTIONNEES	52
VII.1. Inoculation	52
VII.2. Paramètres mesurés	53
VIII. MULTIPLICATION PAR BOUTURAGE ET ENDOMYCORHIZATION CONTROLEE DE L'OLIVIER VARIETE FERKENI	54
VIII.1. Production de l'olivier par bouturage en serre de nébulisation.....	54
VIII.1.1. Prélèvement de la bouture et préparation du matériel végétal	54
VIII.1.2. Milieu de culture	55
VIII.2. Inoculation.....	56
VIII.3. Paramètres mesurés	56
VIII.4. Procédures analytiques.....	56
IX. CULTURE IN VITRO (MICROPROPAGATION) DE L'OLIVIER VARIETE FERKENI	57
IX.1. Constitution et préparation du milieu de culture de Murashige et Skoog (MS)	57
IX.1.1. Macroéléments (MS)	58
IX.1.2. Micro-éléments (MS)	58
IX.1.3. Fer (MS)	58
IX.1.4. Vitamines (MS)	58
IX.2. Préparation des solutions-mères de régulateurs de croissance.....	58
IX.3. Préparation du milieu MS pour un volume de 1 000 ml.....	59
IX.4. Préparation et stérilisation du matériel végétal	60
IX.5. Conditions de culture	60

IX.6. Phase d'acclimatation	60
X. SUIVI PHENOLOGIQUE DE L'OLIVIER VARIETE FERKENI	61
X.1. Verger d'étude	61
X.2. Matériel végétal	61
X.3. Evaluation de la croissance végétative	61
X.4. Evaluation des potentialités reproductives	61
X.5. Les procédures analytiques	62
<u>CHAPITRE III - RESULTATS ET DISCUSSIONS</u>	
I. ÉTAT DE LA COLONISATION MYCORHIZIENNE ARBUSCULAIRE DE L'OLIVIER DANS LES DIFFERENTES STATIONS D'ETUDE	65
I.1. Résultats	65
I.1.1. Variation spatio-temporelle de la mycorhization.....	65
I.1.2. Facteurs influants sur la variation des paramètres de mycorhization	68
I.1.3. Analyse du sol.....	70
I.1.4. MPN des sols des stations d'étude.....	71
I.1.5. Nombre de spores présentes dans 100g de sol des stations d'étude	71
I.1.6. Corrélation entre le nombre de spores et les différents paramètres de colonisation....	73
I.1.7. Diversité sporale	75
I.1.8. Effet du climat sur la mycorhization	87
I. 2.. Discussion	89
II. MYCORHIZATION CONTROLÉE DE L'OLIVIER VARIÉTÉ FERKENI.....	99
III.1. Résultats	116
II.1.1. mycorhization controlée de la plante « inoculum » : le sorgho.....	99
II.1.1.1. Paramètres de croissance des plantules du sorgho en fonction des traitements... 99	
II.1.1.2. Paramètres de la colonisation MA des plantules de sorgho en fonction des traitements	99
II.1.2. Mycorhization contrôlée de l'olivier	101
II.1.2.1. Bouturage de l'olivier	101
II.1.2.2. Paramètres de croissance de l'olivier en fonction des traitements.....	101
II.1.2.3. Paramètres de la symbiose MA chez l'olivier en fonction des traitements	103
II.1.2.4. Test de la variation des paramètres de croissance chez l'olivier en fonction des paramètres de mycorization enregistrés chez chaque type d'inoculum.....	103
II.2. Discussion	109
III. ESSAI DE CULTURE <i>IN VITRO</i> DE L'OLIVIER.....	114
III.1. Résultats	116

Liste des figures

Figure 1. Représentation schématique des différents types des mycorhizes	5
Figure 2. Différentes structures de la colonisation mycorhizienne arbusculaire.....	14
Figure 3. Différentes fonctions des CMA.....	20
Figure 4. L'olivier <i>Olea europaea</i> L.	26
Figure 5. Localisation de l'olivier en Algérie.....	30
Figure 6. Localisation géographique et carte des types de bioclimats de la zone d'étude (Machrouha, Morsott, Ferkene) dans l'est de l'Algérie.....	35
Figure 7. Diagrammes ombrothermiques des différentes stations étudiées	37
Figure 8. Les différentes étapes du terrain au laboratoire de préparation des échantillons racinaires.....	42
Figure 9. Barème de classe de la colonisation endomycorhizienne	43
Figure 10. Technique d'extraction des spores fongiques	48
Figure 11. Schéma de la technique de dilution utilisée dans la réalisation du test du nombre le plus probable (MPN)	52
Figure 12. Différentes formes de colonisation MA chez l'olivier.....	66
Figure 13. Variations annuelles, saisonnières et selon le type de climat des paramètres de mycorhization chez l'olivier.	67
Figure 14. Nombre de propagules présentes dans les sols des stations d'étude.	72
Figure 15. Nombre de spores présentes dans les différentes stations.....	72
Figure 16. Relations entre le nombre de spores et les paramètres de mycorhization mesurés dans les différents sites d'étude.	74
Figure 17. Diversité sporale présente dans le sol de la station Ferkene	75
Figure 18. Paramètres de croissance et de colonisation chez le sorgho en fonction des traitements.....	100
Figure 19. Paramètres de la colonisation MA des plantules de sorgho en fonction des traitements.....	101
Figure 20. Croissance des boutures d' <i>Olea europaea</i> var. Ferkeni en fonction des traitements.....	102
Figure 21. Paramètres de croissance de l'olivier en fonction des traitements.....	104

Figure 22. Paramètres de la colonisation MA et les goupes fongiques révélés par le test de Tukey chez l'olivier en fonction des traitements.....	106
Figure 23. Nombre de micro-boutures suivant les différentes étapes de culture in vitro.....	114
Figure 24. Étapes de la micropropagation	115
Figure 25. Brunissement et contamination des micro-boutures	115
Figure 26. Suivi phénologique des différentes phases végétatives de l'olivier (variété Ferkeni).....	118

Liste des planches

<u>Planche 1.</u> Présentation de la spore <i>Glomus</i> sp1.....	76
<u>Planche 2.</u> Présentation de la spore <i>Glomus constrictum</i>	77
<u>Planche 3.</u> Présentation de la spore <i>Glomus</i> sp2.....	78
<u>Planche 4.</u> Présentation des spores genre <i>Glomus</i>	79
<u>Planche 5.</u> Présentation des spores genre <i>Gigaspora</i>	81
<u>Planche 6.</u> Différentes phases végétatives de la variété Ferkeni.	120

Liste des tableaux

Tableau 1. Les différents types de mycorhizes	8
Tableau 2. Propositions de classification des champignons Glomeromycota dans le royaume de champignons.....	10
Tableau 3. Les différentes variétés algériennes d'olive	25
Tableau 4. Composition chimique de l'huile d'olive	32
Tableau 5. Localisation et caractéristiques climatiques des sites d'étude	39
Tableau 6. Constituants du milieu de culture	57
Tableau 7. Modèles linéaires pour les effets de l'année, la saison et le type de climat sur les paramètres de la mycorhization de l'olivier dans l'est Algérien (F%, M%, m% ; A%, a%)......	69
Tableau 8. Modélisation des effets de "l'année", "saison" et "type de climat" au moyen de tests multi-way ANOVA sur les paramètres de la mycorhization chez l'olivier planté dans l'est Algérien.	70
Tableau 9. Caractéristiques physico-chimiques du sol des différentes stations d'étude.....	71
Tableau 10. Modélisation de l'effet des facteurs climatiques sur les paramètres de la mycorhization chez l'oliviers planté dans l'est Algérien au moyen de test GLM.....	88
Tableau 11. Tests de la variation de la mycorhization chez l'olivier en fonction de l'inoculum fongique Test ANOVA.....	107
Tableau 12. Test ANCOVA des paramètres de croissance chez l'olivier en fonction des paramètres de mycorization enregistrés chez chaque type d'inoculum	108
Tableau 13. Suivi phénologique des différentes phases végétatives de la variété Ferkeni durant les années 2011-2012.	119
Tableau 14. Statistiques descriptives des paramètres de croissance (longueur des rameaux, diamètre des rameaux et nombre de nœuds) en fonction des années et des expositions.....	121
Tableau15. Résultats du modèle linéaire pour les effets individuels de l'année et l'exposition sur les paramètres de l'allongement des rameaux, diamètre des rameaux et nombres de nœuds chez la variété Ferkeni de l'olivier dans l'est algérien..	122
Tableau 16. Modélisation des effets de « l'année » et « l'exposition des branches » sur les paramètres de phénologie chez la variété Ferkeni de l'olivier dans l'est Algérien à l'aide du test ANOVA à deux facteurs.	123

Liste des annexes

Annexe 1. Composition du noir de chlorazol	150
Annexe 2. Grille de l'évaluation des paramètres de la colonisation MA.....	150
Annexe 3. Composition du réactif de Melzer	151
Annexe 4. Méthode de comptage du nombre le plus probable (MPN).....	152
Annexe 5. La solution nutritive (Long Ashton).....	154
Annexe 6. Présentation des spores fongiques commercialisées (<i>Glomus intraradices</i> , <i>Glomus mosseae</i> et <i>Gigaspora margarita</i>) utilisées dans les tests d'inoculation.	155
Annexe 7. Paramètres de croissance des plantules d'olivier en fonction des traitements	158
Annexe 8. Paramètres de la colonisation mycorhizienne arbusculaire dans les plantules d'olivier en fonction des traitements	160

Introduction Générale

INTRODUCTION GÉNÉRALE

En Algérie, l'évolution récente du climat montre que le réchauffement climatique y est plus important que la moyenne mondiale, ce qui laisse présager que ce pays subirait les effets délétères de ce changement. Ce dernier constitue, désormais, une préoccupation majeure pour le pays (Tabet-Aoul, 2008). Ainsi, la hausse des températures et la baisse des précipitations vont influencer sur la modification des paysages et des potentiels agricoles, créant de nouveaux enjeux nationaux et internationaux (Rousset et Arrus, 2006).

Afin de s'opposer aux défis de ce changement climatique qui ne cesse de prendre de l'ampleur dans la région semi aride de la wilaya de Tébessa, les services locaux de cette wilaya ont pris des mesures spéciales pour lutter contre ces menaces ; le reboisement présente l'une de ces mesures (ITAFV, 2013).

De par l'immense intérêt écologique et économique qu'il présente, et étant un arbre fruitier résistant et robuste (Argenson *et al.*, 1999), l'olivier est le meilleur prototype qu'ont adopté les services locaux de cette wilaya, notamment la variété Ferkeni qui en est endémique (DSA). Ce qui s'est traduit par l'implantation de plusieurs oliveraies dans la totalité de cette wilaya. Toutefois, les conditions climatiques sévères qui règnent dans cette wilaya et surtout dans sa partie sud, affectent négativement le développement, la stabilité et le rendement de ces arbres (Boughalleb et Hajlaoui, 2011). Cette faiblesse des rendements est due aussi à la pauvreté des sols; en particulier en azote et en phosphore (Birhane *et al.*, 2012). L'apport d'engrais pourrait constituer, certes, une solution à cette faible production. Hélas, cet apport, en plus de ses coûts exorbitants, a atteint ses limites à cause de la pollution et la dégradation des écosystèmes suite à son application (Fraga-Beddiar et le Tacon, 1990).

Pour faire face à cet environnement de plus en plus hostile aux cultures et en vue d'assurer une meilleure productivité de ces arbres, le recours à une solution biologique sera alors le bienvenu. Ainsi, un intérêt croissant a été attribué aux champignons mycorhiziens, qui apparaissent comme les organismes telluriques les plus importants à prendre en compte (Akhtar et Siddiqui, 2008).

La symbiose mycorhizienne arbusculaire (MA) (du Grec *mykes* = champignons et *rhiza* = racines) est une interaction mutuellement bénéfique entre champignons du sol et plantes vertes, et est aussi, une partie intégrante importante de l'écosystème naturel (Garg et Chandel, 2010).

Cette association est apparue avant même que les plantes aient développé de véritables racines (Bonfante et Selosse, 2010). Preuves de cette formation, la chaille de la flore de *Rhynie* démontre que les organes souterrains existant chez les plantes fossiles comme *Aglaophyton* contenaient des structures qui ressemblent à des arbuscules formés par des espèces actuelles de champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA) (Remy *et al.*, 1994).

Compte tenu de la longue histoire de l'évolution des CMA et leur manque apparent de spécificité d'hôte (Bever *et al.*, 1996; Helgason *et al.*, 2007), il n'est pas surprenant que l'association endomycorhizienne arbusculaire se trouve dans 80% des familles de plantes vasculaires (Wang et Qiu, 2006) et presque dans tous les écosystèmes terrestres, du tropical au tempéré, les forêts, les dunes de sable, les déserts et les prairies ainsi que dans les agroécosystèmes (Brundrett, 1991).

De part leur ubiquité et leurs caractéristiques physiologiques, les CMA ont un rôle très important dans la lutte contre les conditions climatiques défavorables, entre autres la sécheresse (ref). Cependant, si le potentiel des ces champignons symbiotiques est reconnu, leur prise en compte dans les systèmes de culture reste à faire. Ainsi, l'objectif majeur de ce travail est de faire une étude qui se veut être à la fois écologique et physiologique pour mettre en valeur la variété oléicole Ferkeni ainsi que l'effet bénéfique que représente l'association MA pour cette variété.

En plus d'un chapitre de synthèse bibliographique et d'un autre consacré à la description de la méthodologie employée, cette thèse dresse et discute les résultats du travail entrepris répartis sur quatre volets différents mais complémentaires les uns des autres suivis d'une conclusion et des perspectives.

Dans le premier volet, il nous a paru important d'effectuer des prospections sur le terrain et d'établir le statut mycorhizien de l'olivier cultivé dans l'est Algérien (station de Mechrouha dans la wilaya de Souk Ahras, et les stations de Morsott et Ferkene dans la wilaya de Tébessa). Cette étude, étalée sur une période de trois années (2010 à 2012) suivant les différentes saisons, a pour objectif de calculer les différents paramètres de la colonisation MA et d'analyser et de démontrer l'effet que peuvent jouer les différents facteurs climatiques sur les changements des taux de colonisation MA. Dans ce même volet, il nous a paru opportun d'isoler, de chacune de trois stations, le morphotype de spore fongique le plus abondant pour des tests ultérieurs d'inoculation contrôlée. En parallèle, une étude pédologique des sols était prévue.

Dans le second volet, l'objectif principal est la mycorhization contrôlée et la comparaison des inocula de commerce à des inocula indigènes d'abord sur le sorgho (*Sorghum vulgare*) puis sur la variété Ferkeni de l'olivier. Les plantules de l'olivier sont issues de boutures réalisées par nous mêmes en conditions semi-axéniques,

Dans le troisième volet, un test de micropropagation (culture *in vitro*) de la variété Ferkeni est tenté dans un but de comparaison avec la technique de multiplication par bouturage.

Enfin, le quatrième volet est consacré à un suivi phénologique de la variété Ferkeni durant les années 2011 et 2012, afin de connaître la chronologie des différents stades de son cycle biologique.

CHAPITRE I

Synthèse Bibliographique

I. SYMBIOSE MYCORHIZIENNE

À de rares exceptions près, les plantes vertes terrestres vivent en symbiose, c'est-à-dire en association intime, durable et à bénéfice mutuel, avec des champignons liés aux racines sous la forme d'organes mixtes appelés mycorhizes (Garbaye, 2013).

I.1. Définition des mycorhizes

Les mycorhizes sont formées par des champignons microscopiques qui font merveille en travaillant en symbiose avec les racines des plantes. Les champignons aident les plantes à puiser des éléments nutritifs dans le sol et à s'adapter au milieu : en échange, les plantes fournissent aux champignons l'énergie qu'ils sont incapables de tirer eux-mêmes du soleil (Fortin *et al.*, 2011).

Les mycorhizes sont constitués de l'ensemble des racines des plantes et des champignons mutualistes dans leur milieu et ces trois facteurs doivent être considérés conjointement lors de l'étude de ces associations.

I.2. Différents types de mycorhizes

Plusieurs types de mycorhizes ; endomycorhizes à arbuscules, ectomycorhizes, ectendo mycorhizes, mycorhizes arbutoïdes, éricoïdes et orchidoïdes, sont classés par leurs caractéristiques morphologiques distinctes (Wang et Qiu, 2006) (**Figure 1**).

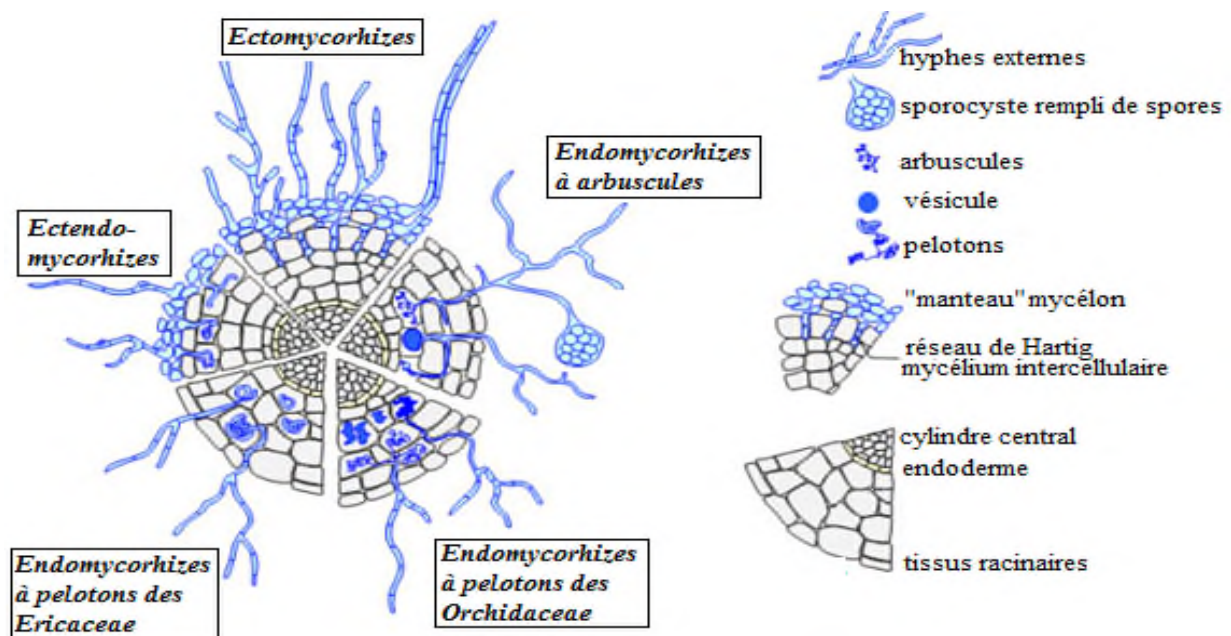


Figure 1. Représentation schématique des différents types des mycorhizes (Le Tacon, 1985)

I.2.1. Mycorhizes à arbuscules (MA)

Les mycorhizes à arbuscules sont la forme la plus commune et répandue des associations mutualistes entre les champignons du sol et les racines des plantes (**Tableau 1**). Ces associations sont également appelées mycorhizes à arbuscules et vésicules. Les partenaires de ces associations comprennent des membres de l'embranchement « Glomeromycota » des champignons et la plupart des plantes vasculaires.

Les MA sont caractérisées par la présence d'arbuscules dans les cellules corticales de la racine. L'Arbuscule, « en forme de petit-arbre » est une structure fongique spécifique, qui représente le principal site d'échange des nutriments entre la plante et le champignon (He et Nara, 2007). Il est ramifié, d'une structure microscopique qui se forme dans les cellules vivantes corticales de la racine (Manchanda et Garg, 2007). Ces arbuscules sont liés par des hyphes soit intercellulaires ou intracellulaires à l'intérieur de la racine.

Certains champignons forment des structures de stockage arrondies appelées vésicules ou des spores dans le tissu racinaire ou dans le sol (Van der Heijden et Sanders, 2002).

Dans cette association, la plante hôte reçoit généralement des nutriments minéraux obtenus à partir du sol par le champignon, en échange, le partenaire fongique obtient les composés carboniques issus de la photosynthèse de la plante.

Les communautés de CMA influencent un certain nombre de processus importants de l'écosystème, y compris la productivité végétale, la diversité végétale et la structure du sol (Van der Heijden *et al.*, 1998). Ainsi, non seulement les CMA ont de multiples fonctions qui améliorent la performance de la plante, mais elles jouent également un rôle crucial dans le développement des propriétés du sol et la santé de l'ensemble de l'écosystème (Garg et Chandel, 2010).

I.2.2. Ectomycorhizes (ECM)

Sont caractérisés par une gaine ou enveloppe d'hyphes entourant la racine. Les prolongements latéraux du manteau peuvent pénétrer entre les cellules de l'épiderme de la racine dans ce qui est appelé le réseau de Hartig.

Le concept central à comprendre est que les associations ectomycorhiziennes semblent différer avec l'environnement (Allen, 1992). Dans l'hémisphère nord, les ectomycorhizes semblent être principalement associées à des arbres forestiers. Dans les tropiques, seulement quelques arbres forestiers forment des ectomycorhizes et ceux-ci apparaissent dans les peuplements monospécifiques.

La plupart des arbres des forêts tempérées de l'hémisphère Nord forment des ECM. Ces arbres concernent plusieurs familles, y compris des Bétulacées, Cupressacées, Fagacées, Juglandacées, Pinacées, Platanacées, Oléacées, Salicacées, Taxacées, et Ulmacées.

Dans l'hémisphère sud, les ECM se trouvent sur une large gamme d'arbres, d'arbustes et d'herbes des familles Casuarinacées, Mimosacées, et Myrtacées. L'importance écologique des ECM pour ces plantes est inconnue dans la plupart des cas. De plus, une proportion importante des arbres forme également des MA, et quelques-uns peuvent former des ectendomycorhizes au stade de plantules (Allen, 1992).

Plusieurs milliers de différents champignons sont connus pour former des ECM. Le degré de spécificité varie ; certaines espèces de champignons sont spécifiques à une seule espèce d'hôte, tandis que d'autres peuvent former des ECM avec une large gamme de plantes (Allen, 1992).

Les champignons ectomycorhiziens ont une association écologique obligatoire avec leurs hôtes. Bien qu'ils puissent être cultivés sur gélose, les champignons ne survivent pas longtemps dans le sol en l'absence de leur hôte. L'association obligatoire indique que les champignons acquièrent des signaux ou des nutriments spécifiques du partenaire végétal.

Ils ont la capacité de former des fructifications de spores qui se libèrent au vent et donc peuvent être largement distribuées. Ces spores peuvent être également distribuées par les animaux mycophages (Allen, 1992) (**Tableau 1**).

I.2.3. Mycorhizes éricoïdes

Les mycorhizes éricoïdes sont caractérisées par la pénétration du champignon dans les cellules épidermiques du chevelu racinaire fin. Des pelotons sont formés dans ces cellules et les champignons ne se propagent pas de cellule à cellule (Smith et Read, 2008). Pour autant que nous le savons, seuls les membres de l'ordre des Ericales forme une symbiose de type éricoïde. Les exceptions connues dans l'ordre sont les familles Pyrolacées, Monotropacées et le genre *Arctostaphylus* des Éricacées. Cependant, l'étude des membres de la famille des Éricacées constitue la base de compréhension de mycorhizes éricoïdes (Smith et Read, 2008).

La plupart des familles de l'ordre Ericales forment souvent une association mycorhizienne typique (**Tableau 1**). D'autres membres de l'ordre ont des associations se rapprochant davantage des ectomycorhizes. La plupart des champignons mycorhiziens éricoïdes appartiennent à un groupe restreint dans les Léoïales.

Tableau 1. Les différents types de mycorhizes (Fortin et al., 2011)

Types de mycorhizes	Champignons impliqués	Plantes hôtes	Structures fongiques	Structures de l'hôte	Impacts physiologiques
Arbusculaires	Champignons microscopiques Glomeromycètes ≈200 espèces	Angiospermes, Gymnospermes, Ptéridophytes, et Bryophytes (85%) des espèces actuelles ≈200000 espèces	Mycélium et spores, intra/extra racinaires. Arbuscules et vésicules intracellulaires	Peu de changements	Accès accru à l'eau et aux minéraux peu mobiles. Résistance aux maladies. Phytophagie et phénologie modifiées
Ectomycorhizes	Champignons supérieurs : Basidiomycètes. Ascomycètes : milliers d'espèces	Arbres gymnospermes et angiospermes : 5% des espèces actuelles ≈10000 espèces	Manchon, mycélium inter cellulaire, rhizomorphes, sclérotés ; Ascomata, Basidiomata. Absence de pénétration intracellulaire	Hypertrophie corticale, ramifications dichotomiques ou racémeuses.	
Ectendo-mycorhizes	Deutéromycètes : quelques espèces	Pins, rares	Manchon mince, mycélium inter cellulaire. pénétration intracellulaire. Ascomata	Hypertrophie corticale, ramifications	Accès accru aux minéraux. Résistance aux maladies. Tolérance aux pH acides.
Arbutoides	Basidiomycètes : quelques Espèces	Ericacées, rares	Manchon mince. Pénétration intracellulaire. Basidiomata	Hypertrophie corticale	
Éricoïdes	Ascomycètes : quelques dizaines d'espèces	Ericacées :5% des espèces actuelles ≈1500 espèces	mycélium intra cellulaire. Ascomata	Peu de ramifications	
Orchidoïdes	Basidiomycètes et mycéliums stériles peu connus	Orchidées : 10% des espèces actuelles ≈25000 espèces	mycélium intra cellulaire pelotonné : <i>Basidiomycètes</i>	Peu de modifications	Souvent essentiel à la morphogénèse et à la nutrition saprophytique de la plante.

Cependant, peu de Basidiomycètes peuvent s'associer avec des plantes éricoïdes et former des mycorhizes d'éricoïdes morphologiquement typiques (Smith et Read, 2008).

I.2.4. Mycorhizes orchidoïdes

Les mycorhizes orchidoïdes sont caractérisées par la formation des pelotons d'hyphes dans les cellules corticales du tissu de la racine (**Tableau 1**). De passage, le champignon pénètre dans les cellules exodermiques et les hyphes se ramifient à travers le tissu cortical par pénétration intracellulaire. Les pelotons s'effondrent au fil du temps. Les cellules peuvent être colonisées par plus d'un hyphe plusieurs fois. Tous les membres de la famille des Orchidacées sont censés former ce type de mycorhizes (Smith et Read, 2008).

I.2.5. Ectendomycorhizes

Sont caractérisés par la formation d'une gaine sur la surface de la racine, avec pénétration intracellulaire et formation de pelotons dans les cellules corticales et sous épidermiques (**Tableau 1**). Un réseau de Hartig peut être présent (Smith et Read, 2008).

II. SYMBIOSE ENDOMYCORHIZIENNE ARBUSCULAIRE

La symbiose endomycorhizienne est de loin l'association racine-champignon la plus importante pour les plantes. Elle se produit dans presque tous les sols agricoles et naturels, et colonise ainsi les racines de nombreuses espèces végétales (Smith et Read, 2008).

II.1. Classification

Les champignons mycorhiziens à arbuscules (CMA) sont rassemblés dans un groupe monophylétique, l'embranchement Glomeromycota (Stürmer, 2012). Cet embranchement renferme tous les champignons mycorhiziens connus, qui ont co-évolué avec leurs hôtes puisque les plantes ont conquis le milieu terrestre au cours de l'Ordovicien, il y a plus de 430 millions d'années (Simon *et al.*, 1993; Redecker *et al.*, 2000).

En établissant une association mycorhizienne avec des racines hôtes, le corps somatique du CMA différencie des structures discrètes (des arbuscules, des vésicules, des cellules auxiliaires, mycélium interne / externe) et des spores asexuées qui contiennent le plus de diversité morphologique, utilisées pour regrouper les populations en espèces (Morton, 1990).

L'histoire et la complexité de la taxonomie et la systématique de ces biotrophes obligatoires a été développé en reconnaissant quatre périodes (**Tableau 2**).

Chaque période se concentre sur la position taxonomique du CMA dans le règne des champignons, la proposition de classification, la construction de nouveaux taxons, et les aspects relatifs à la nomenclature des caractères morphologiques subcellulaires trouvés dans leurs spores. En outre, le rôle important de la biologie moléculaire dans la compréhension des relations évolutives au sein des Glomeromycota et la proposition de nouveaux taxons est considérable (Stürmer, 2012).

- La période de la découverte initiale (1845-1974) est caractérisée par une description de la formation des espèces à sporocarpes et la proposition d'une classification de ces champignons (Stürmer, 2012).
- La période de la taxonomie suivante (1975-1989) a créé une base morphologique solide pour l'identification des espèces et pour la classification, résultant d'une description abondante de nouvelles espèces et la nécessité de standardiser la nomenclature des structures sporales subcellulaires (Gerdemann et Trappe, 1974).
- La période 1990-2000 a vu la première systématique phylogénétique des CMA sur la base de caractères phénotypiques seulement. A la fin de cette période, les caractères génétiques ont joué un rôle pour définir des taxons et élucider les relations évolutives au sein du groupe (Morton et Benny, 1990).
- La période de synthèse phylogénétique la plus récente (2001 à aujourd'hui) a commencé avec la proposition d'une nouvelle classification basée sur les caractères génétiques à l'aide de séquences des gènes ARNr multicopie (Schüßler *et al.*, 2001; Walker et Schüßler 2010; Oehl *et al.*, 2011a).

Tableau 2. Propositions de classification des champignons Glomeromycota dans le règne de champignons (Stürmer, 2012)

Phylum	Classe	Ordre	Famille	Genre
Gerdemann et Trappe (1974)				
Zygomycota	Zygomycetes	Endogonales	Endogonaceae	<i>Glomus</i> <i>Sclerocystis</i> <i>Acaulospora</i> <i>Gigaspora</i>
Morton et Benny (1990)				
Zygomycota	Zygomycetes	Glomerales	Glomeraceae	<i>Glomus</i> <i>Sclerocystis</i> <i>Acaulospora</i>
			Acaulosporaceae	<i>Entrophospora</i>
			Gigasporaceae	<i>Gigaspora</i> <i>Scutellospora</i>

Schüßler <i>et al.</i> (2001)				
Glomeromycota	Glomeromycetes	Glomerales	Glomeraceae	<i>Glomus</i>
			Gigasporaceae	<i>Gigaspora</i>
		Diversisporales	Acaulosporaceae	<i>Scutellospora</i>
			Diversisporaceae	<i>Acaulospora</i>
		Paraglomerales	Paraglomeraceae	<i>Entrophospora</i>
	Archaeosporales	Archaeosporaceae	<i>Diversispora</i>	
		Geosiphonaceae	<i>Paraglomus</i>	
			<i>Archaeospora</i>	
			<i>Geosiphon</i>	
Walker et Schüßler (2010)				
Glomeromycota	Glomeromycetes	Glomerales	Glomeraceae	<i>Glomus</i>
				<i>Funneliformis</i>
				<i>Sclerocystis</i>
			Claroideoglomeraceae	<i>Rhizophagus</i>
				<i>Claroideoglomus</i>
			Gigasporaceae	<i>Gigaspora</i>
				<i>Racocetra</i>
				<i>Scutellospora</i>
		Diversisporales	Acaulosporaceae	<i>Acaulospora</i>
			Entrophosporaceae	<i>Entrophospora</i>
			Pacisporaceae	<i>Pacispora</i>
				<i>Diversispora</i>
			Diversisporaceae	<i>Otophora</i>
		<i>Redeckera</i>		
Paraglomerales	Paraglomeraceae	<i>Paraglomus</i>		
	Archaeosporaceae	<i>Archaeospora</i>		
Archaeosporales	Ambisporaceae	<i>Ambispora</i>		
	Geosiphonaceae	<i>Geosiphon</i>		
Oehl <i>et al.</i> (2011a)				
Glomeromycota	Glomeromycetes	Glomerales	Glomeraceae	<i>Glomus</i>
				<i>Funneliformis</i>
				<i>Simiglomus</i>
				<i>Septoglomus</i>
			Claroideoglomeraceae	<i>Claroideoglomus</i>
				<i>Viscospora</i>
				<i>Diversispora</i>
			Diversisporaceae	<i>Redeckera</i>
				<i>Otophora</i>
		Diversisporales	Entrophosporaceae	<i>Entrophospora</i>
			Acaulosporaceae	<i>Acaulospora</i>
				<i>Kuklospora</i>
			Pacisporaceae	<i>Pacispora</i>
			Gigasporaceae	<i>Gigaspora</i>
			Scutellosporaceae	<i>Scutellospora</i>
				<i>Orbispora</i>
		Gigasporales	Racocetraceae	<i>Racocetra</i>
				<i>Cetraspora</i>
				<i>Dentiscutata</i>
	Dentiscutataceae	<i>Fuscutata</i>		
		<i>Quatunica</i>		
		<i>Archaeospora</i>		
	Archaeosporomycetes	Archaeosporales	Archaeosporaceae	<i>Intraspora</i>
			Ambisporaceae	<i>Ambispora</i>
			Geosiphonaceae	<i>Geosiphon</i>
Paraglomeromycetes	Paraglomerales	Paraglomeraceae	<i>Paraglomus</i>	

II. 2. Partenaires

II.2.1. Plantes hôtes

Il a souvent été démontré que la plupart des plantes dans les écosystèmes terrestres ont des associations mycorhiziennes (Brundrett, 1991). Les mycorhizes à arbuscules sont le type le plus important dans la plupart des écosystèmes. Les seules exceptions sont des écosystèmes ou des zones au sein des écosystèmes dominés par les arbres avec des ectomycorhizes et des habitats où les conditions climatiques ou pédologiques défavorables limitent considérablement la productivité des plantes (Newman et Reddell, 1987; Trappe, 1987). Cependant, les plantes avec MA sont toujours aussi importantes dans les habitats les plus extrêmes (Harley et Harley, 1987; Koske *et al.*, 1992; Brundrett, 1999).

Il est fréquent de voir, dans la littérature, des affirmations telles que 95% des plantes sont mycorhizées, mais ce n'est pas exact. Trappe (1987) a fourni une estimation plus précise en examinant les données de 6500 espèces d'angiospermes dont le statut mycorhizien est connu dans la littérature scientifique (environ 3% des espèces d'angiospermes). La proportion réelle de plantes avec les mycorhizes est d'environ 80% des espèces examinées avec environ 60% rapporté à avoir des MA. Cependant, ces conclusions peuvent être quelque peu biaisées car les données provenaient de l'hémisphère nord tempéré plus que d'autres régions. Beaucoup de gymnospermes et ptéridophytes ont aussi des associations MA (Brundrett, 2009). Une bonne compréhension de l'importance des associations mycorhiziennes au niveau de la communauté nécessite des données sur la domination relative des plantes avec différents types d'associations mycorhiziennes dans les écosystèmes naturels. Ces données ne sont disponibles que pour quelques communautés végétales (Brundrett, 1991).

II.2.2. Champignons

Les champignons formant des associations MA comprennent plus de 150 espèces appartenant aux ordres ; Glomerales, Diversisporales, Gigasporales, Archaeosporales et Paraglomerales (Oehl *et al.*, 2011a). Les champignons mycorhiziens sont considérés vivre dans un habitat particulier pour des milliers d'années avec peu de modification génétique (Trappe et Molina, 1986).

Le nombre relativement faible d'espèces existantes de CMA et l'absence de reproduction sexuée dans ce groupe de champignons suggèrent également que le potentiel de changement génétique au sein de ces espèces est limitée (Tommerup, 1988; Morton, 1990). Les hyphes et les spores des CMA sont multinucléées et probablement aussi hétérocaryote. Les changements génétiques peuvent se produire par anastomose des hyphes ou recombinaison

somatique impliquant différents noyaux (Tommerup, 1988; Trappe et Molina, 1986; Sanders *et al.*, 1996; Bever et Morton, 1999; Lanfranco *et al.*, 1999). Des études taxonomiques minutieuses réalisées grâce à l'utilisation des isoenzymes et les méthodes basées sur l'ADN (Hepper *et al.*, 1988; Sanders *et al.*, 1996; Clapp *et al.*, 1999) et les réponses différentielles à sol et aux conditions environnementales ont démontré des variations considérables dans les taxons actuellement définis des CMA.

II.3. Développement de la symbiose (MA)

La mise en place de la symbiose MA peut être envisagée comme une séquence programmée de changements phénotypiques, correspondant à des événements de reconnaissance distincts qui conduisent les deux partenaires, plante hôte et symbiote fongique, à un degré élevé d'intégration morphologique et physiologique (Garg et Chandel, 2010) (**Figure 2**).

La mise en place de la symbiose MA commence avec la colonisation d'une racine compatible par les hyphes produites par les CMA des propagules du sol, les spores asexuées ou les racines mycorhizées (Requena *et al.*, 1996). Après la fixation d'une hyphe sur la surface de la racine par l'intermédiaire d'un *appressorium*, le champignon pénètre dans le cortex et forme des structures morphologiquement distinctes spécialisées: hyphes inter-et intra-cellulaires enroulées et arbuscules (Garg et Chandel, 2010).

Les arbuscules sont des hyphes spécialisées, et sont le site de transfert d'éléments nutritifs minéraux à la plante et potentiellement le site de l'acquisition du carbone par le champignon (Requena *et al.*, 2007; Pumplin et Harrison, 2009).

Après la colonisation de l'hôte, le mycélium se développe hors de la racine explorant le sol à la recherche de minéraux nutritifs, et peut coloniser d'autres racines (Garg et Chandel, 2010). Le cycle de vie fongique est terminé après la formation de chlamydospores asexués sur le mycélium externe (Garg et Chandel, 2010). Des stades morphologiques distincts peuvent donc être identifiés pendant le cycle de vie des CMA (Requena et Breuninger, 2004). Cela montre clairement que la plante hôte joue un rôle clé dans l'organisation du processus de colonisation MA (Eckardt, 2005).

La séquence des étapes conduisant à une symbiose MA est largement conservée parmi différentes combinaisons d'espèces fongiques et végétales (Garg et Chandel, 2010). Dans l'ensemble, ces processus de développement nécessitent une communication moléculaire entre le champignon MA et la plante, y compris l'échange et la perception de signaux par les partenaires symbiotiques (Bucher, 2007). Ainsi, les altérations morphologiques et physiologiques complexes des deux partenaires symbiotiques accompagnées par le processus de reconnaissance suggèrent que la symbiose MA est le résultat de multiples facettes, affiné par des événements de signalisation (Paszkowski, 2006).

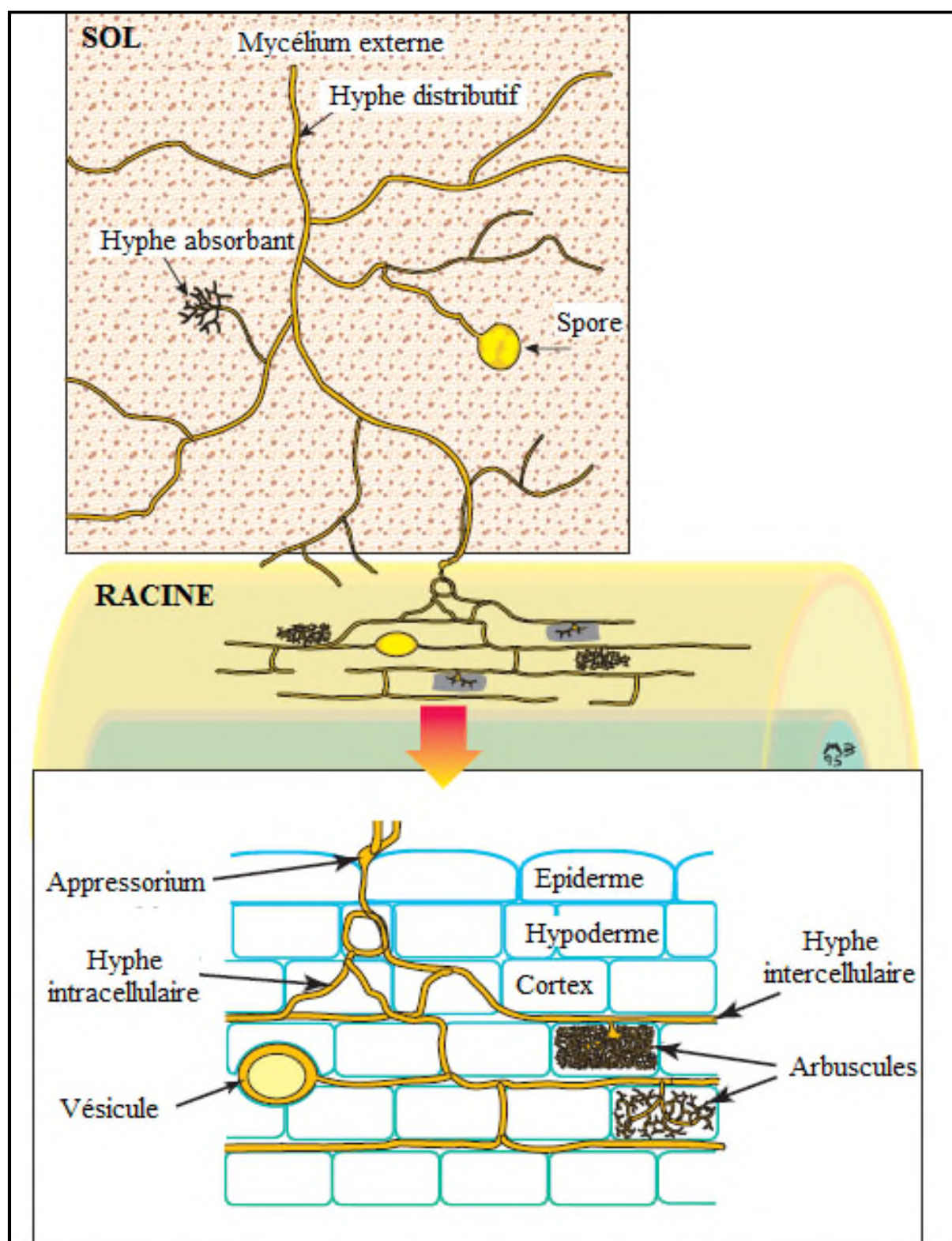


Figure 2. Différentes structures de la colonisation mycorhizienne arbusculaire
(Brundrett *et al.*, 1996)

La phase de la symbiose peut être divisée en trois étapes :

II.3.1. Phase pré-symbiotique

II.3.1.1. Réponse du champignon aux signaux d'origine végétale

Pour les deux symbiotes, la période avant le contact physique (formation d'appressorium) implique la reconnaissance et l'attraction des partenaires appropriés et autres manifestations visant à promouvoir une alliance (Garg et Chandel, 2010). Il a été démontré que le champignon et la plante commencent à se reconnaître mutuellement longtemps avant que les premières structures de colonisation sur l'épiderme racinaire apparaissent (Requena *et al.*, 2007).

Les spores de CMA persistent dans le sol et peuvent germer spontanément, indépendamment des signaux d'origine végétale (Garg et Chandel, 2010). Elles sont capables de germer en l'absence de l'hôte, mais sont incapables de produire des mycélia extensifs et à compléter leur cycle de vie, sans établir une symbiose fonctionnelle avec une plante hôte (Giovannetti *et al.*, 2002). Toutefois, les exsudats racinaires et volatiles peuvent favoriser ou supprimer la germination des spores, ce qui indique l'existence de la présence de spores «réceptrices » en réponse à des modifications de la composition chimique de l'environnement (Bécard *et al.*, 2004; Harrison, 2005). Il est connu depuis longtemps que la germination des spores à partir des hyphes est une réponse à la présence de racines dans leur voisinage. Ce qui améliore l'étendue de la croissance et la ramification des hyphes fongiques (Giovannetti *et al.*, 1993b; Buee *et al.*, 2000). Des études suggèrent que le champignon détecte un signal dérivé de l'hôte «facteur de ramification», conduisant à l'intensification de la ramification des hyphes qui est susceptible d'augmenter la probabilité de contact avec une racine de l'hôte. Par conséquent, la distinction entre l'hôte et non-hôte se produit dans une certaine mesure à ce stade précoce de l'interaction (Paszkowski, 2006). Dans de nombreuses interactions plante-microorganismes, le dialogue entre les deux symbiotes est déclenché par la présence de substances phénoliques végétales tels que les flavonoïdes (Akiyama *et al.*, 2002).

Il est probable que d'autres signaux tels que des signaux thigmotrophiques de la surface de la plante ou des métabolites secondaires produits dans des plantes après la perception du champignon, soient nécessaires pour la formation de l'*appressorium* et la progression de la symbiose (Requena *et al.*, 2007). Ces signaux chimiques et thigmotrophiques exsudés par la plante sont éventuellement reconnus par des récepteurs protéiques liés à la membrane plasmique fongique (Requena *et al.*, 2007).

Une avancée majeure dans les interactions moléculaires entre les deux partenaires a été l'identification du facteur de branchement de l'hôte, le 5-désoxy-strigol, qui induit la phase

dite présymbiotique caractérisée par la croissance fongique, l'augmentation de l'activité physiologique et une ramification abondante d'hyphes, et le gène, *GmGin1*, qui joue un rôle dans le développement des appressoria dans la symbiose MA (Garg et Chandel, 2010).

II.3.1.2. Réponses de la plantes aux signaux dérivés du champignon

La nature et la fonction des facteurs de la mycorhization constituent encore une énigme. Ces facteurs seront probablement composés de dérivés solubles des champignons qui déclenchent l'expression de gènes mycorhiziens sensibles (Kosuta *et al.*, 2003) et des changements structurels dans les racines de l'hôte (Olah *et al.*, 2005).

Lorsque le contact est établi et une zone précise de la pénétration et de la colonisation est établie, l'expression du gène, *GUS* : β -glucuronidase, est limitée aux cellules en un contact direct avec le champignon pénétrant. Ensuite, ce contact va se développer plus ou moins intensément dans les sections profondes adjacentes à la ramification des hyphes.

II.3.2. Première phase symbiotique

II.3.2.1. Développement d'appressorium

Le début de la symbiose est marqué, morphologiquement, par la formation de l'appressorium (lieu de contact cellule-à-cellule entre le champignon et la plante) qui est le site de la pénétration fongique dans la racine de l'hôte (Garg et Chandel, 2010). La formation de l'appressorium est l'un des premiers signes morphologiques que la reconnaissance entre la plante et le champignon s'est produite (Garcio-Garrido et Ocampo, 2002). Le développement de l'appressorium peut être considérée comme le résultat réussi d'événements de reconnaissance présymbiotique dans l'interaction entre plante et champignon MA (Giovannetti *et al.*, 1993a).

II.3.2.2. Pénétration du champignon Mycorhizien

Les champignons semblent coloniser les tissus des racines de la plante hôte par l'intermédiaire d'une combinaison de processus mécaniques et enzymatiques et la participation coordonnée de la cellule hôte, ce qui facilite la pénétration des champignons mycorhiziens dans le cortex de la racine (Bonfante et Perotto, 1992) par l'action d'enzymes qui dissolvent les parois cellulaires (Linderman, 1994). La production d'exo et d'endoglucanases, des cellulases, xyloglucanases et enzymes pectolytiques y compris poly galacturonases a été démontrée dans divers travaux (Garcia-Garrido et Ocampo, 2002).

II.3.3. Phase symbiotique d'âge mûr

II.3.3.1. Développement des arbuscules

Il existe deux principaux types morphologiques de symbioses MA (Paris et Arum) avec des interfaces structurellement différentes. Le type MA Paris est caractérisé par des enroulements intracellulaires des hyphes du champignon qui croissent directement de cellule à cellule. Dans le type MA Arum, une structure arborescente intracellulaire et hautement ramifiée connue sous le nom arbuscule est formée, sous-tendu par les hyphes intercellulaires (Dickson *et al.*, 2007). Les arbuscules sont l'élément clé de la symbiose MA, car ils représentent une forme extrême de l'intimité et de la compatibilité et sont considérés comme le site de transfert des éléments nutritifs du champignon vers la plante hôte (Hughes *et al.*, 2008). Le développement des arbuscules est au moins partiellement sous le contrôle du programme génétique de l'hôte (Garg et Chandel, 2010).

Suite à la colonisation de la cellule hôte par les arbuscules, l'architecture de la cellule hôte subit des changements remarquables (Garg et Chandel, 2010).

Les arbuscules sont des structures éphémères qui disparaissent après 2-4 jours, laissant une cellule corticale intacte qui est alors en mesure d'accueillir un autre arbuscule (Paszkowski, 2006; Pumplin et Harrison, 2009). L'initiation de la disparition de l'arbuscule peut être causée par une signalisation endogène dans le champignon.

Après leur résorption il se forme de nouvelles structures de réserve appelées « vésicules », ces structures peuvent être intra- ou intercellulaires et parfois même extraradiculaires.

II.3.3.2. Interface symbiotique et le transfert des éléments nutritifs

Dans la symbiose racinaire, le symbiosome est l'environnement cellulaire où l'échange de nutriments et de métabolites se produit (Garg et Chandel, 2010). En MA, c'est la lumière de cellules corticales hébergeant les hyphes enroulés ou les arbuscules entourés par la membrane plasmique péri arbusculaire. La membrane péri arbusculaire, en continuité avec la membrane plasmique de la cellule corticale, est une interface clé dans la symbiose, mais on sait peu de sa composition en lipides ou en protéines ou des mécanismes de son développement (Pumplin et Harrison, 2009).

Au niveau du symbiosome, le champignon et la racine hôte régulent étroitement l'échange des composés, qui est généralement facilité par une membrane intégrale contenant des transporteurs tels que le H⁺-ATPase (Bucher, 2007).

II.4. Dispersion et prédateurs des CMA

La dispersion permet l'introduction des champignons mycorhiziens à de nouvelles zones géographiques et le transfert de l'information génétique. (Brundrett et Abbott, 2002)

La propagation des champignons mycorhiziens se produit par des processus actifs (croissance des hyphes dans le sol) ou des mécanismes de dispersion passive. (Brundrett et Abbott, 2002)

La croissance des hyphes de CMA dans le sol peut se propager lentement à travers l'association avec les plantes voisines (Scheltema *et al.*, 1985). La dispersion par le vent a été observée dans les écosystèmes (Warner *et al.*, 1987). En fait, les propagules de CMA peuvent être déplacées par des courants d'air (Tommerup, 1982). Elles peuvent aussi être transportées par l'eau de l'érosion du sol et par les activités humaines (Koske et Gemma, 1990).

Les animaux qui ingèrent et dispersent les CMA comprenant les petits mammifères, les oiseaux, les sauterelles, les guêpes, les fourmis, les arthropodes et des vers vivant dans le sol sont considérés comme des vecteurs importants de ces champignons (McIlveen et Cole, 1976 ; Reddell et Spain, 1991; Gange, 1993; Harinikumar et Bagyaraj, 1994). Les plus gros animaux qui se nourrissent de CMA peuvent transporter des spores viables sur des distances considérables (McGee et Baczocha, 1994; Janos *et al.*, 1995).

Certains, nématodes, collembolles et acariens se nourrissent des spores et des hyphes de CMA. Les arthropodes qui se nourrissent des hyphes des CMA du sol réduisent les avantages prévus par les MA (Ingham, 1988; Rabatin et Stinner, 1988).

Les interactions entre les CMA et les microbes du sol comprennent surtout le parasitisme des hyphes et des spores, ce qui peut être préjudiciables à ces associations (Lee et Koske, 1994).

II.5. Facteurs influençant la symbiose MA

Certains facteurs du sol tels que le type du sol (Corkidi et Rincón, 1997), la fertilité du sol (Schweiger *et al.*, 1995), l'aridité, la saturation en eau, ainsi que la salinité et le pH (Brundrett 1991; Wang *et al.*, 1993) influencent l'apparition, la distribution ou l'efficacité des CMA.

Daft *et al.* (1987) ont constaté que les spores sont plus résistantes à la perturbation que les hyphes. Le nombre de propagules de CMA dans les sols diminuent avec le temps en l'absence de plantes hôtes. Les propagules mycorhiziennes peuvent être gravement influencées par des dommages à la végétation et les sols résultant de processus naturels (feux intenses) ou intervention humaine (Les pratiques agricoles) (Schreiner et Bethlenfalvay, 1998 ; Pattinson *et al.*, 1999).

II.6. Importance des MA

Dans la nature, les mycorhizes sont la règle, pas l'exception (Garg et Chandel, 2010). Les CMA sont omniprésents et forment des relations symbiotiques avec les racines de la plupart des plantes terrestres (Akhtar et Siddiqui, 2008). Dans cette association le champignon prend le rôle de la racine de la plante et agit comme une extension du système racinaire (Muchovej, 2004).

Avec la colonisation mycorhizienne dans les racines, il y a augmentation de l'absorption de surface, une plus grande zone de sol dénudé, une plus grande longévité des racines absorbantes, une meilleure utilisation des nutriments par une faible disponibilité et une meilleure rétention des éléments nutritifs solubles, réduisant ainsi la réaction avec les colloïdes du sol ou les pertes par lessivage (Muchovej, 2004; Selvaraj et Chellappan, 2006).

Les MA augmentent l'établissement de la nodulation et la capacité de fixation de l'azote atmosphérique chez les légumineuses (Turk *et al.*, 2008). Les mycorhizes influencent sur la colonisation des racines par d'autres micro-organismes, et réduisent la sensibilité des racines à des agents pathogènes transmis par le sol comme les nématodes ou les champignons phytopathogènes (selvaraj et Chellappan, 2006).

Les MA modifient également les relations sol-plante-eau, favorisant ainsi une meilleure adaptation des plantes à des conditions défavorables, comme la sécheresse, la salinité ou de stress de chaleur.

À des concentrations élevées de métaux lourds dans les sols, les champignons mycorhiziens se sont avérés détoxifier l'environnement pour la croissance des plantes (Muchovej, 2004).

Ainsi, la compréhension de l'écologie et du fonctionnement de la symbiose MA dans l'écosystème naturel ou agricole est essentielle pour l'amélioration de la croissance et la productivité des plantes (Garg et Chandel, 2010) (**Figure 3**).

II.6.1. Nutrition minérale

Une meilleure compréhension des mécanismes impliqués dans la nutrition minérale des plantes mycorhizées est nécessaire pour une utilisation efficace des mycorhizes dans un but pratique. Les systèmes extensifs de mycélium (les parties végétatives du champignon) explorent efficacement des substrats de sol et acquièrent les nutriments du sol inorganiques, y compris la majeure partie de macro- nutriments N, P et K et certains micro-nutriments, Cu, Fe et Zn. Ces éléments nutritifs dérivés du sol sont non seulement essentiels pour le développement des CMA, mais sont aussi en partie transférés à la plante hôte (Smith et Read, 1997; Leake *et al.*, 2004, Bonfante et Genre, 2008; Parniske, 2008; Helgason et Fitter, 2009).

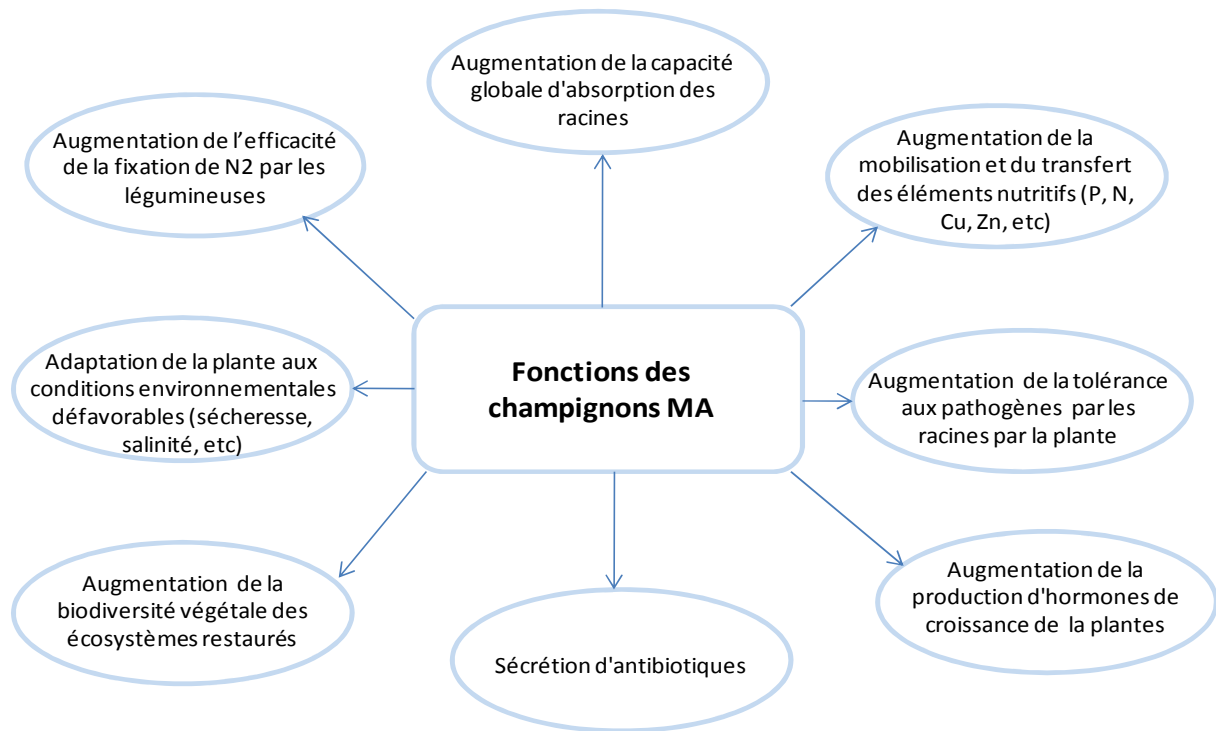


Figure 3. Différentes fonctions des CMA

II.6.2. Atténuation du stress salin

La salinisation des sols est une menace croissante à la culture de plantes cultivées dans le monde, ce problème étant plus grave dans les zones arides et semi-arides (Garg et Chandel, 2010).

Même si la salinité affecte la formation et la fonction de la symbiose mycorhizienne (Giri *et al.*, 2003; Juniper et Abbott, 2006), les CMA se produisent naturellement dans les milieux salins (Garcia et Mendoza, 2007) et se sont montrés efficaces pour augmenter le rendement des plantes dans ces milieux. Plusieurs études ont montré que l'inoculation de champignons mycorhiziens améliore la croissance et la productivité des plantes dans diverses conditions de stress salin (Ghazi et Al-Karaki, 2006 ; Giri *et al.*, 2007).

II.6.3. Alimentation en eau

Même si la plupart des travaux effectués avec les CMA s'est concentrée sur leurs effets sur la nutrition minérale dans les plantes, il y a aussi un intérêt croissant pour la résistance à la sécheresse des plantes mycorhizées (Allen et Boosalis, 1983). Les CMA sont importants dans l'agriculture durable, car ils améliorent les relations avec l'eau des plantes hôtes et augmentent ainsi leur résistance à la sécheresse (Allen et Allen, 1986; Nelsen, 1987).

L'amélioration du statut hydrique des plantes et l'évolution des relations eau-plante ont été attribuées à un large éventail de mécanismes (Davies *et al.*, 1992).

Les CMA augmentent l'absorption des nutriments chez les plantes soumises au stress hydrique (Buse et Ellis, 1985), ce qui permet aux plantes d'utiliser l'eau plus efficacement (Graham et Syversen, 1984).

II.6.4. Protection des agents pathogènes

Les CMA sont une composante majeure de la rhizosphère des plantes et peuvent influencer sur l'incidence et la gravité des maladies des racines (Linderman, 1992).

Les CMA influencent la qualité et l'abondance de la microflore au voisinage des racines et modifient l'activité microbienne de la rhizosphère globale. Ils provoquent des changements dans la structure de l'exsudation racinaire de l'hôte suite à la colonisation de l'hôte qui modifie l'équilibre microbien dans la mycorrhizosphère (Akhtar et Siddiqui, 2008).

La colonisation par les CMA induit une résistance ou une tolérance des plantes face à divers agents pathogènes (Trotta *et al.*, 1996; Lingua *et al.*, 2002; Harrier et Watson, 2004; Akhtar et Siddiqui, 2008). Ces modifications sont contrôlées par une variété de mécanismes, y compris la régulation à la hausse et la régulation à la baisse de gènes spécifiques (Tahiri-Alaoui et Antoniow, 1996), qui se traduisent par des réponses localisées et systémiques par la plante (Garg et Chandel, 2010). Ces réponses comprennent la synthèse de nouvelles isoformes de chitinases et les glucanases et l'épaississement des parois cellulaires (Azcon-Aguilar *et al.*, 2002; Pozo *et al.*, 2002).

II.6.5. Bioremediation

Compte tenu du coût élevé des engrais minéraux et des risques sanitaires liés aux pesticides chimiques, Les CMA seraient les plus appropriés pour une agriculture durable et également pour augmenter le rendement de plusieurs cultures à travers la lutte biologique contre les agents pathogènes des plantes (Akhtar et Siddiqui, 2008).

Les associations de plantes avec des CMA sont proposées comme une solution biologique potentielle pour améliorer la résistance des plantes à la toxicité des métaux et restaurer la fertilité des sols pollués par les métaux lourds (Vivas *et al.*, 2005).

Les CMA interviennent dans les interactions entre la plante et les métaux toxiques du sol, en réduisant la toxicité de ces métaux (Meharg, 2003; Pawlowska et Charvat, 2002).

Par conséquent, les CMA jouent un rôle écologique important dans la phyto-stabilisation des sols pollués par les éléments traces et potentiellement toxiques (Garg et Chandel, 2010).

Il est aussi à noter que les CMA peuvent modifier la productivité de la plante, en agissant comme bio-fertilisants, bio protecteurs ou bio dégradants (Xavier et Boyetchko, 2002).

II.6.6. Production d'hormones

Les racines colonisées par des CMA sont souvent plus épaisses. Ce changement dans la morphologie est censé être sous le contrôle phytohormonal (Selvaraj, 1998). Le taux d'acide abscissique (ABA) augmente considérablement dans les racines des plantes mycorhizées (Danneberg *et al.*, 1992). En outre, des composés phénoliques et des phytoalexines, qui sont supposés jouer un rôle dans la résistance aux maladies, se sont révélés être formés après colonisation mycorhizienne (Sylvia et Sinclair, 1983).

Johansson *et al.* (2004) ont montré l'influence des CMA sur l'augmentation et la stimulation du niveau des hormones de croissance.

Les racines colonisées par des CMA sont souvent plus épaisses et contiennent moins de poils absorbants. De tels changements dans la morphologie sont censés être sous le contrôle phytohormonal (Selvaraj, 1998).

II.6.7. Rôle écosystémique et écologique

Les hyphes des CMA contribuent à la structure du sol. En effet, Les champignons mycorhiziens sont une composante majeure de matière organique du sol et ferait un grand apport pour le stockage du carbone dans le sol. Ces hyphes représentent aussi des canalisations pouvant transporter le carbone à partir des racines de plantes à d'autres organismes du sol impliquées dans les processus du cycle des éléments nutritifs (Brundrett et Abbott, 2002).

Les champignons mycorhiziens peuvent aider les plantes à survivre dans les sols affectés par les précipitations acides (Malcova *et al.*, 1998) et peuvent parfois être nécessaires pour remettre en état les habitats ou la conservation des espèces rares (Koske et Gemma, 1995) et même jouer le rôle de bioindicateurs (Oehl *et al.*, 2011b).

De plus, ces champignons sont une source importante de nourriture pour certains animaux (McGee et Baczocha, 1994; Janos *et al.*, 1995).

III. L'OLIVIER

Arbre béni par DIEU. Symbole d'éternité, de paix, de force, de sagesse et de lumière, l'olivier est un arbre d'exception qui exerce une véritable fascination.

III.1. Historique

L'olivier plonge ses racines au-delà de la mémoire des hommes et s'identifie à leur histoire. Arbre de paix, d'espoir et d'abondance, l'olivier revêt un caractère sacré, emblématique et quasiment mythique.

L'arbre est cultivé depuis le IV^e millénaire av JC en Phénicie et Syrie. Il se diffuse ensuite dans d'autres territoires de méditerranée orientale (Palestine, Egypte, Chypre). Les Phéniciens et les Grecs ont particulièrement contribué à l'expansion de sa culture autour du Bassin méditerranéen. Les Romains permettent ensuite une grande extension des oliveraies et un essor des échanges d'huile d'olive (Moriniaux, 2001). La culture de l'olivier s'est répandue vers l'est, vers le nord-ouest de l'Inde et le Caucase (Van der Vossen *et al.*, 2007).

L'Epoque moderne voit un essor rapide de l'oléiculture avec de nouveaux marchés (Moriniaux, 2001).

La culture de l'olivier fut introduite dans le Nouveau Monde (Pérou, Chili, Argentine, Mexique et Etats-Unis (Californie) aux XVI–XVIII^e siècles par les Espagnols, en Australie et en Afrique du Sud par les immigrants italiens et grecs, et au Japon et en Chine au XIX^e siècle à partir de la France.

A l'époque contemporaine, l'oléiculture continue à s'étendre. La colonisation contribue à l'extension en Afrique du Nord : oliveraie de Sfax, olivettes du Sig en Algérie, Maroc entre Meknès et Fès (Moriniaux, 2001).

III.2. Classification

L'olivier appartient à la famille des Oléacées et au genre *Olea* qui se compose de 33 espèces dont la plupart se rencontrent en Europe, en Afrique de l'Est et en Afrique australe, ainsi qu'en Asie tropicale. La seule espèce portant des fruits comestibles est *Olea europaea* (olivier), laquelle se divise en 2 sous espèces se différenciant par leurs caractères morphologiques et leur répartition géographique : *Olea europaea sylvestris* ou oléastre (l'olivier sauvage) et *Olea europaea sativa* ou l'olivier cultivé (Van der Vossen *et al.*, 2007).

- Olivier sauvage ou oléastre : L'oléastre est généralement un arbuste buissonnant épineux à petites feuilles rondes ou légèrement allongées et à petits fruits sphériques qui contiennent peu d'huile. On le trouve dans les maquis des régions méditerranéennes et il forme même de vraies forêts en Espagne, en Algérie et en Asie Mineure.

- Olivier cultivé: L'olivier cultivé est un arbre de 5 à 10 m de haut au tronc sinueux dont l'écorce est crevassée. Il présente des feuilles lancéolées et des fruits de forme et de teneur en huile assez variables selon la variété considérée (Van der Vossen *et al.*, 2007).

La classification de l'olivier cultivé selon Takhtajan (1969) est donc :

- o Règne : Plantae
- o Sous-règne : Tracheobionta
- o Division : Magnoliophyta
- o Classe : Magnoliopsida
- o Sous-classe : Asteridae
- o Ordre : Oleales
- o Famille : Oleaceae
- o Genre : *Olea*
- o Espèce : *europaea*
- o Sous-espèce : *sativa*

Actuellement, le nombre de variétés présentes sur le territoire algérien est de 48 variétés (INRAA, 2006). Selon la destination des fruits de cet arbre, elles ont été classées en variétés à olives de table ou variétés à olives à huile ou variétés dites à deux fins. Les plus importantes d'entre elles sont élucidées dans le **Tableau 3**.

Tableau 3. Les différentes variétés algériennes d'olivier

Caractères morphologiques	Variété		Ferkani	Chemlal	Sigoise	Tefah	Neb Djemel	Grosse de Hamma
	Arbre	Vigueur	Moyenne	Forte	Moyenne	Forte	Forte	Moyenne
		Port	Étalé	Dressé	Dressé	Dressé	Étalé	Étalé
		Densité de feuillage	Lâche	Moyenne	Moyenne	Moyenne	Moyenne	Compacte
		Longueur des entre-nœuds	Courts	Moyen	Moyen	Moyen	Moyen	Courts
	Feuille	Forme	Elliptique lancéolée	Elliptique lancéolée	Elliptique lancéolée	Elliptique lancéolée	Elliptique lancéolée	Lancéolée
		Longueur	Moyenne	Moyenne	Longue	Moyenne	Longue	Moyenne
		Largeur	Moyenne	Moyenne	Moyenne	Moyenne	Moyenne	Moyenne
	Inflorescence	Longueur	Moyenne	Moyenne	Moyenne	Courte	Moyenne	Courte
Nombre de fleurs		Faible	Moyen	Faible	Faible	Moyen	Faible	
Fruit	Poids	Moyen	Faible	Faible	Très élevé	Moyen	Très élevé	
	Forme	Allongée	Allongée	Ovoïde	Sphérique	Allongé	Allongé	
Endocarpe	Symétrie	Léger asymétrique	Asymétrique	Léger asymétrique	Léger asymétrique	Asymétrique	Asymétrique	
	Poids	Moyen	Moyen	Moyen	Elevé	Elevé	Très élevé	
	Forme	Allongée	Elliptique	Elliptique	Ovoïde	Allongé	Allongé	
	Synonymes		Ferkane	Achamlal, Achamli	Olive de Tlemcen et du Tell	Atefah, Tefahi	/	Qelb ethour
Considérations agronomiques et commerciales	Origine		Ferkane(Tébessa)	Kabylie	Plane de Sig (Mascara)	Seddouk (Bejaia)	Vallée Oued el Arab (Cherchar, Khenchla)	Hamma (Constantine)
	Diffusion		Région des Aures	40% du verger oléicole algérien	25% du verger oléicole algérien	Restreinte	Restreinte	Restreinte
	Utilisation		Huile	Huile	Double aptitude (huile et olive de table)	Double aptitude (huile et olive de table)	Huile	Double aptitude (huile et olive de table)
	Taux d'enracinement		Elevé	Faible	Moyen	/	Très faible	/
	Rendement en huile		Très élevé (28à32%)	18 à 22 %	18 à 22 %	18 à 22 %	16 à 20 %	16 à 20 %
	Floraison		Précoce	Tardive	Précoce	Tardive	Précoce	Précoce
	Taux de nouaison		Elevé 3.90 %	/	Faible 0.70%	Faible 0.15%	Faible 1.65%	Faible 0.50%
	Rapport pulpe/noyau		Faible 3.76 %	/	Moyen 6,44%	Moyen 7,00%	Faible 3,00%	Elevé 7,09%
	Productivité		Bonne et peu altérante	Elevée et peu alternante	Moyenne et alternante	Moyenne alternante	et Moyenne alternante	et Moyenne alternante
	Autres		Variété précoce résistante au froid et la sécheresse. En extension dans les régions steppiques et présahariennes.	Variété tardive. Trop souvent confondue (à tort) avec la variété Chemlali de Tunisie.	Variété de saison. Tolérante aux eaux salées, moyennement résistante au froid et à la sécheresse. En extension sur tout le territoire national.	Variété de saison. La pulpe se sépare difficilement du noyau.	Variété tardive résistante au froid et la sécheresse.	Variété précoce résistante au froid et la sécheresse.

III.3. Description et botanique

Arbre sempervirent pouvant atteindre 10 à 15m de haut ou arbuste très ramifié pouvant atteindre 5 m de haut. Tronc souvent cannelé ou tordu, atteignant 100cm de diamètre à la base portant des protubérances (sphéroblastes) et un système racinaire étendu avec des racines latérales additionnelles. Écorce rugueuse, grise à brun foncé ; cime à branches étalées, jeunes branches carrées, blanchâtres, épineuses, à nombreuses lenticelles. Feuilles opposées, simples et entières, sans stipules ; pétiole jusqu'à 1,5 cm de long ; limbe elliptique à lancéolé de 3 à 9 cm × 0,5 à 3 cm, cunéiforme à la base, aigu à l'apex, coriace, vert-gris sombre et glabre sur le dessus, portant des écailles denses et argentées sur le dessous, pennatinervé. Inflorescence : panicule axillaire de 3 à 8 cm de long, contenant de nombreuses fleurs. Fleurs bisexuées, régulières, 4 mères, odorantes ; pédicelle court ; calice en coupe à lobes largement triangulaires, persistant dans le fruit ; corolle d'environ 2,5 mm de long, blanche, avec un tube court et 4 lobes elliptiques ; étamines 2, filets courts, grandes anthères ; ovaire supère, 2 loculaire, style court, stigmate à 2 lobes. Fruit : drupe globuleuse à ellipsoïde de 0,5 à 4cm × 0,5 à 2,5 cm, vert brillant, virant au noir pourpre, au brun vert ou au blanc ivoire à maturité, mésocarpe riche en huile ; endocarpe dur, contenant généralement une graine. Graines ellipsoïdes de 9 à 11 mm de long avec un embryon droit et un albumen abondant (**Figure 4**). Plantule à germination épigée (Van der Vossen *et al.*, 2007).



Figure 4. L'olivier *Olea europaea* L.

III.4. Biologie et cycle de développement

L'olivier se distingue des autres espèces fruitières par sa très grande longévité pouvant donner des arbres plusieurs fois centenaires. Si le tronc disparaît par vieillissement, les rejets se développant à sa base assureront sa pérennité et redonneront un nouvel arbre. L'olivier est également réputé pour sa grande rusticité, lui permettant de se développer et de fructifier sous des conditions de climat subaride et sur des sols parfois très pauvres (FAO, 2003).

Pratiquement tous les oliviers cultivés dans le monde sont des cultivars clonaux. Les graines germent en 25 à 50 jours après le semis, mais la viabilité des graines des oliviers cultivés est en général faible. Les plants d'olivier issus de semis ont une phase juvénile distincte de 4 à 9 ans et sont caractérisés par une forte croissance végétative et une ramification abondante. Les plants issus de boutures possèdent un port plus adulte, avec des ramifications monopodiales. Ils peuvent commencer leur floraison en 3 à 7 ans après leur plantation au champ. Les feuilles vivent 2 à 3 ans. La floraison se produit annuellement au printemps, sur la partie des branches de la saison précédente, avec 50 à 80% des aisselles de feuilles développant des inflorescences. La pollinisation par le vent et la fécondation croisée sont la règle, en raison de l'auto-incompatibilité. Même sous des conditions optimales de pollinisation et de nouaison, seuls 1 à 5% des fleurs se développeront en fruits mûres, en raison d'une importante abscission physiologique précoce (pouvant atteindre 50%) et tardive des fruits, du stress hydrique, des maladies et des ravageurs. Lors des années de floraison abondante, cette faible nouaison permet cependant d'obtenir une bonne récolte. L'olivier a un cycle fortement bisannuel, car une forte charge en fruits une année inhibe la croissance des pousses nécessaires à la formation des rameaux porteurs de fruits l'année suivante, et réciproquement. La croissance des olives dure 6,5 à 7 mois de l'anthèse à la récolte, les 20 à 40 derniers jours étant essentiels pour la formation de l'huile dans le mésocarpe.

La durée de vie commerciale d'un olivier est d'environ 50 ans, mais certains arbres peuvent devenir très vieux (plusieurs centaines d'années) (Van der Vossen *et al.*, 2007).

III.5. Multiplication et plantation

La méthode principale de multiplication de l'olivier est l'enracinement de boutures semi-ligneuses préparées à partir de branches âgées d'un an (10 à 12 cm de long avec 4 à 5 nœuds et deux paires de feuilles). La multiplication par graines est possible mais produit des plants variables à cause de l'allogamie. Les graines sont surtout utilisées en sélection. La micropropagation *in vitro* des explants d'oliviers n'a pas encore dépassé le stade

expérimental, entre autres en raison de fortes variations dans les taux de succès entre les différents cultivars.

Les méthodes traditionnelles de multiplication clonale sont : la greffe sur arbres francs de pied jeunes ou matures, greffe sur oléastre, et enracinement de fragments de souchets portant une pousse. Les souchets peuvent également être utilisés pour la régénération in situ de très vieux oliviers (Van der Vossen *et al.*, 2007).

La densité des plantes varie traditionnellement de 40–60 arbres/ha dans les zones très sèches à 300–400 arbres/ha lorsque les conditions pédologiques et de disponibilité en eau (plus de 600 mm) sont optimales et lorsqu’il s’agit de cultivars à port compact et érigé. Des essais de terrain mettant en œuvre des oliveraies de forte densité (atteignant 2000 arbres/ha plantés en haies) sont en cours en Espagne et en France (Van der Vossen *et al.*, 2007).

III.6. Ecologie

III.6.1. Sol

L'olivier est un arbre qui s'accommode de terrains pierreux et secs, il apprécie particulièrement les sols calcaires. Les oliviers poussent bien sur des sols très pauvres, sauf s'ils sont gorgés d'eau, salins ou trop alcalins (pH supérieur à 8,5).

III.6.2. Climat

L'olivier craint le froid. En période de repos végétatif, il peut supporter des températures froides de l'ordre de -10°C à -15°C . Au-delà, il pourra souffrir et geler. Selon son âge et la profondeur de son système racinaire, il pourra, par la suite, se régénérer. Par contre, il est apte à supporter des températures élevées si l'apport en eau est satisfaisant.

L'olivier redoute des taux d'humidité ambiante élevés qui favorisent le développement de certains parasites. De ce fait, la culture de l'olivier n'est pas adaptée à la proximité immédiate de la mer (FAO, 2003).

III.7. Répartition de l'olivier dans le monde

La zone de présence de l'olivier a été utilisée pour définir l'aire climatique méditerranéenne et délimiter les régions de type méditerranéen (Ozenda, 1964).

Le nombre mondial d'oliviers est évalué à 784 millions, dont 754,2 millions dans le bassin méditerranéen. Au sein du bassin méditerranéen, l'Europe représente 66% du verger oléicole mondial, loin devant l'Asie méditerranéenne (17%), et l'Afrique du Nord (14%).

En Europe, on y relève une concentration croissante au sein de régions spécialisées : Andalousie pour l'Espagne, Pouilles italiennes, Péloponnèse et Crète pour la Grèce, Alentejo portugais. Cela est dû au caractère rentable et moderne des oliveraies mais aussi à un maintien en l'absence d'autres alternatives agricoles.

En Asie, la Turquie possède le 4ème verger oléicole mondial (83millions d'arbres). La façade égéenne regroupe les 3/4 des superficies, autour d'Izmir et Aydin. Viennent ensuite la région méditerranéenne (10%) et la région de Marmara (10%). De nouvelles olivettes se développent en Anatolie du sud.

L'oléiculture nord-africaine est largement dominée par le verger oléicole tunisien avec 55 millions d'arbres et plus de 1.4 millions ha. La Tunisie présente une vaste monoculture sur 800.000h de vergers rectilignes et de faible densité entre Sousse et le sud du Sahel de Sfax. Dans le Nord, les olivettes sont plus dispersées et plus denses avec une forte présence autour de Beja et du Kef (Moriniaux, 2001).

III.8. Répartition de l'olivier en Algérie

Sur les 1541 communes que compte l'Algérie, 1336 font de l'oléiculture dont 120 au sud, 351 dans les hauts plateaux et 418 en zones de montagne et 447 dans les plaines et littoral (Figure 5).

Les plantations d'oliviers ont triplé entre 2000 et 2012. Le nombre de plants est passé ainsi de 16,8 millions en 2000 à 48 millions en fin 2012 grâce à l'extension de l'oléiculture sur tout le territoire national, selon le mode de production intensive (ITAFV, 2013).

Plus de 240200 ha ont été plantés durant la période 2000-2012, alors que 37% des plantations, c'est-à dire 89064 ha, ont été plantés entre 2009 et 2012 avec plus de 14,14 millions de plants, soit presque le même potentiel existant entre 1970 et 2000 (+16 millions de plants) (ITAFV, 2013).

Aujourd'hui et en termes de superficie, la filière oléicole occupe 389000 ha. Cela a permis à Algérie d'occuper la 5ème place au niveau méditerranéen après l'Espagne, l'Italie, la Grèce et la Tunisie. Elle est de ce fait, la filière arboricole la plus importante en couvrant 38,7% des superficies arboricoles. L'intégration de l'oléiculture dans le renouveau agricole et rural a permis de relancer cette filière avec une extension sur l'ensemble du territoire et une amélioration notable des systèmes de production, qui sont passé du mode de production extensif au mode intensif (ITAFV, 2013).

Concentrée habituellement dans les wilayas de Tizi Ouzou, Bouira et Bejaia, avec une superficie de plus de 50.000 ha et quelque 5 millions d'arbres, cette filière s'est ouverte de nouveaux espaces ces dernières années, notamment à l'est et au sud du pays.

Selon la DSA (Direction des Services Agricoles), un nouveau programme de plantation de 40.000 oliviers vient d'être lancé dans la wilaya de Tébessa.

A Djelfa, la superficie oléicole a fait un bond gigantesque de 2000 à 2010, passant de 150 à plus de 7.300 ha, dont 4.300 ha entrés en production.

Dans la wilaya de Guelma, le programme de développement intensif de l'oléiculture, vise la plantation de 10.000 ha d'oliviers à l'horizon 2014. Les surfaces consacrées à la production oléicole sont passées à 8.400 ha actuellement, occupant de ce fait près de 70% de la surface globale réservée à l'arboriculture fruitière.

Un programme de plantation de 2.600 ha de plants d'oliviers vient d'être lancé dans la wilaya de Souk Ahras. Le verger oléicole de la wilaya de Souk Ahras occupe une superficie globale de 4.600 ha.

A Batna, sur une oliveraie de 12.000 ha, une superficie de 4.000 ha est actuellement productive.

A Ouargla, la première phase le projet « Wakf » porte sur la mise en terre de 10.000 plants d'oliviers, sur un linéaire de 8 km.

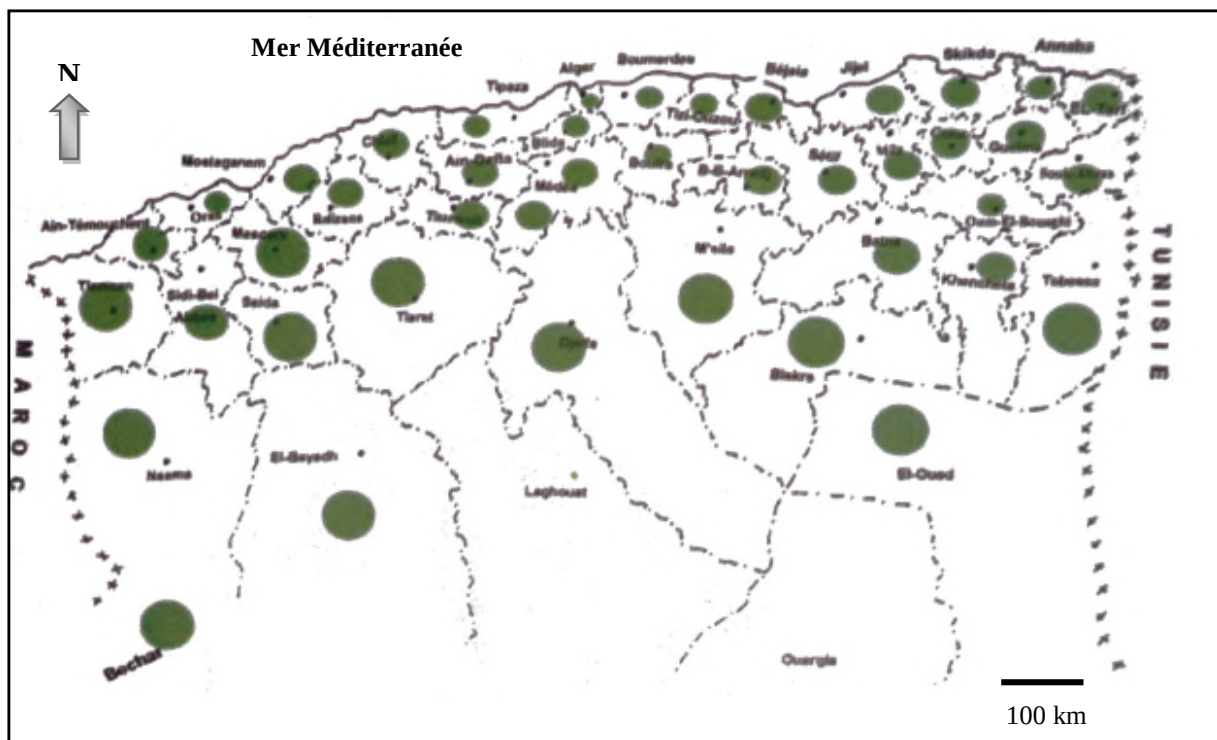


Figure 5. Localisation de l'olivier en Algérie (ITAFV, 2004)

III.9. Maladies et ravageurs

Les maladies et les insectes qui infestent l'olivier sont très nombreux, les plus fréquemment rencontrées sont :

- La mouche de l'olivier (*Dacus oleae*) : cette mouche infecte la quasi-totalité des oliveraies méditerranéennes et provoque souvent de pertes économiques consistantes. Elle prolifère avec l'augmentation de la température et de l'humidité, et occasionne des dégâts importants car elle pond ses œufs dans l'olive qui présente des taches noires entraînant une chute précoce et une augmentation de l'acidité de l'huile. La lutte contre la mouche de l'olivier doit se faire sur l'arbre dès l'apparition des petites pointes noires sur le fruit et au niveau des pressoirs qui constituent le lieu d'hibernation (nettoyage) idéal pour l'insecte. Le piégeage constitue un autre moyen de lutte efficace.
- La teigne de l'olivier (*Prays oleae*) : C'est un papillon qui attaque les feuilles, les fleurs et les fruits. Les larves entourent les bouquets floraux par des fils en soie provoquant le dessèchement et la chute des bouquets. Cet insecte connaît trois générations annuelles. La première attaque les feuilles (octobre - novembre), la deuxième attaque les fleurs (avril – mai) et la troisième détruit les fruits. La lutte contre la teigne suppose un traitement à deux temps. (À la floraison et à la fructification) avec des insecticides spécifiques à chaque période, ainsi que le piégeage et la lutte biologique.
- La zeuzère (*Zeuzera pyrina*) : c'est un insecte dont les larves creusent des galeries dans les branches et le tronc et provoquent le dessèchement et l'affaiblissement de l'arbre.
- L'œil de paon (*Cycloconium oleaginum*) : c'est un champignon qui s'attaque aux feuilles de l'olivier et forme des taches circulaires brunâtres et sombres provoquant leur chute cause d'affaiblissement de l'arbre et d'une diminution de la production. L'attaque de ce champignon commence dès le début de l'automne et entraîne une chute massive de feuilles. La lutte doit se faire en deux temps (en automne et pendant le dernier mois de l'hiver). Les feuilles détachées, source de contamination doivent être éliminées ou pulvérisées.
- La verticilliose (*Verticillium dahliae*): c'est un champignon présent dans le sol et qui envahit l'arbre lors de la montée de la sève au niveau des racines, il provoque le dessèchement des branches. Il n'existe pas de traitement efficace contre cette maladie.
- Le neiroun (Scolyte de l'olivier): il se développe sur des arbres affaiblis par le gel la sécheresse et le délaissement et provoque le long des branchages et sous l'écorce des trous

et des galeries surmontés de petites boucles de sciures. La lutte préventive se fait par insecticide au mois de Mars.

- La fumagine (noir de l'olivier) : c'est un champignon qui se développe sur le miellat produit par les cochenilles ou le psylle. Les feuilles de l'arbre se recouvrent d'une pellicule noire qui les empêche de respirer et l'arbre a tendance à s'asphyxier. Le traitement le plus efficace se fait après la taille du printemps.
- La cochenille (*Saissetia oleae*): c'est un insecte qui suce la sève de l'olivier. Son excrétion appelée miellat est un excellent support de développement de la fumagine. La femelle pondreuse meurt en donnant des larves qui après trois stade de développement vont donner une femelle pondreuse.
- Le psylle ou coton (*Euphyllura olivina*): c'est un insecte proche du puceron qui attaque la fleur de l'olivier. Ses larves vivent en colonie sur les jeunes pousses et les hampes florales où elles consomment la sève en sécrétant une matière blanche floconneuse.
- Le Thrips : de la famille des acaréens. Il provoque la déformation des feuilles et des extrémités des brindilles. Il se développe surtout par une forte chaleur (FAO, 2003).

III.10. Intérêts

L'olivier, est l'une des cultures fondamentales des peuples du bassin méditerranéen. Cet arbre présente plusieurs intérêts.

III.10.1. Olive et huile d'olive

Dans la cuisine méditerranéenne, l'olive est préparée pour sa conservation et son utilisation, verte ou noire, souvent avec addition de condiments divers.

Écrasée et broyée, elle fournit l'huile d'olive extraite, souvent, du mésocarpe (pulpe) du fruit. C'est un corps gras apprécié pour sa saveur spécifique et ses effets bénéfiques supposés pour la santé, en raison de sa forte concentration en acides gras mono-insaturés et en anti-oxydants polyphénoliques (**Tableau 4**).

Tableau 4. Composition chimique de l'huile d'olive (Asslah, 2009)

Composés majeurs	Composés mineurs
Triacylglycérols (TAG)	Stérols
Composés glycéridiques	Alcools aliphatiques
Acides gras libres (AGL)	Caroténoides
Mono acylglycérols (MAG)	Chlorophylle
Di acylglycérols (DAG)	Hydrates de carbone

En effet, l'huile d'olive est utilisée largement pour ses vertus: alimentaires et diététiques, cosmétiques, dermatologiques et médicamenteuses (Asslah, 2009) :

- Prévention des maladies cardiovasculaires
- Prévention du Cancer
- Syndrome métabolique et Diabète
- Affections Digestives

L'huile d'olive de catégorie inférieure est utilisée pour fabriquer du savon, des produits de beauté et des lubrifiants. En parfumerie, l'huile d'olive est un bon support pour les huiles essentielles, malgré sa viscosité. Traditionnellement, l'huile d'olive a de nombreuses applications pharmaceutiques et a été utilisée comme huile d'éclairage, ainsi que pour le traitement des laines.

III.10.2. Feuilles

Les feuilles ont longtemps été utilisées pour nettoyer les blessures. Elles sont utilisées pour diminuer la pression sanguine et pour améliorer le fonctionnement du système circulatoire. Elles se prennent comme diurétique léger et peuvent être utilisées pour traiter les cystites. Comme elles ont également la propriété de diminuer le taux de sucre dans le sang, les feuilles ont été utilisées pour traiter le diabète.

Outre ses bienfaits médicaux, les feuilles de l'olivier peuvent servir comme bioindicateurs de la pollution environnementale (Turan *et al.*, 2011 ; Sofuoglu *et al.*, 2013).

III.10.3. Bois

Le bois de l'olivier a de la valeur, il est dur et plutôt durable. Il est utilisé pour fabriquer des articles tournés et des meubles. Il constitue un excellent bois de feu et produit du charbon de bois de bonne qualité (Van der Vossen *et al.*, 2007).

III.10.4. Intérêt écologique

La culture de l'olivier a aussi un intérêt écologique et environnemental et plus particulièrement par l'utilisation des techniques culturales traditionnelles améliorées. Les oliviers sont plantés en tant qu'arbres ornementaux, coupe-feu ou pour lutter contre l'érosion des sols.

CHAPITRE II

Matériel Et Méthodes

I. PRESENTATION DE LA ZONE ET DES STATIONS D'ETUDE

I.1. Localisation de la zone et des stations d'étude

La présente étude concerne les wilayas de Souk Ahras et de Tébessa situées à l'Est Algérien. Dans cette zone, trois sites ont été choisis, d'une part pour leur vocation oléicole, d'autre part selon un gradient d'aridité variant du climat mésoméditerranéen au climat désertique (UNESCO, 1963; **Figure 6**). Dans chaque site, un verger d'olivier d'environ cinq ha a fait l'objet de cette étude.

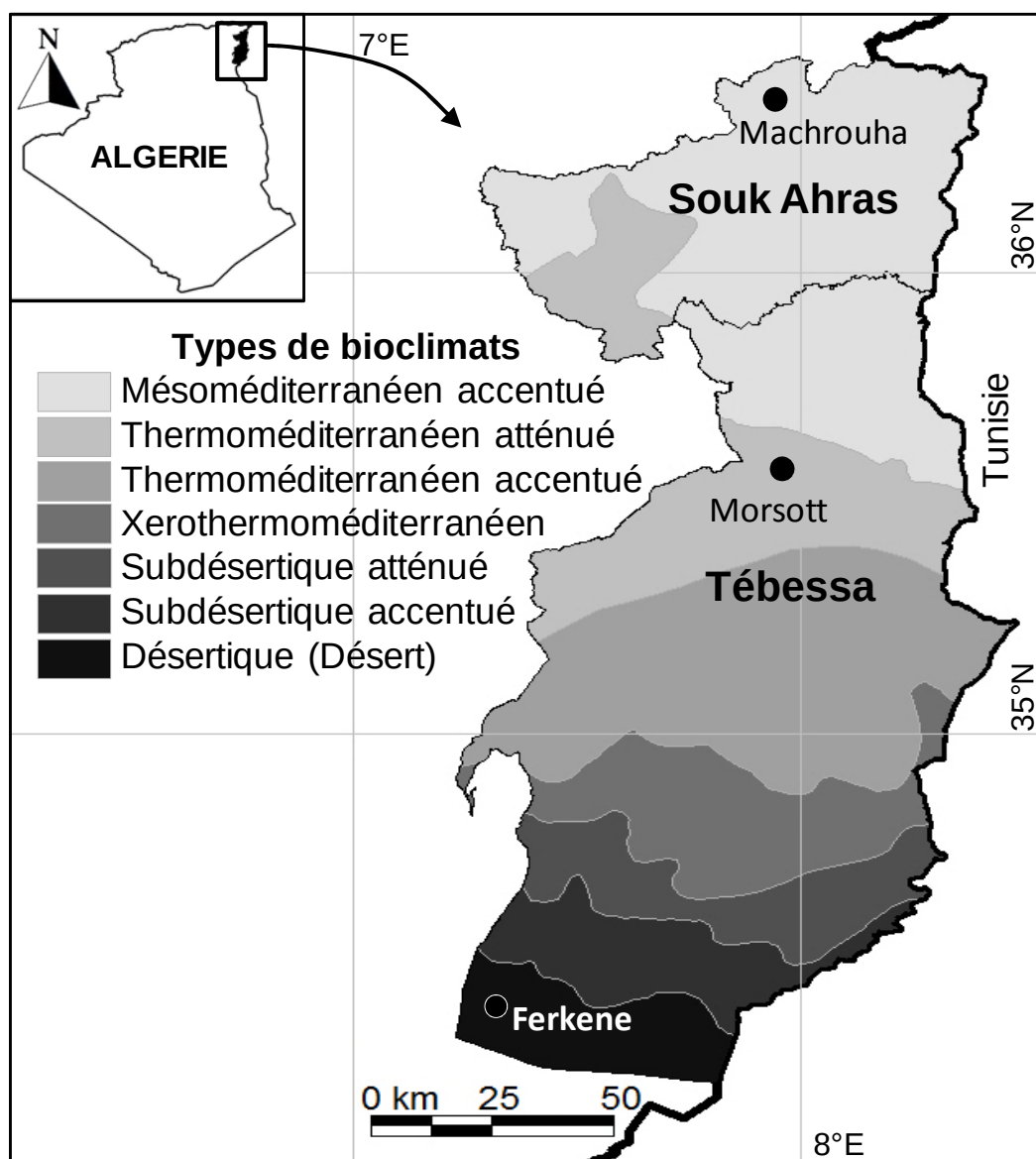


Figure 6. Localisation géographique et carte des types de bioclimats de la zone d'étude

(1: Machrouha, 2: Morsott, 3: Ferkene) dans l'est de l'Algérie

(Carte climatique Source: UNESCO, 1963)

— Le premier site "Machrouha", situé à Souk Ahras (36°21'46.44"N, 7°49'33.26"E) est un verger localisé dans un maquis forestier caractérisé par un climat mésoméditerranéen accentué, qui est considéré comme climat subhumide dont la période sèche, selon le diagramme ombrothermique de Gaussen (Bagnouls et Gaussen, 1957), s'étend sur quatre mois (juin-octobre) (**Figure 7A**). Le mois le plus chaud est août avec une température moyenne de 25,5 °C et le mois le plus froid est celui de janvier avec une température moyenne de 6,7 °C. Les précipitations annuelles varient entre 118,3 et 864,6 mm avec une moyenne annuelle de $552 \pm 172,4$ mm. Le couvert végétal est dominé surtout par la présence des espèces *Quercus ilex* et *Cistus monspeliensis*.

— Le deuxième site se trouve à Morsott (35°33'54.68"N, 7°55'8.49"E). Il représente un écosystème steppique caractérisé par un climat thermoméditerranéen atténué, qui est l'équivalent d'un climat semi-aride dont la période sèche s'étend sur cinq mois (mai -octobre) (**Figure 7B**). Le mois le plus chaud est juillet avec une température moyenne de 26,6 °C et le mois le plus froid est janvier avec une température moyenne égale à 6,6 °C. Les précipitations annuelles varient entre 191,8 et 636,7 mm/an avec une moyenne annuelle de $366,6 \pm 101,1$ mm. La végétation est caractéristique des parcours steppiques, et est représentée principalement par *Atriplex halimus* et *Stipa tenacissima*.

— Le troisième site est localisé à Ferkene à 182 km au Sud de Tébessa (34°29'13.32"N, 7°28'6.91"E). Le site est caractérisé par un climat désertique (aride chaud) avec une période sèche qui s'étend sur onze mois (février-décembre) (**Figure 7C**). Le mois le plus chaud est juillet avec une température moyenne de 26,4 °C et le mois le plus froid est celui de janvier avec une température moyenne de 6,6 °C. Les précipitations sont erratiques et présentent de grandes fluctuations interannuelles qui varient entre 43,2 et 408,5 mm/an avec une moyenne annuelle de $175,2 \pm 83,7$ mm. Le couvert végétal est très clairsemé et dominé surtout par la présence d'*Opuntia ficus-indica*, *Cupressus sempervirens*, *Lotus corniculatus*, *Atriplex halimus* et *Phalaris minor*. Le verger d'olivier échantillonné dans cette zone est mélangé avec une culture de palmier dattier (*Phoenix dactylifera*).

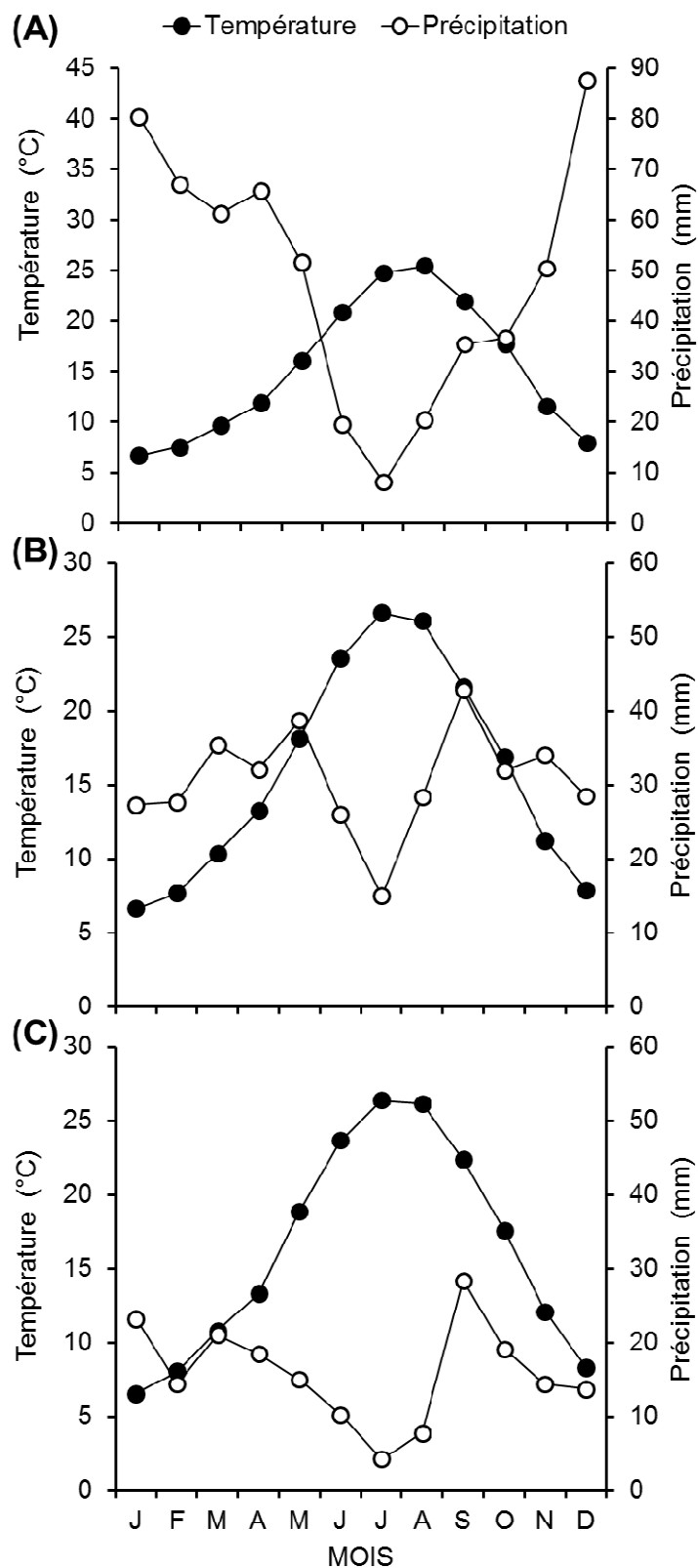


Figure 7. Diagrammes ombrothermiques des différentes stations étudiées

A : Machrouha, **B :** Morsott, **C :** Ferkene.

I.2. Caractéristiques climatiques

Le climat joue un rôle très important dans le domaine de l'écologie et l'environnement. Les facteurs tels que la température, la pluviométrie, l'hygrométrie interviennent dans l'accélération ou le ralentissement des processus biologiques.

Selon la classification de Köppen-Geiger (Peel *et al.*, 2007), le climat est typiquement aride avec des valeurs très faibles de l'indice d'aridité (0.2 à 0.65). Quant aux valeurs de l'indice de DeMartonne, elles varient de faible ($I=10$) dans la station Ferkene, à plutôt moyenne ($I=26$) dans la station Machrouha. En outre, l'indice de rayonnement de sécheresse de Budyko révèle des valeurs se situant entre 1.887 dans la station qui se trouve le plus au nord de la zone d'étude (Machrouha) à 4.871 enregistré à la station qui se trouve le plus au sud (Ferkene) (**Tableau 5**).

En effet, à Ferkene les températures annuelles moyennes sont élevées, avec des maxima absolus en Juillet-Août, et des minima en Janvier (Le Houérou, 1990). En plus, dans cette station, les précipitations sont très irrégulières avec une faible quantité, ce qui n'est pas le cas dans les deux autres stations (Morsott et Machrouha), où les précipitations sont plus régulières et plus abondantes. L'estimation du déficit en précipitations révèle une valeur plutôt faible dans la station Machrouha (369 mm/an), une valeur moyenne pour la station Morsott (766mm/an) et une valeur élevée dans la station Ferkene (1093 mm/an), où la saison sèche dure presque toute l'année (**Figure 7C**).

En outre, la combinaison des faibles précipitations avec le régime pluviométrique irrégulier qui connaît une forte variabilité interannuelle, est à l'origine de longues périodes de sécheresse dans le désert du Sahara (Laïcs, 2009). Ceci soutient le fait que ce sont les précipitations, plutôt que les températures, qui joue le rôle de facteur limitant pour la production primaire nette (NPP) dans la région. En effet, selon le modèle de Miami (Lieth, 1975), de faibles valeurs de NPP sont liées aux précipitations annuelles. Ainsi, ces dernières sont considérées comme un facteur limitant puisque le modèle est basé sur la loi du minimum. Enfin, l'indice de continentalité de Gorczyński (Gorczyński, 1920) se situe entre 29.3 et 39.1 (**Tableau 5**).

Tableau 5. Localisation et caractéristiques climatiques des sites d'étude (Grieser *et al.*, 2006)

Station	Machrouha	Morsott	Ferkene
Longitude	7,826°	7,919°	7,485°
Latitude	36,363°	35,565°	34,487°
Altitude	480m	920m	280m
Informations climatiques			
Classification de Köppen: BSk	B Climat aride	Climat aride	Climat aride
	S Steppe	Steppe	Steppe
	K Froid	Froid	Froid
Climat de Budyko	Steppe	Semi-aride	Désert
Indice de rayonnement de sécheresse	1,887	3,284	4,871
Evaporation de Budyko	599 mm/an	376 mm/an	273 mm/an
Ruissellement de Budyko	79 mm/an	12 mm/an	2 mm/an
Aridité	Subhumide sec	semi-aride	semi-aride
Indice d'aridité	0,65	0,34	0,2
Indice d'Humidité	-35 %	-66 %	-80 %
Indice de DeMartonne	26	15	10
Déficit de précipitations	369 mm/an	766 mm/an	1093 mm/an
Production primaire nette climatique	1086 g(MS)/m ² /an	681 g(MS)/m ² /an	501 g(MS)/m ² /an
NPP(Température)	1899 g(MS)/m ² /an	1853 g(MS)/m ² /an	2020 g(MS)/m ² /an
NPP(Précipitation)	1086 g(MS)/m ² /an	681 g(MS)/m ² /an	501 g(MS)/m ² /an
Indice de continentalité de Gorczynski	29,3	35,1	39,1

II. PRESENTATION DU MATERIEL VEGETAL

Selon le rapport national sur l'état des ressources phytogénétiques pour l'alimentation et l'agriculture publié en juin 2006 par l'institut national de la recherche agronomique d'Algérie (INRAA), la variété Ferkeni ne figurait pas dans la liste des variétés d'oliviers cultivées en Algérie en 1973. Heureusement que de nos jours et selon la même source (INRAA) cette

variété figure comme une parmi les 48 variétés locales reconnues dans le patrimoine oléicole Algérien.

II.1. Caractères botaniques et écologiques

La variété Ferkeni de l'olivier est endémique de la région des Aurès dans l'est Algérien. Cette variété se développe sous un climat « méditerranéen ». Ce climat est en effet le climat idéal où l'arbre peut se développer en raison de ses étés chauds, de ses pluviométries basses et ses hivers doux. La lumière du soleil est primordiale pour que cette variété puisse s'épanouir. L'altitude optimale est de 300 mètres et même si on trouve souvent cette variété sur des sols sableux, de par sa contrée d'origine, elle peut être cultivée sur plusieurs types de sols avec une préférence pour les sols légers et secs, où ses racines lui permettent de puiser dans les profondes réserves en eau du sol. D'une taille généralement modeste (5 à 8 m), elle se caractérise par un tronc souvent court, plus ou moins tortueux, aux branches très ramifiées, Il faut dire qu'il est en général multiplié par greffage ou par bouturages, ou bien provient de rejets après la coupe de l'arbre préexistant. Ses feuilles lancéolées (longues et étroites) sont opposées, vert foncé au dessus et gris argenté en dessous. Ses fleurs d'un blanc jaunâtre se présentent en petites grappes situées à l'aisselle des feuilles, donnant ensuite des fruits ovoïdes, longtemps verts puis noirs à maturité.

Après le repos hivernal, de novembre à février, le réveil se manifeste en janvier-février par l'apparition des nouvelles pousses terminales et l'éclosion des bourgeons. La floraison a lieu en avril-mai. Le noyau du fruit durcit en juin-juillet et atteint sa taille normale en octobre.

II.2. Intérêts écologiques et économiques

La désertification, en Algérie, concerne essentiellement les steppes des régions arides et semi-arides des hauts plateaux. Les effets du réchauffement climatique pouvant aggraver la situation.

Etant une variété très résistante aux conditions climatiques souvent rudes et défavorables qui règnent dans la région limite de la zone steppique, cette variété représente un choix intéressant et efficace dans la lutte contre la désertification.

Il est aussi à noter que, en plus de son importance écologique, cette variété a aussi une importance économique qui n'est plus à démontrer. En effet, considérée comme une variété à huile, de très bonne qualité, elle affiche un rendement qui atteint les 32%, ceci la place dans un rang très en avant par rapport aux autres variétés.

III. METHODES DE PRÉLÈVEMENT ET D'OBSERVATION DES RACINES

III.1. Collecte des racines

Comme les racines peuvent être récoltées à tout moment de l'année pour l'estimation de la colonisation endomycorhizienne (Schenck, 1982), nous avons réalisé notre échantillonnage sur quatre saisons pendant les trois années 2010, 2011 et 2012 au niveau des sites précédemment décrits. Dans chaque verger, cinq sujets d'olivier ont été échantillonnés au hasard.

Après avoir dégagé la litière de surface, nous avons creusé en trois endroits autour de chaque arbre, selon un triangle dont les angles sont éloignés d'au moins un mètre afin d'obtenir un lot représentatif de tout le système racinaire. Ensuite, nous avons effectué des prélèvements racinaires en prenant soin de choisir les racines les plus fines. Les trois lots de racines provenant du même arbre sont convenablement mélangés pour en faire un seul échantillon (**Figure 8**).

Pour les essais effectués en conditions contrôlées, nous avons récupéré la totalité du système racinaire de chaque plant mis en culture dans les pots. Parallèlement à cet échantillonnage racinaire, nous avons effectué un prélèvement du sol à proximité des racines dans les horizons supérieurs (0 à 30cm) pour plusieurs utilisations à savoir :

- L'analyse physico-chimique du sol même,
- L'estimation de la diversité sporale dans ce sol,
- L'évaluation quantitative de l'abondance des spores fongiques présentes dans ce sol,
- L'utilisation de ce sol comme substrat pour les inoculations contrôlées,

III.2. Traitement et observation des racines

III.2.1. Mise en évidence de la colonisation arbusculaire

Au laboratoire, la technique de coloration utilisée est celle préconisée par Phillips et Hayman (1970) et Vierheilig *et al.* (2005). Elle consiste à repérer les petites racines fines non lignifiées et de bien les nettoyer afin de les débarrasser de toute particule de terre puis les découper en fragments d'environ 1cm de longueur et les mettre dans un premier temps au bain-marie dans une solution d'hydroxyde de potassium (KOH à 10 %) pendant une heure de temps afin de vider les cellules de leur contenu cytoplasmique pour améliorer l'observation du champignon symbiotique. Ensuite, les fragments racinaires sont rincés à l'eau afin d'éliminer toute trace de KOH, puis ils sont plongés successivement, dans du peroxyde d'hydrogène (H₂O₂ à 10 vol) pendant 40 minutes et dans l'acide chlorhydrique (HCl à 2 %) pendant 30 minutes pour les éclaircir, puis un nouveau rinçage à l'eau est effectué. Les fragments racinaires éclaircis sont colorés pendant une heure de temps en utilisant le noir de chlorazol

(Annexe 1) (Brundrett *et al.*, 1984) chauffé à 90 °C dans un bain-marie. Nous avons choisi ce colorant parce que selon Brundrett *et al.* (1984), le noir de chlorazol confronté aux autres colorants d'usage (bleu de trypan, fuchsine acide, bleu d'aniline) se distingue franchement en montrant plus clairement les détails structuraux des arbuscules et des hyphes internes. Il est à rappeler que le noir de chlorazol a été introduit comme un colorant biologique par Cannon en 1937 (Lillie, 1977). Les racines ainsi colorées sont conservées dans des pilluliers étiquetés contenant du glycérol pour être observées ultérieurement.

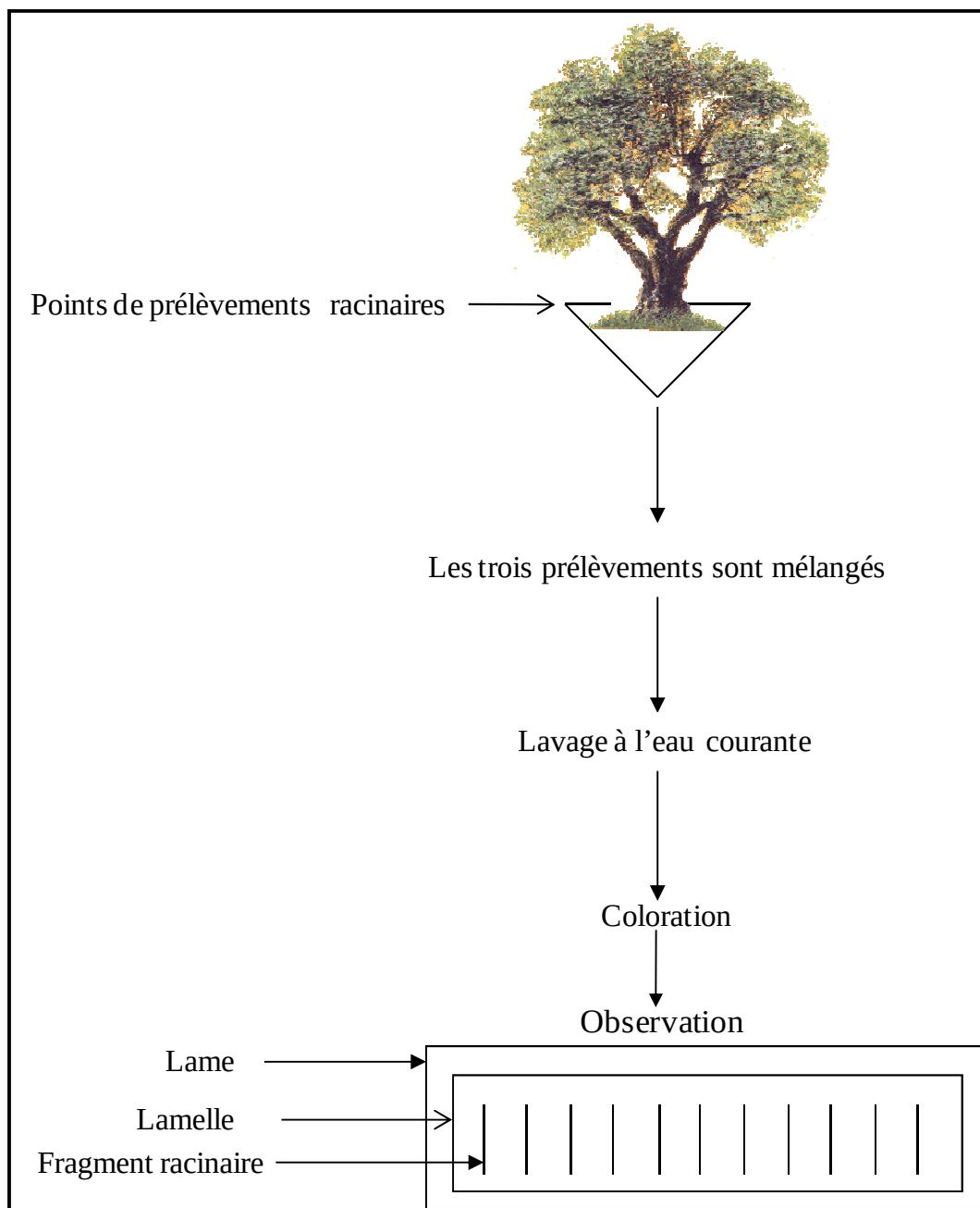


Figure 8. Différentes étapes de préparation des échantillons racinaires du terrain au laboratoire

III.2.2. Observation et estimation de la mycorhization

Le pourcentage de colonisation des racines est calculé selon la méthode de Trouvelot *et al.* (1986). Cette méthode est rapide et reflète autant que possible le potentiel et l'état d'activité de la symbiose. Elle consiste à mettre quinze fragments de racines colorées entre lames et lamelles dans du glycérol puis de les observer au microscope photonique, l'opération est répétée deux fois. Les fragments observés sont notés dans une grille selon un barème de classe (**Annexe 2**), ce barème permet d'estimer rapidement le degré de colonisation mycorhizienne et la richesse en arbuscules de la colonisation de chaque fragment (**Figure 9**). Avec cette méthode cinq paramètres de la colonisation ont été calculés, à savoir :

- Fréquence de la colonisation mycorhizienne ($F\%$) : % du nombre de fragments racinaires endomycorhizés, elle reflète l'importance de la colonisation du système racinaire,
- Intensité de la colonisation mycorhizienne dans le système racinaire ($M\%$),
- Intensité de la colonisation mycorhizienne dans les fragments de la racine ($m\%$),
- Abondance des arbuscules dans le système racinaire ($A\%$),
- Abondance des arbuscules dans les parties mycorhizées des fragments de la racine ($a\%$),

Le calcul de ces paramètres a été réalisé par l'utilisation du programme informatique MYCOCALC, disponible sur le site Internet <http://www2.dijon.inra.fr/mychintec/>

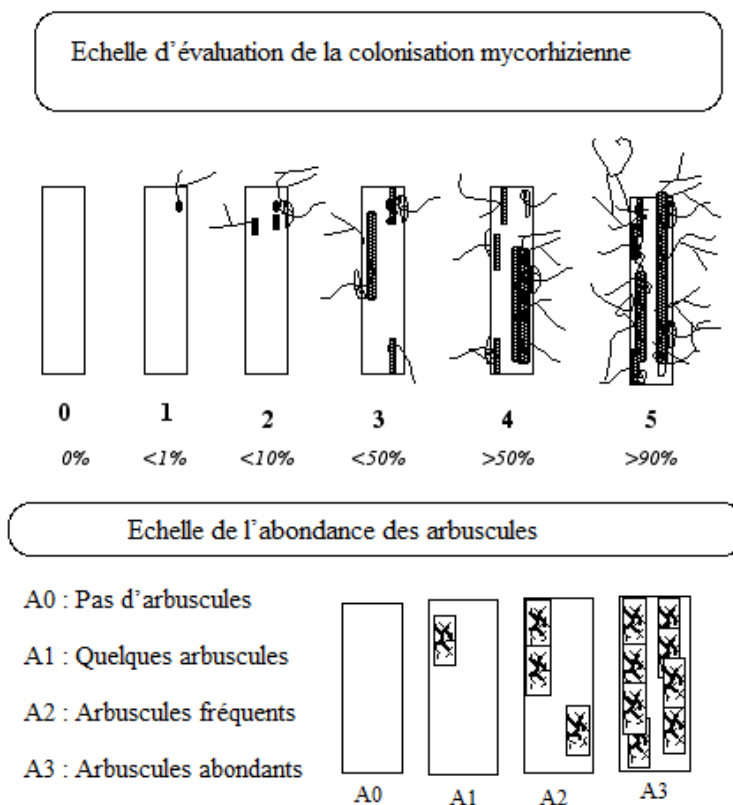


Figure 9. Barème de classe de la colonisation endomycorhizienne

<http://www2.dijon.inra.fr/mychintec/Protocole/protoframe.html>

III.1.3. Procédures analytiques

III.1.3.1. Variation de la mycorhization selon l'année, la saison et le type de climat

Les moyennes et les écarts-types des paramètres de la mycorhization ont été donnés pour chaque année, chaque saison et chaque type de climat. Tout d'abord, après l'évaluation de la distribution normale et l'homogénéité des données par les tests de normalité de Shapiro-Wilk (Royston, 1982), des modèles linéaires (ML) (Chambers, 1992) ont été utilisés pour modéliser les effets spécifiques de chaque année, saison et type de climat sur les cinq paramètres de mycorhization. Le résumé de ML a été donné pour chaque paramètre de mycorhization, avec certaines statistiques explicatives, à savoir : l'erreur résiduelle standard (ERS), multiple (MR^2), ajusté (AR^2) et des statistiques de F (valeur de F avec sa probabilité (P)).

Dans la deuxième étape, les facteurs explicatifs «année», «saison» et «type de climat» ont été inclus dans chaque modèle avec leurs effets d'interactions après l'application des tests de contingence qui déterminent la dépendance ou l'indépendance de ces trois facteurs. Ensuite, les paramètres de mycorhization évalués ont été testés pour des différences significatives à l'aide d'analyses de variance (ANOVA) selon les facteurs sus-indiqués et leurs interactions (Wilkinson & Rogers, 1973). Toutes les analyses de variance ont été effectuées par des tests de *type I* à un seuil de significativité $\alpha=0,05$. Le paquet R-commander {Rcmdr} qui fonctionne sous le logiciel des statistiques R, a été utilisé pour les calculs et les analyses (Fox, 2005).

Dans la troisième étape, le test de corrélation de Pearson, à un seuil de signification $\alpha = 0,05$, a été utilisé pour étudier la corrélation entre la variation du nombre de spores, selon les saisons et les années, et les différents paramètres de colonisation (F%, M%, m%, A% et a%).

III.1.3.2. Effet climatique sur la mycorhization

Pour modéliser les effets des paramètres climatiques étudiés (La température moyenne « Tmoy », La température maximale « Tmax », La température minimale « Tmin », L'humidité « RH », Les précipitations « Prec », Vent, Pluie, neige, Indice De Martone) sur la variation des cinq paramètres de mycorhization (F%, M%, m%, A%, a%) relevés durant les quatre saisons de 2010-2012 dans les trois sites étudiés (Ferkene, Morsott, Machrouha), les modèles linéaires généralisés (GLM) ont été utilisés (Chambers, 1992). Dans chaque modèle, les valeurs saisonnières (mesurées chaque année et dans les différents sites) de chaque paramètre de la mycorhization ont été associées aux valeurs saisonnières des paramètres climatiques. Pour ce faire, les données météorologiques journalières ont été converties pour avoir une observation par saison : (i) les températures Tmoy, Tmax, Tmin, RH, Vent ont été

exprimées par la moyenne des 45 jours précédents la date de prélèvement des racines, (ii) la quantité totale des précipitations (Prec) en mm enregistrée pour des périodes de 45 jours, (iii) la somme du nombre de jours de pluie et neige (Pluie, Neige) durant 45 jours précédant la date de sortie, et (iv) l'indice d'aridité de De Martone calculé suivant le total des précipitations et la moyenne des températures moyennes de 45 jours, R-commander {Rcmdr} a été utilisé comme logiciel statistique pour les calculs (Fox, 2005; R Development Core Team, 2014).

IV. ANALYSES PHYSICOCHIMIQUES DES SOLS

Une partie des échantillons du sol prélevés de chaque station est utilisée pour l'évaluation de certains paramètres physico-chimiques à savoir ; le pH eau, le pH KCl, la conductivité électrique (CE), le taux du carbone (C%), le taux de la matière organique (MO%), le calcaire total, le phosphore total, le phosphore assimilable et la texture.

IV.1. Potentiel hydrogène eau et KCl

- **pH eau** : Peser 10g de sol tamisé à 2 mm de chaque station, mettre ensuite ces 10g dans des pilluliers étiquetés et rajouter 20ml d'eau distillée, laisser 24 heures, puis mesurer le pH avec un pH mètre (Baize et Jabiol, 1995).

- **pH KCl** : Mesurer au pH mètre selon le rapport Sol / Solution KCl (1N) = ½.

IV.2. Conductivité électrique

La conductivité électrique (CE) est déterminée avec un conductimètre sur une suspension sol-eau (1/5), La classification est faite selon (Mathieu et Pieltain, 2003).

IV.3. Carbone total et matière organique

- **Carbone total** : On utilise la méthode d'Anne modifiée (Bonneau et Souchier, 1994) :

- Mettre 1g de sol dans un erlen-meyer.
- Ajouter 10ml de solution de bichromate de potassium (KCr_2O_7) à 8% et 15ml d'acide sulfurique (H_2SO_4) pur.
- Laisser refroidir après une ébullition de cinq minutes.
- Transvaser dans un matras de 100ml puis ajuster avec les eaux de rinçage.
- Transvaser dans un bécher.
- Prélever 20ml dans un bécher et diluer jusqu'à 100ml avec de l'eau distillée.
- Ajouter 1,5g de FNa et 3 à 4 gouttes de diphénylamine.
- Effectuer le titrage avec le sel de Mohr à 0,2N.

On prépare un témoin avec les mêmes solutions mais sans mettre du sol.

La liqueur primitive de couleur brune noirâtre vire au vert, on trouve × ml.

On utilise la relation suivante pour déterminer la concentration du carbone :

$$C\% = (Y-X) \times 0,615 \times 100 / 20 \times 100 / p \times 1 / 1000.$$

Y : Sel de Mohr utilisée lors du titrage du témoin « ml ».

X : Sel de Mohr utilisée lors du titrage de l'échantillon « ml ».

P : Poids du sol (1g).

• **Matière organique** : Elle est égale au pourcentage du carbone total $\times 1,72$ (Mathieuet Pieltain, 2003).

$$MO\% = C\% \times 1,72$$

IV.4. Calcaire total :

Le calcaire total est déterminé par la technique de titrimétrie (Dermech *et al.*, 1982) :

- Placer 10g de sol tamisé à 2mm dans un erlen-meyer.
- Ajouter 50 ml d'HCl à 0,5N et couvrir l'ermen.
- Laisser refroidir après une ébullition de 15 minutes.
- Filtrer la solution et laver le filtrat avec l'eau distillée pour lessiver l'HCl.
- Déterminer la quantité de HCl qui ne réagit pas avec le CaCO_3 en ajoutant quelques gouttes de phénolftaline.
- Titrer la solution avec le NaOH à 0,2N.

On utilise la relation suivante pour déterminer la teneur du sol en CaCO_3 .

$$\text{CaCO}_3 = 5x (50x\text{normalité de HCl} - \text{normalité de NaOH} \times \text{quantité de NaOH utilisée}) / 10g.$$

IV.5. Phosphore total :

La détermination du taux de phosphore total est faite selon la méthode utilisée in (Gharoucha, 1995) est qui consiste en :

- Mettre 2 g de sol dans un bécher et ajout 6 ml de HClO_4 puis couvrir le bécher et chauffer jusqu'à l'obtention d'une couleur blanchâtre et après mettre dans un dessiccateur.
- Ajouter 30 ml d'eau distillée puis filtrer et compléter avec l'eau distilles jusqu'à 100 ml.
- Prendre 2 ml de filtrat et mettre dans un erlenmeyer à 100 ml.
- Ajouter 4 ml de molybdate d'ammonium et compléter avec l'eau distilles jusqu'à 99,5 ml.
- Ajouter 10 gouttes de SnCl_2 et laisser incubé 2 à 3 minutes puis lire par une spectrophotométrie à une longueur d'onde 660 nm.

IV.6. Phosphore assimilable :

Le phosphore est déterminé par la méthode de Joret Hébert (1955) in (Mathieu et Pieltain, 2003).

- Introduire 4g de sol dans un flacon de 50ml.
- Ajouter 100ml d'oxalate d'ammonium 0,2N.

- Agiter pendant 2 heures, puis filtrer et recueillir la solution.
- Prendre 1,5ml de la solution, puis ajouter successivement 2ml du réactif sulphybdique et 6,5ml de la solution ascorbique.
- Chauffer au bain marie jusqu'à l'apparition d'une couleur bleuâtre, puis lire par une spectrophotométrie à une longueur d'onde 825 nm.

IV.7. Texture :

Pour déterminer la texture du sol on utilise la méthode dite, méthode par saturation (ITA, 1975) qui se réalise comme suit :

- Prendre une quantité de sol (entre 50 à 100g), et l'imbiber d'eau par goutte à goutte tout en mélangeant jusqu'à ce que la pâte devienne luisante et glisse doucement lorsqu'on incline la capsule.
- Peser une capsule vide (P_1), puis peser cette même capsule avec une petite quantité de pâte (P_2).
- Mettre à l'étuve à 105°C pendant 24 heures.
- Peser la même capsule à la sortie de l'étuve (P_3).

Pour déterminer l'humidité relative (H), on applique les relations suivantes :

$$P_2 - P_3 = X_1$$

$$P_3 - P_1 = X_2$$

$$\begin{array}{ccc} X_1 & \longrightarrow & X_2 \\ & \searrow & \nearrow \\ H & \longrightarrow & 100g \end{array} \quad \Longrightarrow \quad H = X_1 \times 100g / X_2$$

V. METHODES D'EXTRACTION ET D'OBSERVATION DES SPORES DE CMA

V.1. Extraction des spores fongiques du sol

La connaissance de la biologie et l'écologie des champignons MA est limitée par des difficultés techniques à la fois identifier et quantifier les espèces présentes dans les sols (Brundrett et Abbott, 2002).

Le nombre et la nature des spores varient en fonction du type de sol, de son traitement ainsi que du type de culture.

Les spores des CMA sont le plus souvent libres dans le sol. Généralement, elles ont un diamètre de 50 à 500 micromètres et peuvent donc être séparées des fines particules de sol par tamisage humide (Gerdemann et Nicolson, 1963).

La Technique de tamisage humide consiste en :

L'échantillon de sol (environ 200g) est déposé sur une série de tamis superposés suivant l'ordre décroissant de l'ouverture de mailles, 400µm, 300µm, 200µm, 150µm, 100µm et 50µm (**Figure 10**). L'échantillon est soumis à un jet d'eau de robinet jusqu'à ce que l'eau qui en ressorte devienne claire et limpide. Les tamisats du sol sont recueillis dans des boîtes de Pétri et observés à la loupe binoculaire. Les spores sont récoltées à l'aide d'une micro pipette afin d'être montées entre lames et lamelles et observées au microscope.

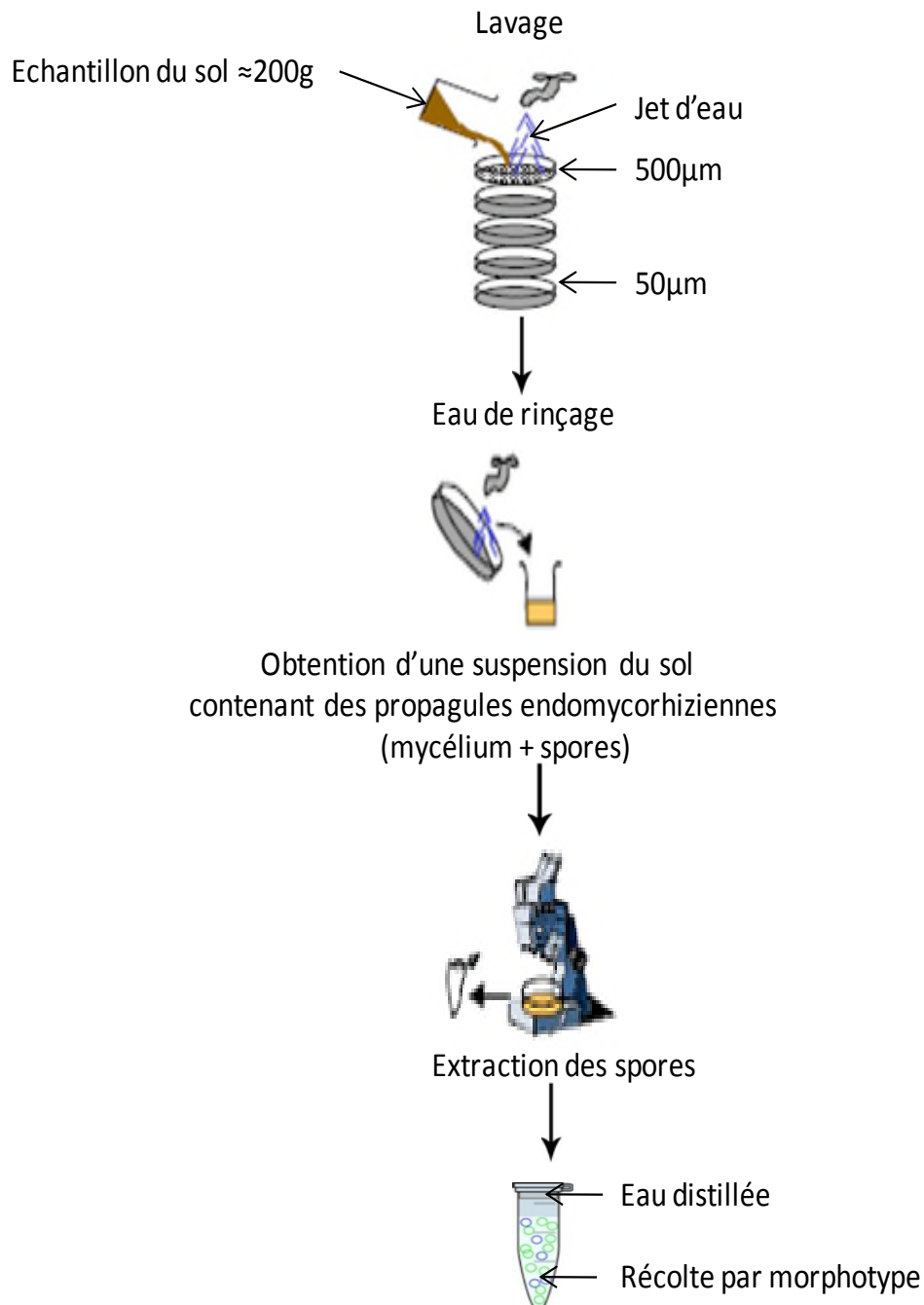


Figure 10. Technique d'extraction des spores fongiques

Des méthodes d'ADN ont été récemment utilisées pour identifier ou de quantifier les champignons MA dans les sols (Clapp *et al.*, 1995; Helgason *et al.*, 1999). Toutefois, les données obtenues par ce moyen ont été limitées en raison de difficultés techniques (Sanders *et al.*, 1996; Douds et Millner, 1999; Lanfranco *et al.*, 1999). L'extraction des lipides et l'analyse des profils d'acides gras est une autre méthode prometteuse pour quantifier les champignons MA dans les sols (Graham *et al.*, 1995; Olsson, 1999).

Pour identifier les différentes spores, nous avons utilisé le manuel de Schenck et Perez (1990) et le site de Blaszkowski (2006).

<http://www.agro.ar.szczecin.pl/jblaszkowski/SpeciesdescriptionsofAMF.html>

V.2. Préparation des lames

Le procédé employé est le suivant :

1. Deux petites gouttes de réactif de Melzer (**Annexe 3**) sont placées sur la surface d'une lame propre de microscope, en prenant soin de réserver un espace sur une extrémité pour une étiquette de marquage. Le réactif de Melzer montre les réactions des composants de la paroi des spores et des couches intérieures de germination des champignons à arbuscules.
2. Environ 10-20 spores sont ajoutées à chaque goutte, selon la taille des spores. On les laisse pendant 3-5 minutes afin qu'elles deviennent plus visqueuses avant de placer une lamelle.
3. Les spores sont écrasées en appliquant une pression modérée sur la lamelle avec l'extrémité d'une aiguille sous le microscope photonique.
4. Les lames sont placées dans un incubateur à 60 °C pour 12-24 h pour essuyer l'excédent du milieu et des bulles d'air. De plus, le chauffage diminue l'espace entre la lame et la lamelle et facilite, de ce fait, la prise des photos des structures sous-cellulaires des spores montées.

V.3. Détermination de la densité sporale

Les spores des CMA sont généralement concentrées dans la couche arable, mais peuvent également se produire à de plus grandes profondeurs (jusqu'à 4m) dans les écosystèmes arides (Zajicek *et al.*, 1986).

La densité sporale dans le sol peut être obtenue par comptage de toutes les spores présentes dans un échantillon de 5g de sol tamisé selon la technique du tamisage humide.

Les spores fongiques de petite taille ont une densité plus importante dans le sol par rapport à celles qui ont une grande taille, mais leur capacité de coloniser les racines est la même.

Afin d'évaluer les relations existantes entre le nombre de spores des CMA et les paramètres de mycorhization mesurés (F%, M%, m%, A% et a%) dans les différentes stations d'étude, le test de corrélation de Pearson a été appliqué à un seuil $\alpha = 0.05$.

VI. ETUDE DU POUVOIR INFECTIEUX DES SOLS

Une grande partie de notre compréhension du rôle des mycorhizes à arbuscules vient d'expériences avec des plantes et des champignons sélectionnés en utilisant des conditions de sol simplifiées, mais aussi dans les écosystèmes naturels (Brundrett et Abbott, 2002).

Les CMA doivent être cultivés en association avec une plante vivante, et ceci que ce soit pour des fins de recherche, des applications pratiques ou des études taxonomiques. Les champignons sont généralement multipliés en utilisant les «cultures en pot" où une plante inoculée est cultivée dans un sol sablonneux (Menge, 1984; Jarstfer et Sylvia, 1993). La plupart des cultures en pots sont lancées à l'aide de spores séparées du sol d'un site donné ou d'un inoculum (Jarstfer et Sylvia, 1993; Bever *et al.*, 1996; Brundrett *et al.*, 1996c).

Des cultures pièges à base de sol contiennent souvent des espèces supplémentaires à ceux trouvées en examinant les spores extraites des mêmes sols (An *et al.*, 1990; Stutz et Morton, 1996; Watson et Millner, 1996; Koske *et al.*, 1997; Brundrett *et al.*, 1999a). Cependant, les cultures de piégeage contiennent un mélange de champignons qui change avec le temps, donc doivent être purifiés avant d'être utilisés dans les expériences. La production de cultures de champignons MA vivants est difficile et prend du temps et, par conséquent, c'est le principal facteur limitant les activités de recherche et les applications pratiques de ces champignons.

Pour étudier le pouvoir infectieux des CMA dans les différentes stations et leur aptitude à générer une mycorhization, nous avons eu recours à la méthode dite « la méthode du nombre le plus probable (MPN) », décrite par Alexander (1965).

La technique du MPN est la seule manière critique d'évaluation et de comparaison du potentiel d'inoculum naturel des sols. Elle consiste à diluer plusieurs fois le sol étudié avec ce même sol stérilisé, chaque dilution est de l'ordre de 10^{-1} puis des graines stériles d'une plante herbacée choisie sont semées dans ces sols dilués. Après quelques semaines, les racines des plantules sont récupérées et observées afin de détecter la colonisation.

VI.1. Plante test choisie

Le choix de la plante hôte utilisée peut avoir une large influence sur la sporulation du champignon et la formation des mycorhizes. Cependant la considération la plus importante dans le choix de la plante hôte est sa tolérance face aux conditions de l'environnement dans

lesquelles elle va pousser et qui doivent aussi être favorables aux champignons endomycorhizogènes (Brundrett, 1996).

Nous avons retenu comme plante hôte une espèce herbacée appartenant à la famille des Poacées, le sorgho (*Sorghum vulgare*). Il s'agit d'une espèce peu exigeante offrant une grande aptitude à la production rapide de racines néoformées et étant également dépendante de la mycorhization.

Les graines du sorgho ont été désinfectées avec de l'eau oxygénée à 30V (H_2O_2) pendant vingt minutes, rincées abondamment avec l'eau distillée stérile, puis mises à germer dans des boîtes de Pétri garnies de papier filtre stérile.

VI.2. Substrats de culture

Les sols utilisés dans ces essais sont ceux des stations précédemment décrites. Ces sols sont autoclavés à 100°C deux fois pendant une durée de deux heures à 24 heures d'intervalle. Trois jours après, les récipients contenant les sols stériles sont ouverts pour libérer les toxines volatiles.

VI.3. Conduite de l'essai

Il est nécessaire de réaliser des niveaux de dilutions du sol non désinfecté allant de 0 à 10^{-5} (**Figure 11**). Pour cela on procède comme suit :

On pèse 200g de sol naturel, on ajoute 20g de ce sol naturel à 180g de même sol stérile et on obtient donc 200g d'un sol avec une dilution de l'ordre de 10^{-1} , de ce dernier sol on prend 20g que l'on ajoute de nouveau à 180g de sol stérile et on obtient ainsi un sol de dilution de l'ordre de 10^{-2} . Cette opération est renouvelée chaque fois que l'on veut faire une dilution du sol. Chaque dilution est répétée cinq fois, Dans chaque pot, une graine de sorgho pré germée aseptiquement a été plantée.

L'essai est maintenu pendant six semaines dans les conditions ambiantes. À la fin de cette période, la totalité du système racinaire de chaque plantule est récupérée. Les racines sont ensuite lavées, découpées, puis colorées et observées au microscope photonique. Il suffit d'un point d'entrée pour considérer la présence de la colonisation. Si la colonisation est présente on attribue la valeur (1), mais si elle est absente on attribue alors la valeur (0).

VI.4. Méthode de calcul du MPN

L'utilisation de la table de COCHRAN (1950) (**Annexe 4**) permet d'estimer de manière globale la richesse du sol en propagules de champignons endomycorhizogènes.

On dénombre pour chaque dilution le nombre de systèmes racinaires infectés et on détermine la dernière dilution (P_1) dans laquelle il y aura le maximum de plantes infectées ($P_1 < 5$). Le nombre de plantes infectées dans les deux dilutions successives (P_2 et P_3) est ensuite déterminé.

Les différentes valeurs de P_1 , P_2 et P_3 permettent de calculer le MPN en utilisant la table de COCHRAN. Le MPN calculé est exprimé par kilogramme de sol et les valeurs obtenues sont encadrées dans l'intervalle de confiance à 95%.

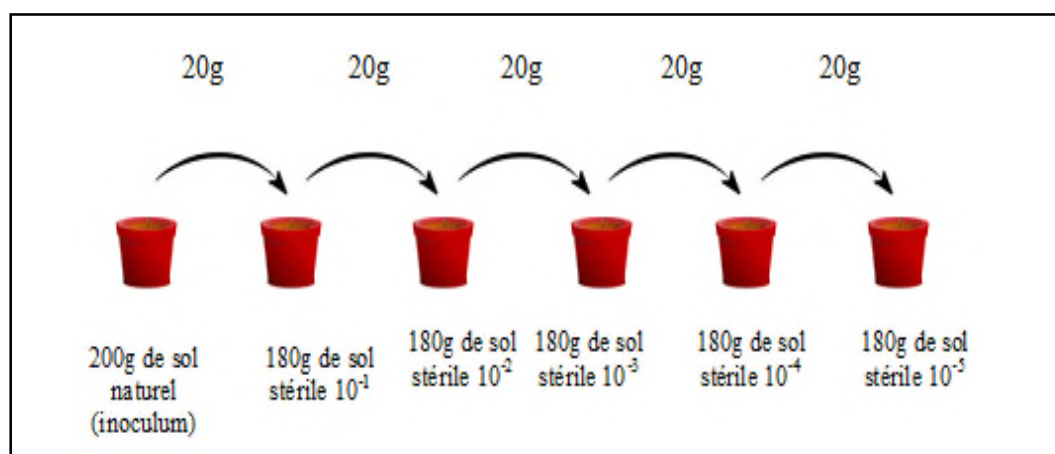


Figure 11. Schéma de la technique de dilution utilisée dans la réalisation du test du nombre le plus probable (MPN)

VII. ETUDE DE L'INFECTIVITE ET DE L'EFFICACITE DES ESPECES FONGIQUES SELECTIONNEES

Avant de réaliser l'expérimentation d'inoculation, il nous était indispensable d'étudier l'efficacité des spores fongiques extraites des trois stations d'étude. Dans chaque station, le morphotype le plus abondant a été choisi pour tester son infectivité et son efficacité sur des plantules de sorgho pré germées aseptiquement. Le dispositif est exposé à la lumière du jour et arrosé à l'eau distillée stérile. Une solution nutritive (**Annexe 5**) est apportée une fois par semaine.

VII.1. Inoculation

Dans le sol, les spores des champignons MA peuvent ne pas fonctionner comme propagules si elles sont au repos, ou si elles ont été parasitées (Tommerup, 1992; Lee et Koske, 1994).

Les champignons doivent être actifs lorsque l'activité de la croissance des racines se produit, car les racines ont une durée limitée de la réceptivité (Brundrett et Kendrick, 1990;

Hepper, 1985; Smith *et al.*, 1992.). La colonisation efficace des racines est nécessaire pour une association efficace (Abbott et Robson, 1984; Bowen, 1987).

Nous avons réalisé les inoculations en utilisant comme inoculum des fragments racinaires, du substrat de culture ou des spores de *Glomus* isolées par tamisage humide à partir des sols de nos stations d'étude. Pour les inoculations, nous avons utilisé plusieurs espèces :

- Les souches fongiques de *Glomus intraradices*, *Glomus mosseae* et *Gigaspora margarita* (**Annexe 6**) : nous ont été fournies sous forme de granules, de spores et de racines commercialisées par Biorize R&D ([www. Biorize.com](http://www.Biorize.com)). Elles ont été entretenues sous forme de culture de poireau que nous avons repiquée et multipliée avec une culture de sorgho. L'inoculum a consisté à 1g de racines infectées excisées avec une petite quantité du sol de culture (≈ 5 g) déposé dans le trou de repiquage des plantules.
- Trois souches de *Glomus* provenant des sols des stations d'étude. De chaque station, nous avons extrait le morphotype de spore le plus abondant que nous avons lavé dans de l'eau distillée puis déposé sur le système racinaire des plantules de sorgho à raison de 30 à 50 spores par plantule. Les racines de sorgho ainsi mycorhizées ont servi à inoculer d'autres plantes afin de produire de l'inoculum.

Les souches sont désignées respectivement par :

- *Glomus* sp1provenant du sol de la station de Ferkene (**Planche 1, page76**).
- *Glomus constrictum* provenant du sol de la station de Machrouha (**Planche 2, page77**).
- *Glomus* sp2 provenant du sol de la station de Morsott (**Planche 3, page78**).
- Un traitement non inoculé (témoin) a été également réalisé en repiquant simplement les plantules de sorgho.

Pour chacun des traitements, nous avons effectué cinq répétitions.

VII.2. Paramètres mesurés

Après huit semaines de croissance, les paramètres suivants ont été mesurés :

- a. La hauteur en cm des plantules (H).
- b. Le poids en grammes de la matière fraîche (PFA) et sèche (PSA) des parties aériennes.
- c. Le poids en grammes de la matière fraîche (PFR) des parties racinaires.
- d. Le rapport (PFR/PFA).
- e. La dépendance mycorhizienne (DM).

$$DM = \frac{PSA(\text{plants mycorhizés}) - PSA(\text{témoins})}{PSA(\text{plants mycorhizés})}$$

La totalité des systèmes racinaires des plantules est récupérée, lavée, colorée avec le noir chlorazol selon la méthode de Philips et Hayman (1970) et observée au microscope photonique.

VIII. MULTIPLICATION PAR BOUTURAGE ET ENDOMYCORHIZATION CONTROLEE DE L'OLIVIER VARIETE FERKENI

Pour étudier l'aptitude de l'olivier variété Ferkeni à former des endomycorhizes ainsi que sa dépendance vis-à-vis des CMA, nous avons réalisé des expériences d'inoculation contrôlée avec des propagules de ces micro-organismes provenant de nos stations d'étude ainsi qu'avec ceux commercialisés.

Pour réaliser une mycorhization contrôlée, il est nécessaire d'avoir des plantules issues de boutures élevées axéniquement. Afin de diminuer les variabilités biologiques, les boutures utilisées proviennent toutes d'un seul arbre adulte de la station de Ferkene.

VIII.1. Production de l'olivier par bouturage en serre de nébulisation

Cette technique demande un équipement coûteux et une main d'œuvre spécialisée. Elle permet de produire beaucoup de plants en peu de temps et sur une surface réduite (Obtention du plant entre 18 et 24 mois).

Cette technique a de nombreux avantages car elle permet de reproduire les caractères du pied-mère et ainsi l'homogénéité du verger et une mise à fruit rapide.

VIII.1.1. Prélèvement de la bouture et préparation du matériel végétal

Nous avons choisi un jeune arbre sain et vigoureux de la variété Ferkeni, d'une plantation d'arbres située à Ferkene dans la station précédemment décrite.

Les boutures utilisées ont été prélevées en mars 2011, car cette période correspond à une activité cambiale intense ce qui favorise l'émission des racines. Elles proviennent des rameaux de la base de l'arbre car elles s'enracinent mieux et plus rapidement que celles prélevées au sommet. Sur chaque bouture, on laisse 04 à 06 feuilles (les feuilles basales seront enlevées) et 08 à 12 bourgeons, car le nombre de feuilles contrôle le pourcentage d'enracinement et la longueur des racines, alors que le nombre de bourgeons détermine le nombre de racines néoformées. Ces boutures, mesurant en moyenne 10 à 12cm de longueur avec un diamètre moyen de 0,4 cm, sont conservées dans des sachets en polyéthylène avant d'être rapidement utilisées.

On procède par la suite à un trempage de la base de la bouture pendant 05 secondes dans une auxine pour provoquer une induction florale : On utilise en général une solution de l'acide indol butyrique (AIB) de 3000 à 5000ppm et l'éthanol sur 02cm au moins. Puis on laisser sécher les boutures pendant 10 à 15minutes.

VIII.1.2. Milieu de culture

La maîtrise et le contrôle des facteurs du milieu conditionnent la rhizogénèse des boutures herbacées de l'olivier.

VIII.1.2.1. Serre de nébulisation

La durée de séjour des boutures en serre de nébulisation est de 02 à 03 mois.

- o Substrat utilisé : La mise en serre des boutures se fait sur des tables de multiplication remplies d'une couche de douze à 15cm d'épaisseur de perlite qui est une substance inerte (pH=7) qui assure une aération à la base de la bouture et retient juste la quantité d'eau nécessaire et bien drainante et favorise un bon développement du système racinaire. La profondeur de plantation est de 03 à 05cm avec une densité de plantation de 400 à 800 boutures/m².
- o La température : La température ambiante dans la serre est de 20 à 25°C le jour et 13 et 15°C la nuit. La température du substrat à la base des boutures est de 18 à 22°C, car les températures basses ne stimulent que faiblement l'enracinement.
- o Hygrométrie : L'humidité relative de l'air doit être élevée et maintenue proche de la saturation ; soit 90%. La brumisation ou irrigation maintient un film d'eau à la surface des feuilles soit une irrigation de 05 à 10 secondes tous les dix à 15 minutes.
- o La lumière : L'ombrage à 50% entraîne un pourcentage élevé d'enracinement.

L'apparition des cals se manifeste après 18 à 20 jours tandis que celle des premières racines se manifeste après le 40ème jour.

VIII.1.2.2. Transplantation

Après l'émission des racines et du développement de la pousse en serre de nébulisation, on transplante ces boutures enracinées dans des pots contenant un sol sableux stérilisé qui provient de la station Ferkene, ce qui sert à acclimater progressivement les jeunes plantules aux conditions du milieu extérieur. Ce sol a été autoclavé deux fois pendant une durée de 02 heures avec 24 heures d'intervalle entre les deux stérilisations, Trois jours après, les boîtes contenant les sols stériles sont ouvertes pour libérer les toxines volatiles. Il est conseillé de réduire quelque peu les apports d'eau pour favoriser l'accoutumance des plantes aux conditions du milieu extérieur.

Les plantules issues sont arrosées avec de l'eau distillée. Une solution nutritive est utilisée à raison de 20 ml par pot tous les quinze jours.

Ces opérations ont été menées sous des conditions climatiques ambiantes (périodes juin 2011 et début mars 2013).

VIII.2. Inoculation

Sur des plantules d'olivier âgées d'environ 03 mois issues de bouturage aseptique, nous avons réalisé les inoculations au moment de leur transfert dans des pots de 05 litres en utilisant les mêmes souches précédemment décrites et entretenues sous forme de racines de sorgho qui ont servi à l'inoculation du sorgho.

Un traitement non inoculé (témoin) a été également réalisé en repiquant simplement les plantules d'olivier.

Pour chacun des traitements, nous avons effectué cinq répétitions.

VIII.3. Paramètres mesurés

Après deux années de croissance, les paramètres suivants ont été mesurés :

- a. Le nombre de feuilles.
- b. Le nombre de nœuds.
- c. La hauteur des plantules (H).
- d. Le poids de la matière fraîche (PFA) et sèche (PSA) des parties aériennes.
- e. Le poids de la matière fraîche (PFR) des parties racinaires.
- f. Le rapport (PFR/PFA).
- g. La dépendance mycorhizienne (DM).

Le poids de la matière sèche est calculé après la mise de la matière fraîche à l'étuve à 70°C pendant 72 heures.

La totalité des systèmes racinaires des plantules est récupérée, lavée, colorée au noir de chlorazol selon la méthode de Philips et Hayman (1970) et observée au microscope photonique.

VIII.4. Procédures analytiques

Afin de caractériser les cinq paramètres de mycorhization étudiés (F%, M%, m%, A%, a%) pour les diverses spores fongiques testées, certaines statistiques descriptives sont données. Il s'agit de moyenne ($\bar{X}$), écart type (SD), étendue inter quartiles (IQR), coefficient de variation (CV), coefficient de dissymétrie (CD), coefficient d'aplatissement (CA). Dans le but de tester la significativité de la variation de la moyenne des paramètres de mycorhization entre les spores étudiées, des analyses de la variance à un seul facteur de classification (ANOVA) ont été adoptées, Lorsque le test est significatif, c'est-à-dire $P < 0,05$, un Post-hoc test de comparaison multiple des moyennes est appliqué, Lors de la comparaison des moyennes, les tests des étendues multiples sont réalisés par le test HSD de Tukey.

La variation des paramètres morphologiques des plants de l'olivier (Hauteur des tiges, Nombres des feuilles, Nombres des nœuds, PFA, PFR, et le rapport PFR/PFA) a été modélée

suivant l'effet des paramètres de mycorhization (F%, M%, m%, A%, a%) enregistrés chez les six spores étudiées. L'analyse de la covariance (ANCOVA) a été appliquée en prenant en compte les paramètres de mycorhization comme des variables explicatives quantitatives et le type de spores comme variable explicative qualitative. L'effet interactif entre les variables de mycorhization et le type de spores a été inclus dans le modèle de chaque paramètre morphologique.

IX. CULTURE *IN VITRO* (MICROPROPAGATION) DE L'OLIVIER VARIÉTÉ FERKENI

IX.1. Constitution et préparation du milieu de culture de Murashige et Skoog (MS)

Un milieu de culture est constitué principalement d'eau, de sels minéraux (macroéléments, micro-éléments, fer), d'éléments organiques (vitamines, sucre, parfois des acides aminés, etc.) de «phytohormones » ou de régulateurs de croissance. Cette solution aqueuse est souvent solidifiée au moyen de la gelose agar-agar (**Tableau 6**).

Tableau 6. Constituants du milieu de culture (CIDES, 1999)

Constituant	Solution mère (mg/l)	Volume à ajouter (ml/l)	Concentration finale (mg/l)
Macro éléments 20X		50 ml	
NH ₄ NO ₃	33000		1650
KNO ₃	38000		1900
CaCl ₂ -2H ₂ O	8800		440
MgSO ₄ -7H ₂ O	7400		370
KH ₂ PO ₄	3400		170
Micro éléments 100X		10 ml	
MnSO ₄ -H ₂ O	2230		22,3
ZnSO ₄ -7H ₂ O	860		8,6
H ₃ BO ₄	620		6,2
KI	83		0,83
Na ₂ MoO ₄ -2H ₂ O	25		0,25
CuSO ₄ -5H ₂ O	2,5		0,025
CoCl ₂ -6H ₂ O	2,5		0,025
Fer 100X		10 ml	
Na ₂ EDTA	3730		37,3
FeSO ₄ -7H ₂ O	2780		27,8
Acides aminés et vitamines 10X		10 ml	
Glycine	20 mg pour 100 L		2,0
Ac. Nicotinique	5 mg pour 100 L		0,5
Pyridoxine – HCl	5mg pour 100 L		0,5
Thiamine – HCl	1 mg pour 100 L		0,1
Sucres			
Myo-inositol			100
Sucrose			30000
Agar			1000

IX.1.1. Macroéléments (MS)

- Verser approximativement 600 ml d'eau distillée déionisée (DDH₂O) dans un bécher de 1 litre.
- Peser et dissoudre chacun des sels indiqués (**Tableau 6**) en chauffant légèrement au besoin.
- Transférer la solution à un flacon volumétrique de 1 litre et compléter à 1 litre avec DDH₂O.
- Pipeter 50 ml de cette solution pour 1 litre de milieu MS.

IX.1.2. Micro-éléments (MS)

- Verser approximativement 600 ml de DDH₂O dans un bécher de 1 litre.
- Peser et dissoudre chacun des sels indiqués (**Tableau 6**).
- Transférer la solution à un flacon volumétrique de 1 litre et compléter à 1 litre avec DDH₂O.
- Pipeter 10 ml de cette solution pour 1 litre de milieu MS.

IX.1.3. Fer (MS)

- Verser approximativement 600 ml de DDH₂O dans un bécher de 1 litre.
- Ajouter quelques gouttes de NaOH (1N) et chauffer jusqu'à ébullition.
- Couper la source de chaleur.
- Ajouter le Na₂EDTA et mélanger jusqu'à dissolution.
- Ajouter lentement le FeSO₄-7 H₂O, et mélanger jusqu'à dissolution (**Tableau 6**).
- Transférer la solution à un flacon volumétrique de 1 litre et compléter à 1 litre avec DDH₂O.
- Pipeter 10 ml de cette solution-mère de fer pour 1 litre de milieu MS.

IX.1.4. Vitamines (MS)

- Verser approximativement 70 ml de DDH₂O dans un bécher de 100 ml.
- Peser et dissoudre chacune des vitamines indiquées (**Tableau 6**).
- Transférer la solution à un flacon volumétrique de 100 ml et compléter à 100 ml avec DDH₂O.
- Pipeter 10 ml de cette solution pour la préparation d'un litre de milieu MS.

IX.2. Préparation des solutions-mères de régulateurs de croissance

Les régulateurs de croissance utilisés varieront selon l'essai envisagé. Chaque espèce végétale (voire même variété) peut exiger une combinaison particulière de régulateurs de croissance. Ainsi, chez une même espèce ou variété, cette combinaison diffère selon la

réponse attendue qu'il s'agisse par exemple de multiplication de tiges (caullogénèse), rhizogénèse ou autre.

Dans notre expérience, nous cherchons à développer des racines ce qui nous a amené à utiliser un rapport phytohormonal supérieur à 1 ; c'est-à-dire là où la concentration d'auxines utilisée est nettement supérieure à celle des cytokénines (**Tableau 6**).

Pour la préparation de la cytokénine (kinétine) nous avons procédé comme suit :

Nous avons mis 1g de kinétine dans 10ml d'eau distillée, puis nous avons pris 1ml de cette solution et nous l'avons mis dans 10ml eau distillée. Seulement 1ml de cette nouvelle solution est mis dans 100ml de milieu MS, ce qui donne une concentration de 0,0001 g/ml (MS).

Pour l'auxine, nous avons choisi l'acide 2.4-dichlorophénoxyacétique (2.4.D). Pour sa préparation, nous avons mis 1g de (2.4.D) dans 10ml d'eau distillée. Puis, de cette solution, nous avons pris 1ml et nous l'avons mis dans 100ml du milieu MS, ce qui nous donne une concentration de 0,001 g/ml (MS).

IX.3. Préparation du milieu MS pour un volume de 1 000 ml

- Verser approximativement les deux tiers de la quantité d'eau requise (soit environ 600 ml) dans un bécher de 2 litres. L'eau utilisée doit avoir été déminéralisée et distillée (DDH₂O). Agiter.
- Un à la fois, les composés (mis à part le sucre et l'agar) sont ajoutés à l'eau dans l'ordre suivant (macro-micro-fer-vitamines-régulateurs). Ne pas chauffer.
- Pour de meilleurs résultats, on attend la dissolution complète avant l'ajout du composé suivant.
- Ajuster le pH du milieu avec du NaOH ou du HCl tout en agitant la solution.
- Compléter le volume de la solution à 1 000 ml à l'aide d'un ballon volumétrique.
- Verser à nouveau le milieu dans le bécher de 2 litres recouvert d'un papier d'aluminium.
- Le déposer sur une plaque chauffante : Chauffer et agiter.
- Ajouter graduellement le sucrose, attendre qu'il soit complètement dissout.
- Ajouter graduellement l'agar en neige fine en prenant soin de ne pas saupoudrer les parois internes du bécher. Continuer de chauffer la solution jusqu'à ébullition et dissolution de toutes les particules d'agar. L'agar est complètement dissout lorsque la solution redevient claire.
- Transférer le milieu chaud dans les contenants appropriés et identifier.
- Stériliser les contenants à l'autoclave (121°C ; 15 à 20 minutes selon le volume des contenants).

IX.4. Préparation et stérilisation du matériel végétal

Le matériel végétal utilisé est la variété Ferkeni qui appartient au patrimoine oléicole Algérien localisé au sud de la wilaya de Tébessa plus précisément dans la localité de Ferkane. Dans cette expérimentation, trois pieds âgés de deux ans, certifiés et contrôlés par les services du centre national de contrôle et certification des semences et plants (CNCC) ont été utilisés.

De chaque pied, on choisit les rameaux qui sont plus au moins lignifiés, puis on procède comme suit :

- Découper des explants de 1cm de longueur contenant chacun deux bourgeons axillaires.
- Tremper les explants dans l'éthanol 70 % pendant 20 secondes (l'alcool agira ici comme agent mouillant).
- Transférer les explants dans une solution d'hypochlorite de sodium (eau de javel) à 0,5% stérilisée par microfiltration pour éviter le brunissement des régions sectionnées des explants. Les explants devront rester dans cette solution (en agitation ou en rotation) pendant 5 minutes.
- Les explants sont transférés dans trois pots d'eau stérile pour une durée de 5 minutes chacun.
- Après le troisième et dernier rinçage en eau stérile, les explants sont transférés sur boîte de Pétri contenant une solution d'acide ascorbique (1g/l) stérilisée par microfiltration (0,20µm) afin d'éviter le brunissement au niveau des zones sectionnées dans le tissu végétal.
- Transfert les explants dans les flacons contenant le milieu (MS) additionné aux phytohormones. Une fois le travail terminé on place les explants en chambre de culture.

IX.5. Conditions de culture

Après l'ensemencement des explants dans les contenants, ces derniers sont placés dans une chambre de culture sous une intensité lumineuse d'environ 20 W/m² assurée par des tubes fluorescents. Une photopériode de 16 heures et une température voisinant 25 ° le jour et 15° C la nuit, sont assurées.

IX.6. Phase d'acclimatation

Les explants qui présentent un bon développement végétatif sur le milieu de culture sont retirés de leurs tubes avec une pince stérilisée. On lave les racines avec de l'eau distillée stérilisée. On mouille le substrat sol avec de l'eau stérilisée et on transplante l'explant dans le pot. On irrigue avec une solution nutritive constituée de 5 ml de macro plus 2.5 micro-éléments dans 200 ml d'eau distillée. Les pots, ainsi traités, sont remis dans la chambre de culture. Le transfert des explants dans des pots de dimensions plus grandes est fait 3 semaines plus tard. Après ce temps, les explants sont transférés sous serre et irrigués avec l'eau ordinaire.

X. SUIVI PHENOLOGIQUE DE L'OLIVIER VARIETE FERKENI

X.1. Verger d'étude

Notre étude s'est déroulée le long des années 2010, 2011 et 2012 dans la même station située dans la commune de Ferkene dans l'est Algérien. Les oliviers de ce verger ont été plantés dans les années 1970 avec une densité de 300 pieds à l'hectare et un espacement de 6 m/6 m. Au cours des années d'étude, l'apport en eau a été calculé selon les besoins annuels d'oliviers.

Afin d'obtenir des résultats objectifs. Dix arbres ont été choisis au hasard pour faire l'objectif de cette étude. Chaque arbre doit être en bon état nutritionnel et sanitaire. Les enquêtes phénologiques ont été effectuées tous les 7 jours à compter de la saison de l'éveil de bourgeons post-anthèse. Pendant la pleine floraison les mesures ont été effectuées tous les trois jours. Les stades phénologiques ont été représentés par des lettres différentes (A à K) dans un phénogramme et chaque étape représente l'expression moyenne (50%) de chacune des phases phénologiques (ITAF, 2004).

X.2. Matériel végétal

C'est une variété Algérienne à huile. Cette variété endémique de la région des Aurès, est la variété qui a la plus de rendement par rapport à toutes les autres variétés cultivées en Algérie. Le rendement moyen en huile est de 28 à 32 % (ITAFV, 2006).

X.3. Evaluation de la croissance végétative

L'évolution de l'allongement végétatif est suivie sur dix arbres. De chaque arbre nous avons suivi la croissance de quatre rameaux situés dans les quatre directions cardinales opposées (nord, sud, est et ouest), ces rameaux sont généralement représentatifs de l'état de végétation de l'arbre.

Les mesures effectuées concernent : la longueur totale du rameau, son diamètre mesuré à l'aide d'un pied à coulisse à 5 cm du point de son insertion et le nombre de nœuds, On rapporte les accroissements relatifs moyens pour ces 3 paramètres c'est-à-dire : (Valeur Finale- Valeur Initiale) du paramètre/Valeur Initiale.

X.4. Evaluation des potentialités reproductives

Il s'agit de l'étude de la biologie florale qui consiste à déterminer les dates du début de la floraison (Apparition de boutons floraux), de la pleine floraison (50% des fleurs sont ouvertes) et de la fin de la floraison correspondant au début de la chute des pétales

X.5. Les procédures analytiques

Des statistiques descriptives ($\bar{X}$, SD, IQR, CV, CD et CA) sont attribuées pour la taille des rameaux, le diamètre des rameaux, et le nombre de nœuds. Afin de tester l'hypothèse nulle que la moyenne des trois paramètres précédents ne varie pas suivant les quatre expositions (Nord, Est, Sud, Ouest) et les trois années du suivi (2010-2012), des analyses de la variance à deux facteurs (Two-way ANOVA) type II ont été testées. L'effet de l'interaction "Exposition * Année" a été inclus dans l'analyse à un seuil $\alpha = 0,05$.

CHAPITRE III

Résultats Et Discussion

I. ÉTAT DE LA COLONISATION MYCORHIZIENNE ARBUSCULAIRE DE L'OLIVIER DANS LES DIFFERENTES STATIONS D'ETUDE

I. ÉTAT DE LA COLONISATION MYCORHIZIENNE ARBUSCULAIRE DE L'OLIVIER DANS LES DIFFÉRENTES STATIONS D'ETUDE

I.1. Résultats

I.1.1. Variation spatio-temporelle de la mycorhization

L'examen microscopique des racines d'olivier prélevées des différents sites (Machrouha, Morsott et Ferkene), au cours des trois années 2010, 2011 et 2012, pendant les quatre saisons et colorées au noir de chlorazol, révèle une forte colonisation par les champignons MA. Cette méthode permet d'éviter des problèmes avec le dénombrement en spores, car les champignons non-sporulés sont souvent importants dans les sols et il ya de grandes différences dans la production de spores entre les espèces (Brundrett *et al.*, 1999a).

La colonisation se manifeste par différentes structures (**Figure 12**), à savoir l'existence d'un réseau important d'hyphes intra et intercellulaires. L'épaisseur du mycélium varie entre 10 à 20 μm , de nombreux points d'entrée des champignons dans la racine ou *appressoria* (ces structures sont considérées comme l'événement le plus décisif dans le déroulement de la colonisation endomycorhizienne) et aussi la présence de plusieurs spores et vésicules intra et intercellulaires. Comme le confirment Biermann et Lindermann (1983), beaucoup de champignons MA forment dans les racines des vésicules qui fonctionnent comme des organes de stockage et/ou de propagules qui peuvent être structurellement et fonctionnellement similaires aux spores des champignons MA dans le sol.

En outre, la colonisation MA est traduite par une forte fréquence de mycorhization ($F\%$) (**Figure 13A**) et ceci quel que soit le site. Elle est de 58,34% dans le climat semi-aride, 68.95% dans le climat subhumide. La variation est aussi observée entre les années ou suivant les années (67.92% en 2010, 60.52% en 2011 et 65.87 % en 2012), et aussi les saisons (57.04% en hiver et 72.50% au printemps).

Quant à l'intensité mycorhizienne, elle est plus ou moins faible, que ce soit dans le système racinaire ($M\%$) ou dans les fragments racinaires ($m\%$). Selon le climat, l'intensité est faible en climat semi-aride ($M\% = 2.65\%$, $m\% = 4.39\%$) et élevée en climat subhumide ($M\% = 7.94\%$, $m\% = 10.85\%$). Les valeurs minimales de l'intensité mycorhizienne sont notées en 2011 avec $M\% = 3.35\%$ et $m\% = 5.27\%$; celle-ci est plus élevée en 2012 avec $M\% = 8.87\%$ et $m\% = 12.40\%$. Selon les saisons, les valeurs les plus importantes sont estimées au printemps $M\% = 10.16\%$ et $m\% = 13.34\%$. Quant aux valeurs les plus faibles, elles coïncident avec l'hiver $M\% = 2.77\%$ et $m\% = 4.52\%$ (**Figure 13B, 13C**).

Des structures arbusculaires sont aussi présentes, surtout dans le site de Ferkene caractérisé par un climat aride, même si leur nombre est relativement faible. L'abondance des arbuscules reflète des taux très faibles, que ce soit dans le système racinaire ($A\%$) ou dans les

parties mycorhizées des fragments de la racine ($a\%$).

Les valeurs les plus élevées sont enregistrées en 2010 ($A\% = 0.56\%$, $a\% = 4.03\%$), en automne ($A\% = 0.52\%$) et au printemps ($a\% = 3.17\%$) dans l'étage bioclimatique aride ($A\% = 0.43\%$, $a\% = 3.59\%$). Quant aux valeurs les plus faibles, elles sont signalées en 2011 ($A\% = 0.07\%$, $a\% = 1.11\%$), en hiver ($A\% = 0.02\%$, $a\% = 0.30\%$) sous le climat semi-aride ($A\% = 0.06\%$, $a\% = 1.33\%$) (**Figure 13D, 13E**).

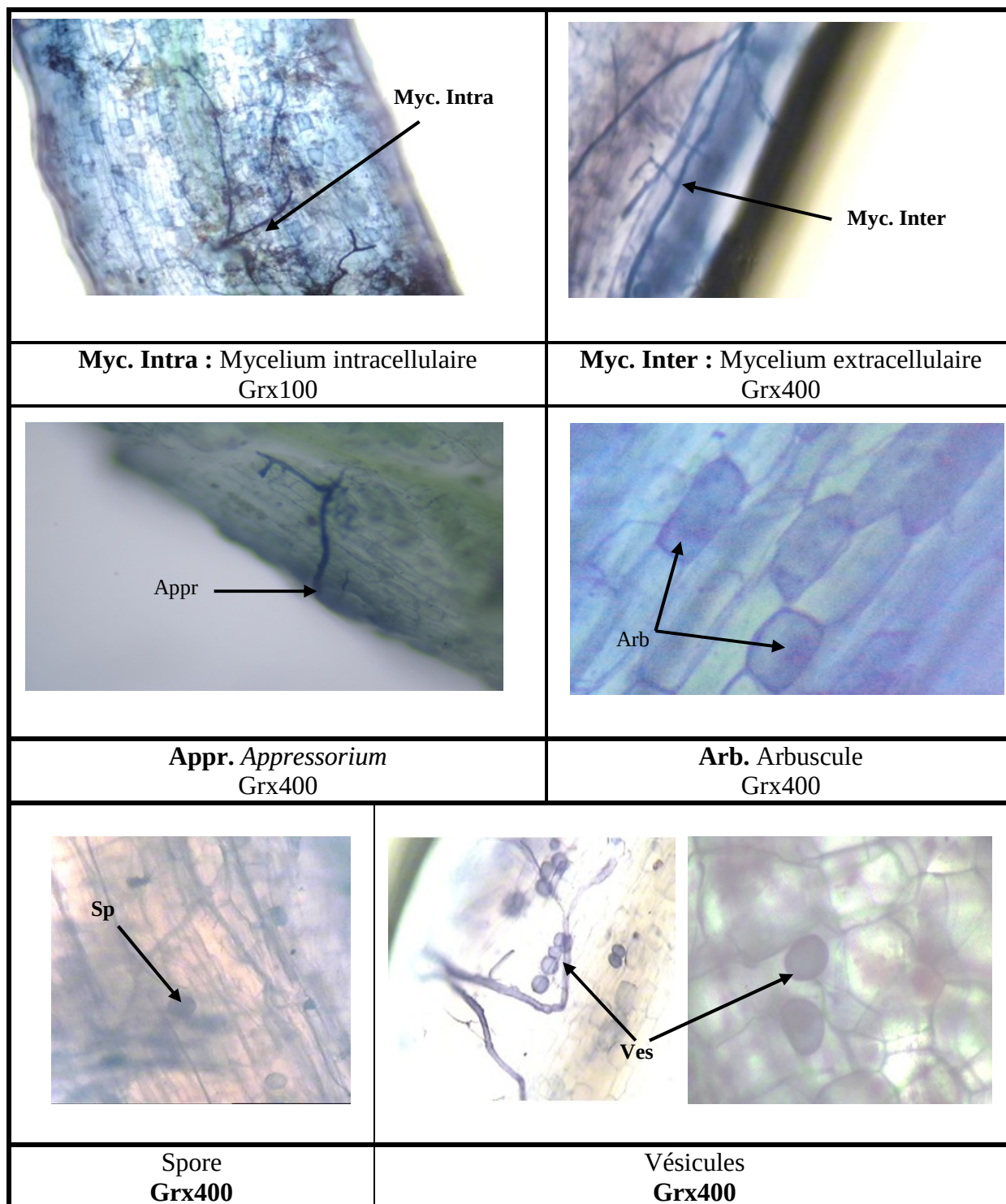


Figure 12. Différentes formes de colonisation MA chez l'olivier

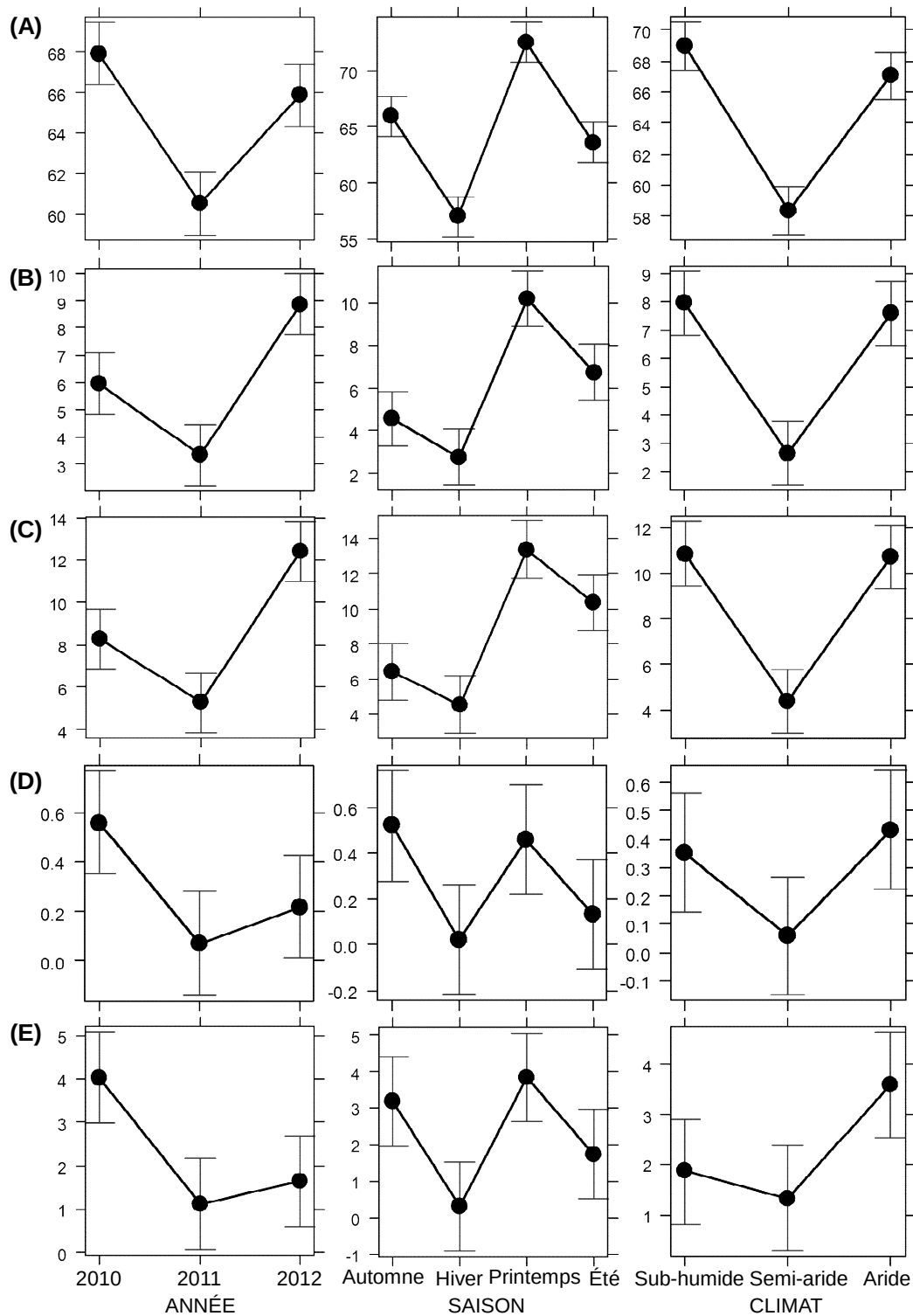


Figure 13. Variation annuelle, saisonnière et selon le type de climat des paramètres de mycorhization chez l'olivier.

Graphes représentant les valeurs moyennes des pourcentages avec des barres d'erreur standard. (A): La fréquence de mycorhization (F%), (B): L'intensité de la mycorhization dans le système racinaire (M%), (C): Intensité de mycorhization dans les fragments mycorhizés des racines (m%), (D): Abondance des arbuscules dans le système racinaire (A%), (E): Abondance des arbuscules dans les fragments mycorhizés des racines (a%).

I.1.2 Facteurs influants sur la variation des paramètres de mycorhization

Les modèles linéaires appliqués pour tous les paramètres de mycorhization montrent une liaison significativement positive avec l'aridité du climat, avec l'année 2010 et avec la saison d'automne, qui composent toutes les intersections du modèle (**Tableau7**).

Les modèles linéaires révèlent que l'année 2011 a été négativement liée à tous les paramètres de mycorhization, alors que pour l'année 2012, des relations positives sont déduites pour les abondances d'arbuscules ($A\%$ et $a\%$) et des relations négatives pour les intensités de mycorhization ($M\%$ et $m\%$).

La fréquence et l'intensité de la mycorhization sont très significativement associées avec le printemps, tandis que pour l'hiver, la corrélation est négative avec les memes paramètres. L'été est positivement lié à l'abondance des arbuscules et négativement avec $M\%$. En outre, tous les paramètres mycorhiziens sont significativement et négativement liés au climat semi-aride (**Tableau7**).

Les modèles linéaires présentés ci-dessus fournissent des comparaisons utiles de la relation entre chaque facteur pris individuellement et les caractéristiques de la mycorhization, mais les modèles multivariés sont nécessaires pour évaluer l'impact combiné de différents facteurs, en tenant compte de leurs covariations.

Pour le paramètre fréquence de la colonisation ($F\%$), le test ANOVA fait ressortir qu'il existe une différence très hautement significative et ceci en fonction du type de climat, l'année et la saison ($P < 0.001$). Les interactions des facteurs, année*saison, saison*climat, ou encore année*saison*climat font ressortir qu'il existe une différence hautement significative ($P = 0.002$). Pour les paramètres de l'intensité mycorhizienne, que ce soit dans le système racinaire ($M\%$) ou dans les fragments racinaires ($m\%$), les ANOVA montrent des différences très hautement significatives ($P < 0.001$), et ceci en fonction de l'année, la saison et le climat, ainsi que pour les interactions de ces trois facteurs. En outre l'abondance des arbuscules dans le système racinaire ($A\%$) varie statistiquement significativement en fonction des climats ($P = 0.021$), et hautement significativement en fonction des années ($P = 0.002$), des saisons ($P = 0.004$), et l'interaction année*saison ($P = 0.003$). Quant à l'abondance des arbuscules dans les parties mycorhizées des fragments de la racine ($a\%$), l'ANOVA révèle des différences hautement significatives pour toutes les sources de variation du modèle sauf avec l'interaction saison*climat (**Tableau 8**).

Tableau 7. Modèles linéaires pour les effets de l'année, la saison et le type de climat sur les paramètres de la mycorhization de l'olivier dans l'est Algérien (F%, M%, m% ; A%, a%).
(^{NS}: pas de signification, $P > 0,05$; *: significatif, $p < 0,05$; **: très significatif, $p < 0,01$; ***: très hautement significative, $p < 0,001$).

Variable	Estimation	SE	Valeur de t	P	
F% (RSE = 6.03, $MR^2 = 0.64$, $F_{(7, 172)} = 43.6$, $P < 0.001$)					
Intercept	71.353	1.271	56.153	<0.001	***
2011	-7.399	1.100	-6.723	<0.001	***
2012	-2.046	1.100	-1.859	0.065	NS
Hiver	-8.918	1.271	-7.019	<0.001	***
Printemps	6.543	1.271	5.149	<0.001	***
Eté	-2.363	1.271	-1.859	0.065	NS
Subhumide	1.931	1.100	1.755	0.081	NS
Semi-aride	-8.679	1.100	-7.887	<0.001	***
M% (RSE = 4.39, $MR^2 = 0.50$, $F_{(7, 172)} = 24.68$, $P < 0.001$)					
Intercept	5.970	0.926	6.448	<0.001	***
2011	-2.597	0.802	-3.239	0.001	**
2012	2.927	0.802	3.651	<0.001	***
Hiver	-1.786	0.926	-1.929	0.055	NS
Printemps	5.606	0.926	6.054	<0.001	***
Eté	2.176	0.926	2.350	0.020	*
Subhumide	0.360	0.802	0.449	0.654	NS
Semi-aride	-4.933	0.802	-6.152	<0.001	***
m% (RSE = 5.53, $MR^2 = 0.50$, $F_{(7, 172)} = 24.68$, $P < 0.001$)					
Intercept	8.091	1.166	6.941	<0.001	** *
2011	-3.008	1.010	-2.979	0.003	**
2012	4.121	1.010	4.082	<0.001	***
Hiver	-1.878	1.166	-1.611	0.109	NS
Printemps	6.937	1.166	5.951	<0.001	***
Eté	3.936	1.166	3.376	0.001	***
Subhumide	0.137	1.010	0.136	0.892	NS
Semi-aride	-6.322	1.010	-6.262	<0.001	***
A% (RSE = 0.82, $MR^2 = 0.15$, $F_{(7, 172)} = 4.34$, $P < 0.001$)					
Intercept	0.945	0.172	5.503	<0.001	***
2011	-0.486	0.149	-3.268	0.001	**
2012	-0.339	0.149	-2.280	0.024	*
Hiver	-0.499	0.172	-2.905	0.004	**
Printemps	-0.060	0.172	-0.351	0.726	NS
Eté	-0.387	0.172	-2.253	0.026	*
Subhumide	-0.080	0.149	-0.539	0.591	NS
Semi-aride	-0.374	0.149	-2.514	0.013	*
a% (RSE = 4.15, $MR^2 = 0.21$, $F_{(7, 172)} = 6.58$, $P < 0.001$)					
Intercept	6.277	0.876	7.168	<0.001	***
2011	-2.930	0.758	-3.863	<0.001	***
2012	-2.399	0.758	-3.163	0.002	**
Hiver	-2.875	0.876	-3.283	0.001	**
Printemps	0.660	0.876	0.754	0.452	NS
Eté	-1.447	0.876	-1.653	0.100	NS
Subhumide	-1.720	0.758	-2.268	0.025	*
Semi-aride	-2.259	0.758	-2.979	0.003	**

Tableau 8. Modélisation des effets de "l'année", "saison" et "type de climat" au moyen de tests multi-way ANOVA sur les paramètres de la mycorhization chez l'olivier planté dans l'est Algérien.

Sources	Multi-way ANOVA résultats de paramètres de mycorhization										
	F%			M%		m%		A%		a%	
	Df	F	P	F	P	F	P	F	P	F	P
Année	2	32.2	<0.001	95.9	<0.001	94.1	<0.001	6.4	0.002	11.5	<0.001
Saison	3	67.5	<0.001	95.3	<0.001	86.1	<0.001	4.6	0.004	8.8	<0.001
Type de climat	2	70.5	<0.001	109.8	<0.001	100.0	<0.001	4.0	0.021	6.6	0.002
Année * Saison	6	3.7	0.002	30.8	<0.001	29.9	<0.001	3.5	0.003	3.3	0.005
Année * Climat	4	1.9	0.111	32.0	<0.001	27.7	<0.001	2.4	0.057	6.2	<0.001
Saison * Climat	6	3.8	0.002	16.9	<0.001	14.5	<0.001	0.9	0.506	1.8	0.107
Année*Saison*Climat	12	2.8	0.002	11.4	<0.001	10.3	<0.001	1.2	0.266	2.8	0.002
Résiduels	144	(SS=3912.7)		(SS=688.1)		(SS=1176.2)		(SS=84.4)		(SS=1833.6)	

I.1.3. Analyse du sol

L'analyse des sols des différentes stations à olivier a permis d'obtenir les résultats consignés dans le **tableau 9**. Le sol de la station de Machrouha est moyennement alcalin (pH=8,19) ceux de Ferkene et de Morsott, sont faiblement alcalins (pH=7,8 et 7,61). Le pH KCl affiche des valeurs inférieures à celles du pH eau (7,41 à Ferkene ; 7,58 à Machrouha et 6,94 à Morsott). La conductivité électrique est de 799 ($\mu\text{S}/\text{cm}$) dans la station de Ferkene, 810,33($\mu\text{S}/\text{cm}$) dans la station de Machrouha et 821,66 ($\mu\text{S}/\text{cm}$) dans la station de Morsott. Le sol de la station de Machrouha est bien pourvu en matière organique (3,05%) tandis que ceux des deux autres stations sont plutôt pauvres avec seulement 1,79% pour la station de Ferkene et 2,00% pour la station de Morsott. Quant aux taux de calcaire total, il est le plus important dans la station de Morsott (16.96%). Dans la station de Machrouha, il est de 14.12% et 12.34% dans la station de Ferkene. À Morsott, la teneur en phosphore total est moindre (59,85 ppm) que celle des deux autres stations, qui affichent des teneurs similaires (94,36 ppm dans la station de Ferkene et 94,29 ppm dans la station de Machrouha). Cependant, le taux de phosphore assimilable est plus important dans la station de Machrouha (5,57ppm) que celui des deux autres stations (3,52ppm pour Ferkene et 2.63 ppm pour Morsott). La texture du sol est Sablo-limoneuse dans la station de Ferkene, Limono-argileuse dans la station de Machrouha et Argilo-limoneuse dans la station de Morsott (**Tableau 9**).

Tableau 9. Caractéristiques physico-chimiques du sol des différentes stations d'étude.

CE : conductivité électrique, MO : matière organique, CaCO_3tot : calcaire total, P_{tot} : phosphore total, P_{ass} : phosphore assimilable, % sat : pourcentage de saturation.

Stations	Ferkene	Machrouha	Morsott
Paramètres			
pH eau	7,80 $\pm$ 0,17	8,19 $\pm$ 0,07	7,61 $\pm$ 0,14
pH KCl	7,41 $\pm$ 0,06	7,58 $\pm$ 0,18	6,94 $\pm$ 0,07
CE ($\mu\text{S}/\text{cm}$)	799 $\pm$ 5,29	810,33 $\pm$ 7,37	821,66 $\pm$ 4,04
C %	1,04 $\pm$ 0,10	1,77 $\pm$ 0,03	1,16 $\pm$ 0,07
MO %	1,79 $\pm$ 0,17	3,05 $\pm$ 0,06	2,00 $\pm$ 0,12
CaCO_3 %	12,34 $\pm$ 0,12	14,12 $\pm$ 0,53	16,96 $\pm$ 0,66
P_{tot} ppm	94,36 $\pm$ 5,20	94,29 $\pm$ 15,75	59,85 $\pm$ 7,19
P_{ass} ppm	3,52 $\pm$ 0,64	5,57 $\pm$ 0,27	2,63 $\pm$ 0,21
% sat	16,05 $\pm$ 2,48	39,51 $\pm$ 1,55	45,81 $\pm$ 2,21
Texture	Sablo-limoneuse	Limono-argileuse	Argilo-limoneuse

I.1.4. MPN des sols des stations d'étude

Le nombre le plus probable (MPN) est calculé par la méthode d'Alexander (1965) suivant la table de Cochran (1950) puis exprimé par Kg de sol. Cette méthode évalue l'infectivité des CMA en évaluant toutes les propagules infectieuses dans un sol (Morton, 1985).

Les valeurs de MPN ont été calculées dans les trois stations précédemment citées et ceci durant les trois années (2010, 2011 et 2012). Les résultats obtenus sont mentionnés dans la **figure 14**. Ils montrent clairement l'existence d'une variation spatio temporelle. Ainsi, pour la station de Ferkene, ces valeurs sont considérées comme faibles (1000 en 2010 et 850 en 2011) à acceptables (1600 en 2012). À Machrouha, ces valeurs varient entre faibles (1050 en 2010 et 1000 en 2011) à élevée (1950 en 2012). À Morsott par contre, le MPN est faible durant toutes les années d'étude (1000 en 2010, 465 en 2011 et 850 en 2012).

I.1.5. Nombre de spores présentes dans 100g de sol des stations d'étude

Le nombre de spores a été calculé dans les trois stations d'étude durant les trois années (2010, 2011 et 2012) et au cours des quatre saisons. Les résultats obtenus sont mentionnés dans la **figure 15**. Ils montrent que, d'une manière générale, la densité de spores diminue en automne et tend à atteindre un minimum en hiver. Au printemps, elle augmente et atteint un maximum pour rester assez élevée en été.

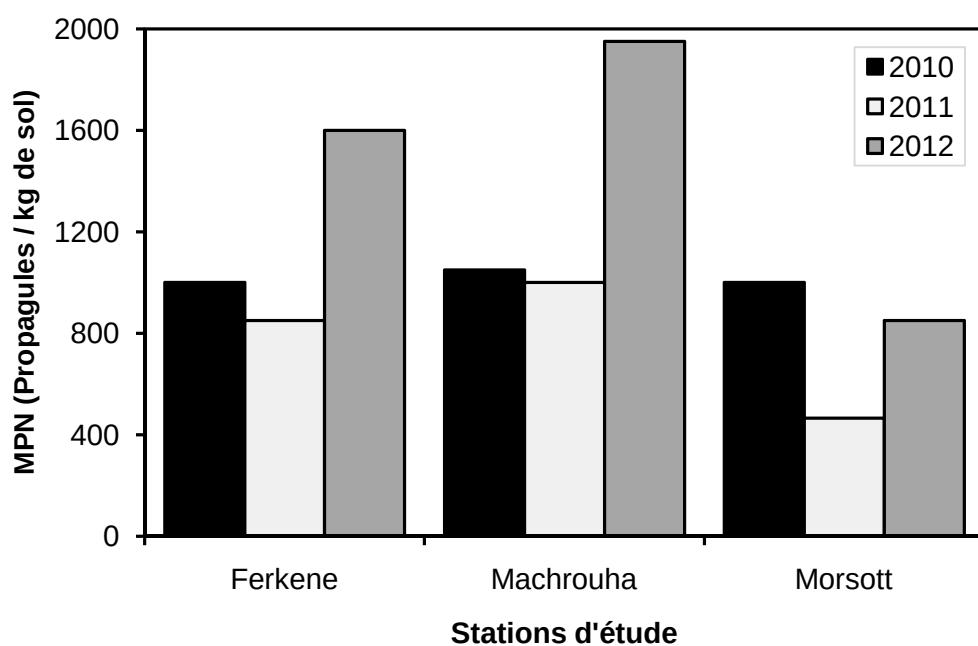


Figure 14. Nombre de propagules présentes dans les sols des stations d'étude.

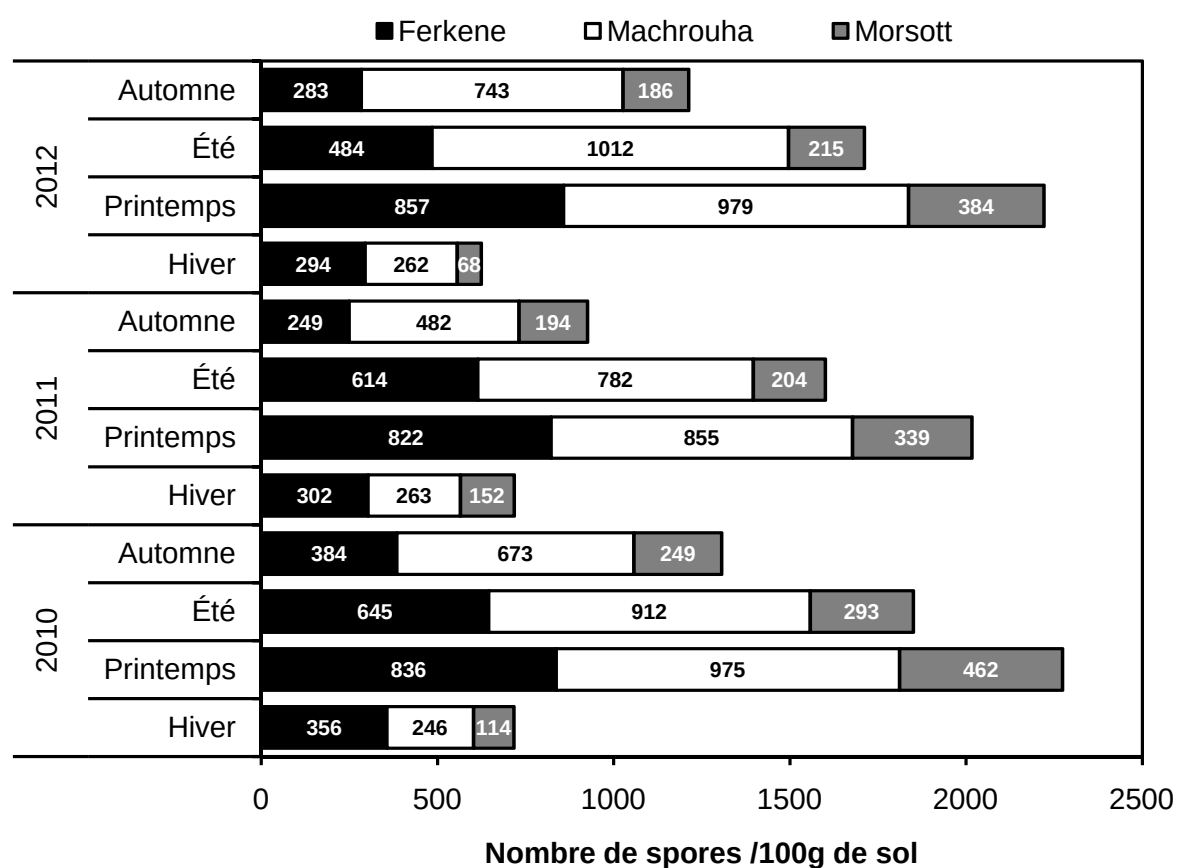


Figure 15. Nombre de spores présentes dans les différentes stations

D'une manière générale, la densité des spores varie beaucoup d'une station à l'autre, d'une saison à l'autre et d'une année à l'autre. Selon la **figure 15**, le nombre de spores dans 100g de sol varie de 68 à 1012. Le sol de la station Machrouha a affiché la densité sporale la plus importante et ceci pour les trois années. Le nombre de spores présentes dans cette station à atteint 1012 spores durant l'été 2012. Quant au sol de la station Ferkene, la densité est plutôt moyenne avec un nombre allant de 249 en automne 2011 à 836 au printemps 2010. Cependant, la station Morsott a affiché les valeurs les plus faibles atteignant seulement 68 spores en hiver 2012, sans jamais dépasser les 462 spores (printemps 2010). Selon les années, toutes stations réunies, le nombre de spores le plus important a été enregistré en l'an 2010 avec 6145 spores, quand à celui le plus faible, il a été enregistré en 2011 avec 5258 spores.

I.1.6. Corrélation entre le nombre de spores et les différents paramètres de colonisation

Le test de corrélation montre qu'il existe une corrélation positive entre le nombre de spores et les différents paramètres de colonisation et ceci dans toutes les stations étudiées (**Figure 16**).

En effet, dans la station de Ferkene, le nombre de spores exerce un effet significativement positif, et ceci que ce soit sur la fréquence de la colonisation (F %) ($P < 0,032$) ou l'intensité mycorhizienne (M% et m%) ($P < 0,021$ et $P < 0,021$).

À Morsott, le nombre de spores exerce un effet significativement positif sur la fréquence de la colonisation (F %) ($P < 0,039$)

Quant à la station Machrouha, la corrélation positive entre les paramètres de mycorhization et le nombre de spores fongiques se traduit par un effet hautement significatif de ce dernier sur la fréquence de la colonisation (F %) ($P < 0,004$) et sur l'abondance des arbuscules dans les parties mycorhizées des fragments de la racine (a%) ($P < 0,007$).

Si on considère toutes les stations confondues, cette corrélation positive, entre les paramètres de mycorhization et le nombre de spores fongiques, se caractérise encore mieux, avec un effet très hautement significatif que ce soit sur la fréquence de la colonisation (F %) ou l'intensité mycorhizienne (M% et m%) ($P < 0,001$), et un effet significativement positif sur l'abondance des arbuscules dans le système racinaire (A%) ($P < 0,039$).

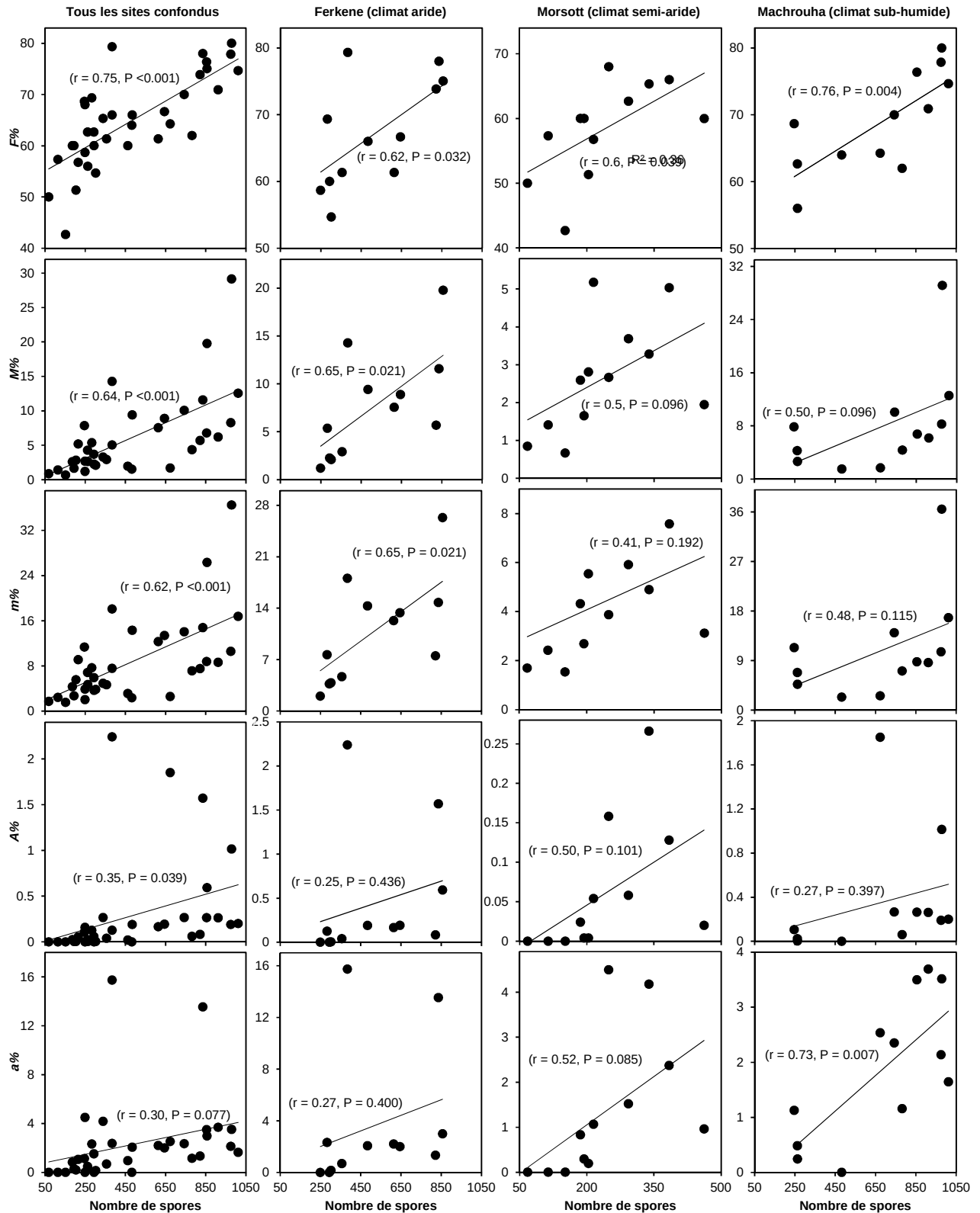


Figure 16. Relations entre le nombre de spores et les paramètres de mycorhization mesurés dans les différents sites d'étude. (r : coefficient de corrélation de Pearson, P : probabilité de corrélation à un seuil de signification $\alpha = 0,05$).

I.1.7. Diversité sporale

La plupart de nos connaissances sur les populations de champignons proviennent des observations des spores, celles-ci étant relativement faciles à séparer des sols et à utiliser pour identifier les espèces fongiques (Brundrett et Abbott, 2002).

Les différentes spores des champignons mycorhiziens arbusculaires (**Figure 17**) ont été extraites grâce à la méthode du tamisage humide. Après cela, nous avons employé le manuel de Schenck et Perez (1990) et le site web (Blaszkowski, 2006) pour essayer d'identifier ces spores isolées. Il est à noter que l'identification des spores fongiques est très difficile et que ces spores ont toujours créé de grands problèmes taxonomiques. Elle nécessite aussi des moyens d'observation microscopiques de plus en plus perfectionnées. C'est pourquoi nous avons été contraints de nous arrêter au rang « Genre ». Ainsi deux genres ont pu être reconnus:

Le genre *Glomus* comprenant des spores ayant un hyphe suspenseur et une paroi composée au moins de deux couches (**Planche 4**, Morphotypes de 1 à 3). Le genre *Gigaspora* comprenant des spores portées par un hyphe bulbeux (**Planche 5**, Morphotype 4 à 14).

Nous avons trouvé que les morphotypes du genre *Glomus* dominent dans les stations Machrouha et Morsott, tandis que ceux de genre *Gigaspora* dominent dans la station Ferkene qui est caractérisée par un sol sablonneux. Nos résultats concordent avec ceux de Johnson *et al.*, 1992 qui ont trouvé que le genre *Gigaspora* préfère le sol sablonneux, tandis qu'*Entrophospora* préfère le sol limono-sableux, quant à *Glomus* et *Scutellospora*, ces champignons préfèrent les sols moins sableux.

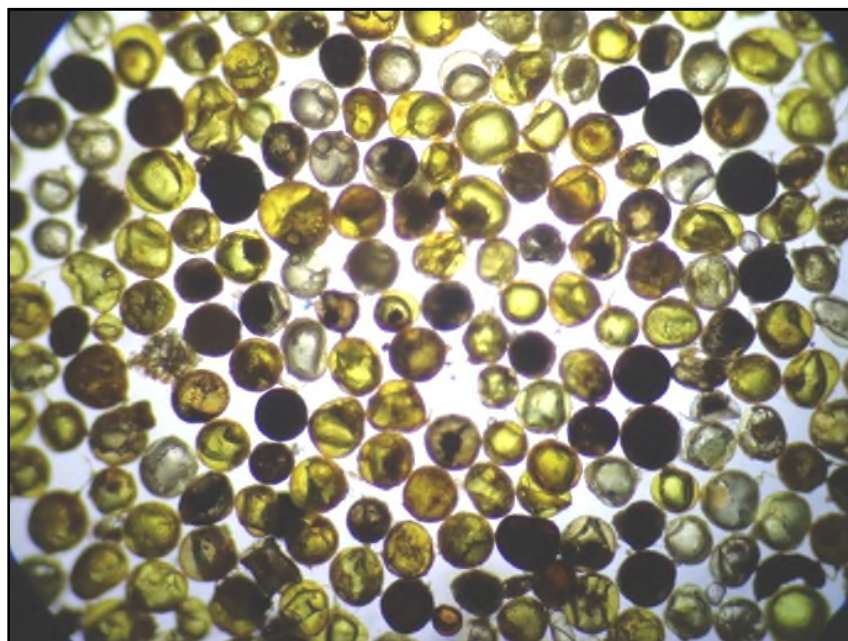


Figure 17. Diversité sporale présente dans le sol de la station Ferkene

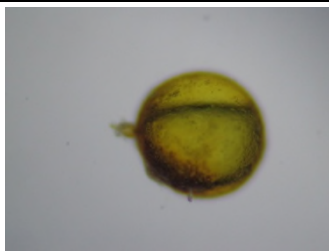
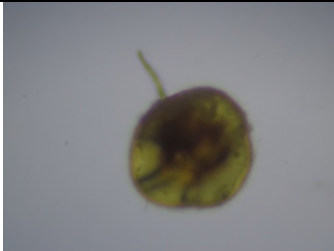
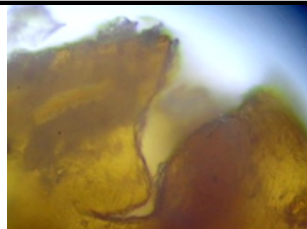
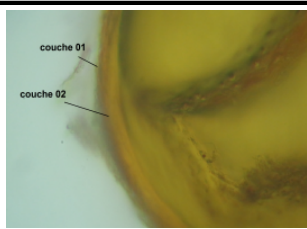
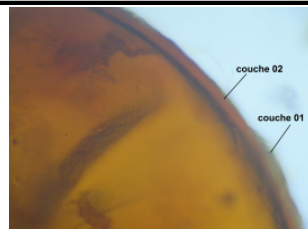
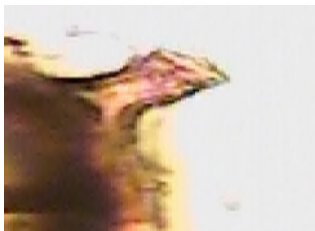
Glomus sp1						
SPORE ENTIERE						
	Gr X 200		Gr X 200			
	Lieu d'extraction	Etat dans le sol	Couleur	Forme	Taille	Hyphe d'attache
	Ferkene	Isolée	Jaune clair au jaune foncé	Globuleuse à subglobuleuse	150µm de diamètre	Un seul hyphe
STRUCTURE SUB-CELLULAIRE	Couches					
		Gr X 400 (Melzer)		Gr X 400		Gr X 400 (Melzer)
		Nombre de couches « 02 couches »				
	Couche 01		Couche 02			
	-Evanescente -Hyaline à jaune pâle -Sous forme d'une structure intacte ou plus ou moins détériorée -Ne réagit pas avec le Melzer -Epaisseur : ≈10µm		-Jaune Orangé -Ne réagit pas avec le Melzer -Epaisseur : ≈14 µm			
	Hyphe					
		Gr X 400		Gr X 400 (Melzer)		
		Couleur	Forme	Couches	Epaisseur	
		Jaune claire à jeune orangé	Droite, généralement cylindrique.	Composée de deux couches en continuité avec la paroi des spores couches 1 et 2	Epaisseur de l'hyphe : ≈16µm Epaisseur de la paroi : ≈07µm	
	NOTES	- Glomus sp03 est la spore la plus abondante trouvée dans les différents tamisages humides des sols dans la station de Ferkene.				

Planche 1. Présentation de la spore *Glomus sp1*

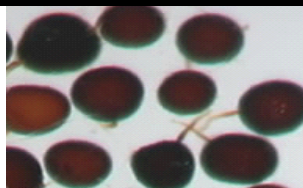
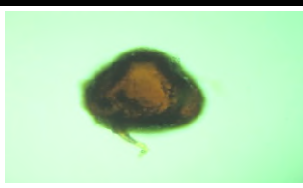
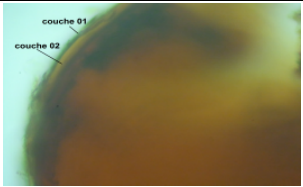
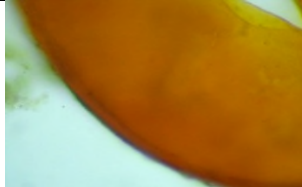
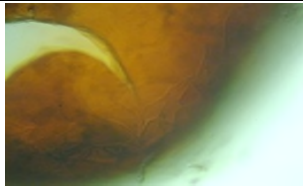
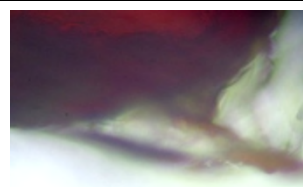
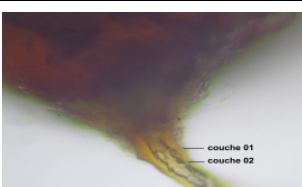
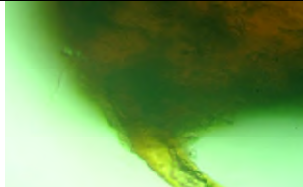
Glomus constrictum TRAPPE						
SPORE ENTIERE						
	Gr X 100	Gr X 200	Gr X 200 (Melzer)			
	Lieu d'extraction	Etat dans le sol	Couleur	Forme	Taille	Hyphe d'attache
	Machrouha	Isolée	Orange brunâtre au brun foncé	Globuleuse à subglobuleuse parfois ovoïde	≈160µm de diamètre	Un seul hyphe
STRUCTURE SUB-CELLULAIRE						
	Gr X 400 (Melzer)	Gr X 400 (Melzer)	Gr X 400 (Melzer)			
	Couches					
	Nombre de couches « 02 couches »					
	Couche 01			Couche 02		
	-Evanescente -Hyaline à jaune pâle. -Sous forme d'une structure intacte ou plus ou moins détériorée, selon l'âge des spores et de l'activité microbiologique du sol. -Ne réagit pas avec le Melzer -Epaisseur : ≈ 09µm			-Stratifié, épaisse et lisse -Orange brunâtre à brun. -Ne réagit pas avec le Melzer -Epaisseur : ≈11 µm		
						
	Gr X 400	Gr X 400	Gr X 400 (Melzer)			
	Hyphe	Couleur	Forme	Couches	Epaisseur	
		Orange brunâtre au brun foncé	Droite ou courbé; généralement nettement rétréci à la base de spores, parfois cylindrique, évasée en forme d'entonnoir	-Composée de deux couches en continuité avec la paroi des spores couches 1 et 2. -Le pore s'amincit progressivement est fermé par une cloison courbée en continuité avec la couche 2.	Epaisseur de l'hyphe : 17µm Epaisseur de la paroi : 07µm	
NOTES	- Glomus constrictum est la spore la plus abondante trouvée dans les différents tamisages humides des sols dans la station de Machrouha. - Glomus constrictum est l'une des spores le plus fréquemment trouvées dans les sols cultivés et non cultivés (Blaszkowski et al 2002a). - Glomus constrictum a été décrite à partir de spores rencontrées au Mexique, en Californie, et de la Guadeloupe (Trappe, 1977).					

Planche 2. Présentation de la spore *Glomus constrictum*

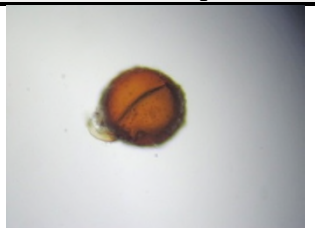
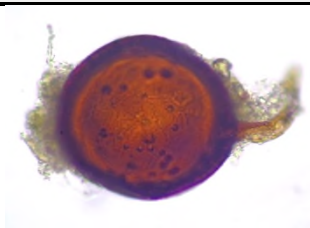
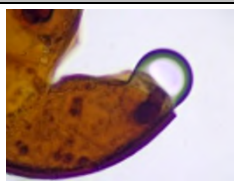
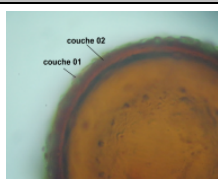
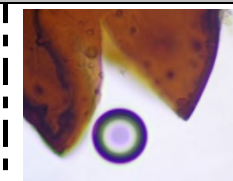
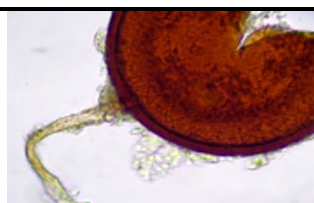
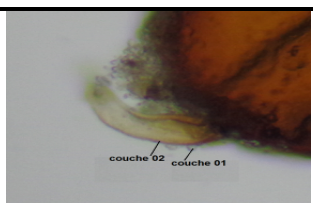
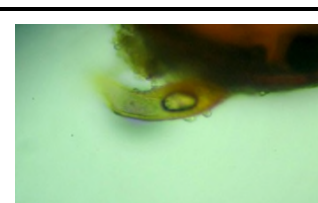
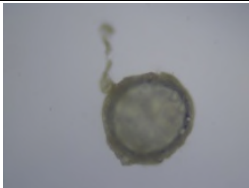
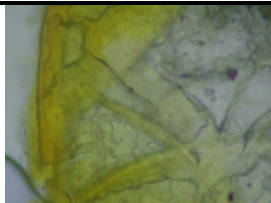
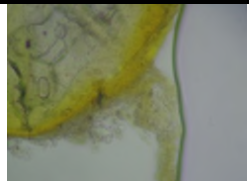
		Glomus sp2				
SPORE ENTIERE						
		Gr X 100	Gr X 200	Gr X 300		
		Lieu d'extraction	Etat dans le sol	Couleur	Forme	Taille
	Morsott	Isolée	Orange brunâtre au brun foncé	Globuleuse à subglobuleuse parfois ovoïde	≈150µm de diamètre	Un seul hyphe
STRUCTURE SUB-CELLULAIRE	Couches					
		Gr X 200	Gr X 400	Gr X 400 (Melzer)	Gr X 400 (Melzer)	
		Nombre de couches « 02 couches »				
		Couche 01		Couche 02		
		-Hyaline à jaune pâle. -Sous forme d'une structure intacte ou plus ou moins détériorée -Ne réagit pas avec le Melzer -Epaisseur : ≈ 07µm		-Stratifié, épaisse et lisse -Orange brunâtre à brun. -Ne réagit pas avec le Melzer -Epaisseur : ≈ 11µm		
	Hyphe					
		Gr X 400	Gr X 400 (Melzer)	Gr X 400 (Melzer)		
		Couleur	Forme	Couches	Epaisseur	
		Orange brunâtre au brun foncé	Droite ou courbé; généralement nettement rétréci à la base de spores, parfois cylindrique, évasée en forme d'entonnoir	-Composée de deux couches en continuité avec la paroi des spores couches 1 et 2. -Le pore est fermé par une cloison courbée en continuité avec la couche 2.	Epaisseur de l'hyphe : ≈18µm Epaisseur de la paroi : ≈09µm	
NOTES	- Glomus sp03 est la spore la plus abondante trouvée dans les différents tamisages humides des sols dans la station de Morsott.					

Planche 3. Présentation de la spore *Glomus* sp2

Morphotype 1 <i>Glomus</i> sp3				
SPORE ENTIERE		Lieu d'extraction	Machrouha	 Gr X 200
		Etat dans le sol	Isolée	
		Couleur	Hyaline à jaune pâle	
		Forme	Globuleuse à subglobuleuse	
		Taille	≈150μm de diamètre	
		Hyphe d'attache	Un seul hyphe	
STRUCTURE SUB- CELLULAIRE	Couches	Couche 01	Hyaline ne réagit pas avec le Melzer	 Gr X 400 (Melzer)
		Couche 02		
	Hyphe	Couleur	Hyaline à jaune pâle	 Gr X 400 (Melzer)
		Forme	Droite, généralement cylindrique.	
		Couches	Composé de deux couches en continuité avec la paroi des spores couches 1 et 2	

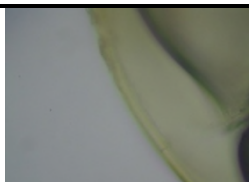
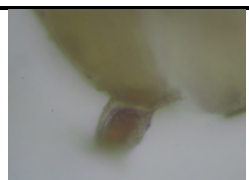
Morphotype 2 <i>Glomus</i> sp4				
SPORE ENTIERE		Lieu d'extraction	Morsott	 Gr X 200
		Etat dans le sol	Isolée	
		Couleur	Hyaline	
		Forme	Subglobuleuse	
		Taille	≈150µm de diamètre	
		Hyphe d'attache	Un seul hyphe	
STRUCTURE SUB- CELLULAIRE	Couches	Couche 01	Hyaline ne réagit pas avec le Melzer	 Gr X 400
		Couche 02	Hyaline à jaune pâle qui ne réagit pas avec le Melzer	
	Hyphe	Couleur	Hyaline à jaune pâle	 Gr X 400
		Forme	Droite, généralement cylindrique.	
		Couches	- Composé de deux couches en continuité avec la paroi des spores couches 1 et 2 - Le pore est fermé par une cloison courbée en continuité avec la couche 2	

Planche 4. Présentation des spores genre *Glomus*

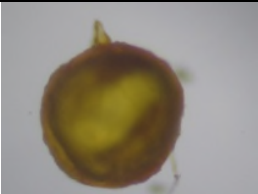
Morphotype 3 <i>Glomus</i> sp5				
SPORE ENTIERE	Lieu d'extraction	Ferkene		Gr X 200
	Etat dans le sol	Isolée		
	Couleur	jaune dorée		
	Forme	Globuleuse à subglobuleuse		
	Taille	≈150µm de diamètre		
	Hyphe d'attache	Un seul hyphe		
STRUCTURE SUB-CELLULAIRE	Couches	Couche 01	Hyaline	
		Couche 02	Jaune orangé	
		Couche 03	Jaune claire	
	Hyphe	Couleur	Jaune claire	
		Forme	En forme d'entonnoir	
		Couches	-Composé de trois couches continues avec les couches de la paroi de la spore. -Le pore est fermé par une cloison courbée en continuité avec la troisième couche	

Planche 4. (Suite)

Morphotype 4 <i>Gigaspora</i> sp 1					
SPORE ENTIERE	Lieu d'extraction	Machrouha	 Gr X 200		
	Etat dans le sol	Isolée			
	Couleur	Brune foncée			
	Forme	Subglobuleuse parfois ovoïde			
	Taille	≈150µm de diamètre			
	Hyphe d'attache	Un seul hyphe			
STRUCTURE SUB-CELLULAIRE	Couches	Couche 01	Hyaline ne réagit pas avec le Melzer	 Gr X 200	
		Couche 02	Jaune orangé qui ne réagit pas avec le Melzer		
	Hyphe	Couleur	Jaune claire	 Gr X 200	
		Forme	Claviforme		
		Couches	- Composé de deux couches en continuité avec la paroi des spores couches 1 et 2 - Le pore est fermé par une cloison courbée en continuité avec la couche 2		

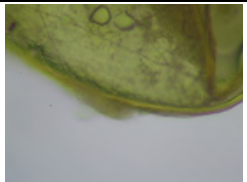
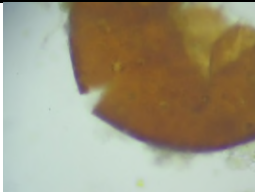
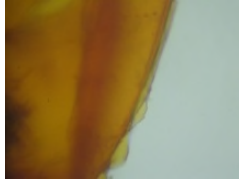
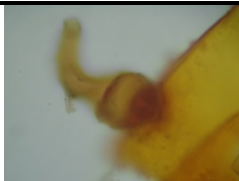
Morphotype 5 <i>Gigaspora</i> sp2					
SPORE ENTIERE	Lieu d'extraction	Ferkene	 Gr X 200		
	Etat dans le sol	Isolée			
	Couleur	Jaune dorée			
	Forme	Subglobuleuse			
	Taille	≈150µm de diamètre			
	Hyphe d'attache	Un seul hyphe			
STRUCTURE SUB-CELLULAIRE	Couches	Couche 01	Hyaline ne réagit pas avec le Melzer	 Gr X 400	
		Couche 02	Jaune orangé qui ne réagit pas avec le Melzer		
		Couche 03	Jaune foncée ne réagit pas avec le Melzer		
	Hyphe	Couleur	Jaune dorée	 Gr X 400	
		Forme	Claviforme		
		Couches	- Composé de trois couches en continuité avec la paroi des spores. - Le pore est fermé par une cloison courbée en continuité avec la couche 3		

Planche 5. Présentation des spores genre *Gigaspora*

Morphotype 6 <i>Gigaspora</i> sp3					
SPORE ENTIERE	Lieu d'extraction		Machrouha		Gr X 200 (Melzer)
	Etat dans le sol		Isolée		
	Couleur		Jaune orangé		
	Forme		Globuleuse		
	Taille		≈150µm de diamètre		
	Hyphe d'attache		Un seul hyphe		
STRUCTURE SUB- CELLULAIRE	Couches	Couche 01	Hyaline ne réagit pas avec le Melzer		Gr X 400
		Couche 02			
	Hyphe	Couleur	Jaune orangé		Gr X 400
		Forme	Claviforme		
		Couches	- Composé de deux couches en continuité avec la paroi des spores. - Le pore est fermé par une cloison courbée en continuité avec la couche 2		

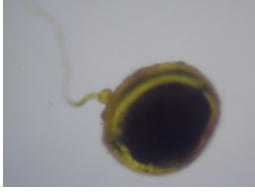
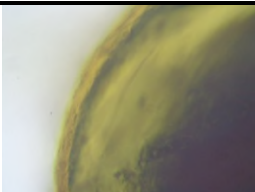
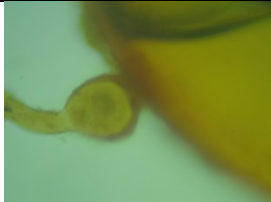
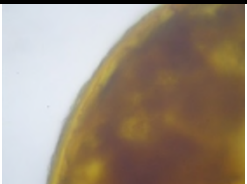
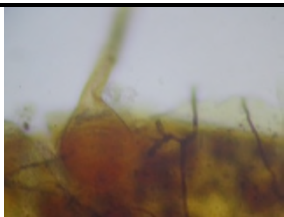
Morphotype 7 <i>Gigaspora</i> sp4					
SPORE ENTIERE	Lieu d'extraction		Ferkene		Gr X 200
	Etat dans le sol		Isolée		
	Couleur		Jaune dorée avec fond sombre		
	Forme		Globuleuse		
	Taille		≈150µm de diamètre		
	Hyphe d'attache		Un seul hyphe		
STRUCTURE SUB- CELLULAIRE	Couches	Couche 01	Jaune orangée qui ne réagit pas avec le Melzer		Gr X 400
		Couche 02			
	Hyphe	Couleur	Jaune dorée		Gr X 400 (Melzer)
		Forme	Claviforme		
		Couches	- Composé de deux couches en continuité avec la paroi des spores. - Le pore est fermé par une cloison courbée en continuité avec la couche 2		

Planche 5. (Suite)

Morphotype 8 <i>Gigaspora</i> sp5				
SPORE ENTIERE	Lieu d'extraction	Ferkene		Gr X 200
	Etat dans le sol	Isolée		
	Couleur	Marron		
	Forme	Subglobuleuse		
	Taille	≈150µm de diamètre		
	Hyphe d'attache	Un seul hyphe		
STRUCTURE SUB-CELLULAIRE	Couches	Couche 01	Hyaline	
		Couche 02	Brune	
		Couche 03	Jaune pale	
	Hyphe	Couleur	Cellule sporogène marron orangée	
		Forme	Claviforme	
		Couches	- Composé de trois couches en continuité avec la paroi des spores. - Le pore est fermé par une cloison courbée en continuité avec la couche 3	

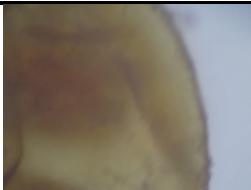
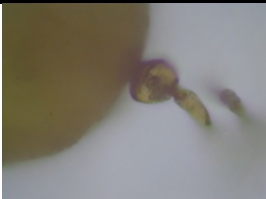
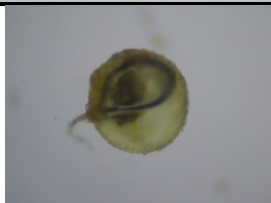
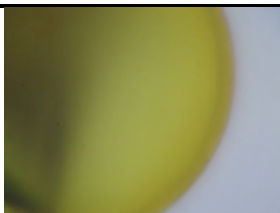
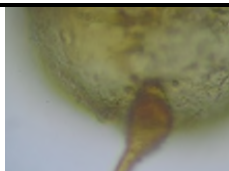
Morphotype 9 <i>Gigaspora</i> sp6				
SPORE ENTIERE	Lieu d'extraction	Morsott		Gr X 200
	Etat dans le sol	Isolée		
	Couleur	Jaune pale		
	Forme	Globuleuse		
	Taille	≈150µm de diamètre		
	Hyphe d'attache	Un seul hyphe		
STRUCTURE SUB-CELLULAIRE	Couches	Couche 01	Jaune pale	
		Couche 02	Brune	
	Hyphe	Couleur	Jaune pale	
		Forme	Claviforme	
		Couches	- Composé de deux couches en continuité avec la paroi des spores. - Le pore est fermé par une cloison courbée en continuité avec la couche 2	
				Gr X 400

Planche 5. (Suite)

Morphotype 10 <i>Gigaspora</i> sp7				
SPORE ENTIERE		Lieu d'extraction	Morsott	 Gr X 200
		Etat dans le sol	Isolée	
		Couleur	Jaune pale avec une partie noirâtre	
		Forme	Globuleuse	
		Taille	≈150µm de diamètre	
		Hyphe d'attache	Un seul hyphe	
STRUCTURE SUB- CELLULAIRE	Couches	Couche 01	Hyaline	 Gr X 400
		Couche 02	Jaune dorée	
	Hyphe	Couleur	Jaune orangé	 Gr X 400
		Forme	Claviforme	
		Couches	Composé de deux couches en continuité avec la paroi des spores.	

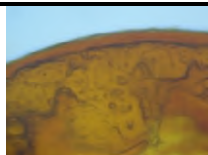
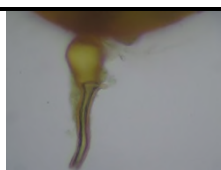
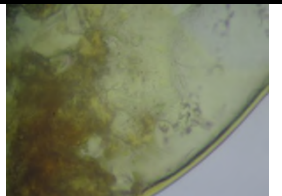
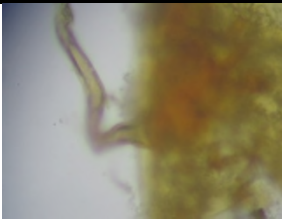
Morphotype 11 <i>Gigaspora</i> sp8				
SPORE ENTIERE		Lieu d'extraction	Machrouha	 Gr X 200
		Etat dans le sol	Isolée	
		Couleur	Jaune dorée	
		Forme	Globuleuse	
		Taille	≈150μm de diamètre	
		Hyphe d'attache	Un seul hyphe	
STRUCTURE SUB- CELLULAIRE	Couches	Couche 01	Hyaline qui ne réagit pas avec le Melzer	 Gr X 400 (Melzer)
		Couche 02	Jaune claire qui réagit avec le Melzer et devient orangée	
		Couche 03	Brune foncée qui ne réagit pas avec le Melzer	
	Hyphe	Couleur	Jaune orangé	 Gr X 400
		Forme	Claviforme	
		Couches	Composé de trois couches en continuité avec la paroi des spores.	

Planche 5. (Suite)

Morphotype 12 <i>Gigaspora</i> sp9				
SPORE ENTIERE	Lieu d'extraction	Morsott		Gr X 200
	Etat dans le sol	Isolée		
	Couleur	Jaune pale		
	Forme	Globuleuse		
	Taille	≈150µm de diamètre		
	Hyphe d'attache	Un seul hyphe		
STRUCTURE SUB- CELLULAIRE	Couches	Couche 01	Brune qui ne réagit pas avec le Melzer	
		Couche 02	Jaune claire qui ne réagit pas avec le Melzer	
	Hyphe	Couleur	Jaune claire	
		Forme	Claviforme	
		Couches	Composé de deux couches en continuité avec la paroi des spores.	
				Gr X 400

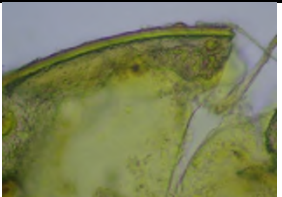
Morphotype 13 <i>Gigaspora</i> sp10				
SPORE ENTIERE	Lieu d'extraction	Ferkene		Gr X 200
	Etat dans le sol	Isolée		
	Couleur	Jaune dorée		
	Forme	Globuleuse		
	Taille	≈150µm de diamètre		
	Hyphe d'attache	Un seul hyphe		
STRUCTURE SUB- CELLULAIRE	Couches	Couche 01	Hyaline	
		Couche 02	Brune	
		Couche 03	Jaune dorée	
	Hyphe	Couleur	Jaune dorée	
		Forme	Claviforme	
		Couches	Composé de trois couches en continuité avec la paroi des spores.	
				Gr X 400

Planche 5. (Suite)

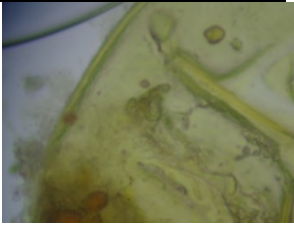
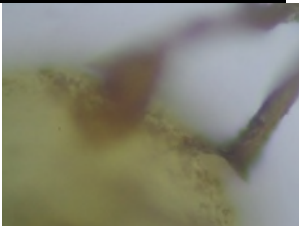
Morphotype 14 <i>Gigaspora</i> sp11				
SPORE ENTIERE	Lieu d'extraction		Ferkene	 Gr X 200
	Etat dans le sol		Isolée	
	Couleur		Jaune pale avec une partie brune	
	Forme		Globuleuse	
	Taille		≈150μm de diamètre	
	Hyphe d'attache		Deux hyphes	
STRUCTURE SUB- CELLULAIRE	Couches	Couche 01	Hyaline	 Gr X 400
		Couche 02	Brune	
		Couche 03	Jaune dorée	
	Hyphe	Couleur	Marron orangé	 Gr X 400
		Forme	Claviforme	
		Couches	Composé de trois couches en continuité avec la paroi des spores.	

Planche 5. (Suite)

I.1.8. Effet du climat sur la mycorhization

Les facteurs climatiques influencent la distribution des champignons MA au niveau des contrées, continents, et à l'échelle mondiale (Chaudhary *et al.*, 2008).

Le test GLM nous permet de résumer l'effet de quelques facteurs climatiques sur les paramètres de la mycorhization consignés dans le **tableau 10**.

On remarque que la température moyenne (Tmoy) exerce un effet très hautement positif sur la fréquence et l'intensité de mycorhization (F%, M% et m%), un effet hautement positif sur l'abondance des arbuscules dans le système racinaire (A%). Cependant elle n'exerce aucun effet sur l'abondance des arbuscules dans les parties mycorhizées des fragments de la racine (a%).

La température maximale (Tmax) a un effet très hautement négatif sur les différents paramètres de colonisation (F%, M%, m% et A%) excepté sur a% sur qui elle n'a aucun effet.

Quant à la température minimale (Tmin), elle a un effet très hautement négatif sur F%, M% et m%, mais elle n'a aucun effet sur A% et a%.

L'humidité (RH) a un effet très hautement négatif sur F%, M%, m% et a%, mais elle n'a aucun effet sur A%.

La quantité totale des précipitations (Prec) n'a aucun effet sur tous les paramètres de la colonisation.

Pour le vent, il en sort d'après le **tableau 10** que cet facteur exerce un effet très hautement positif sur F%, M%, m% et a% et un effet hautement positif sur A%.

Le nombre de jours pluvieux n'a d'effet que sur M% et m% où il exerce un effet très hautement positif, par contre il n'a aucun effet sur les autres paramètres de mycorhization à savoir (F%, A% et a%). De même pour le nombre de jours enneigés, sauf que lui, il exerce un effet positif sur F%.

Quant à l'indice de DeMartonne, il n'a aucun effet sur aucun des paramètres de colonisation.

Tableau 10. Modélisation de l'effet des facteurs climatiques sur les paramètres de la mycorhization chez l'oliviers planté dans l'est Algérien au moyen de test GLM

	Estimation	Erreur Standard	Valeur Z	P	
F					
(Intercept)	4,59	0,221	20,76	<0,001	***
Tmoy	0,15	0,027	5,77	<0,001	***
Tmax	-0,10	0,013	-7,54	<0,001	***
Tmin	-0,07	0,017	-3,89	<0,001	***
RH	-0,01	0,002	-3,32	<0,001	***
Prec	0,00	0,001	0,88	0,378	
Vent	0,02	0,004	3,42	<0,001	***
Jourspluvieux	0,00	0,004	0,95	0,344	
Jours enneigés	0,02	0,009	2,45	0,014	*
DeMartone	-0,01	0,017	-0,71	0,475	
M					
(Intercept)	5,12	0,773	6,62	<0,001	***
Tmoy	0,98	0,092	10,67	<0,001	***
Tmax	-0,58	0,045	-12,79	<0,001	***
Tmin	-0,46	0,059	-7,77	<0,001	***
RH	-0,06	0,007	-8,20	<0,001	***
Prec	0,00	0,004	1,26	0,210	
Vent	0,06	0,016	4,06	<0,001	***
Jours pluvieux	0,05	0,016	3,50	<0,001	***
Jours enneigés	0,19	0,030	6,25	<0,001	***
DeMartone	-0,08	0,061	-1,25	0,212	
m					
(Intercept)	4,97	0,632	7,87	0,000	***
Tmoy	0,83	0,075	11,02	<0,001	***
Tmax	-0,48	0,036	-13,11	<0,001	***
Tmin	-0,40	0,048	-8,42	<0,001	***
RH	-0,05	0,006	-8,93	<0,001	***
Prec	0,00	0,003	1,57	0,118	
Vent	0,05	0,013	3,86	<0,001	***
Jours pluvieux	0,06	0,012	4,62	<0,001	***
Jours enneigés	0,18	0,025	7,17	<0,001	***
DeMartone	-0,08	0,049	-1,60	0,110	
A					
(Intercept)	0,95	4,460	0,21	0,831	
Tmoy	1,60	0,503	3,19	0,001	**
Tmax	-1,26	0,344	-3,67	<0,001	***
Tmin	-0,24	0,291	-0,82	0,411	
RH	-0,02	0,038	-0,41	0,683	
Prec	-0,05	0,026	-1,85	0,064	
Vent	0,23	0,085	2,74	0,006	**
Jours pluvieux	-0,01	0,084	-0,09	0,930	
Jours enneigés	-0,06	0,191	-0,29	0,771	
DeMartone	0,78	0,430	1,82	0,068	
a					
(Intercept)	3,97	1,339	2,97	0,003	**
Tmoy	0,15	0,173	0,87	0,384	
Tmax	-0,23	0,084	-2,78	0,006	**
Tmin	0,08	0,107	0,78	0,436	
RH	-0,05	0,012	-4,31	<0,001	***
Prec	0,00	0,007	-0,15	0,877	
Vent	0,11	0,028	3,82	<0,001	***
Jours pluvieux	0,03	0,024	1,15	0,252	
Jours enneigés	0,01	0,052	0,23	0,815	
DeMartone	0,04	0,113	0,40	0,693	

I.2. Discussion

Les résultats obtenus montrent que la colonisation MA est présente dans les trois stations d'étude situées dans trois bioclimats différents et elle est même importante. Ces résultats rejoignent ceux de Caravaca *et al.* (2003a) et de Binet *et al.* (2007) et montrent la dépendance de l'olivier vis-à-vis des champignons MA. Plusieurs auteurs ont montré également l'importance et la nécessité des champignons MA pour le développement et la survie de l'olivier, même sous le stress hydrique (Roldán-Fajardo et Barea, 1985 ; Meddad-Hamza *et al.*, 2010 ; Kapulnik *et al.*, 2010).

La colonisation MA est plus importante au printemps (période de floraison et de développement végétatif par excellence) qu'en été (période de nouaison et de croissance des fruits), et qu'en automne (période de croissance des fruits et des rameaux) (Mandyam et Jumpponen, 2008). En hiver, au cours de la période du repos végétatif, le degré de la colonisation a tendance à indiquer des valeurs moyennes (Lopez-Sanchez et Honrubia, 1992).

Les changements saisonniers sont des conditions environnementales qui influencent le plus fortement la physiologie des plantes hôtes, ce qui touche le plus directement la symbiose mycorhizienne (Giovannetti, 1985).

En effet, l'intensification de la photosynthèse durant la saison de croissance (printemps), fournit plus de carbone aux racines ce qui permet un développement plus important des MA (Birhane *et al.*, 2012). Par contre, en hiver qui représente la période du repos végétatif où les exigences métaboliques sont faibles, les jours deviennent plus courts ce qui réduit la photosynthèse et le taux de transfert du carbone vers les racines, et par voie de conséquence, moins de carbone parvient aux MA, de ce fait la colonisation devient moins importante en cette saison (Walter et Reich, 1996).

Nos résultats concordent avec ceux obtenus par Brundrett et Abott (1995) et par Merryweather et Fitter (1998b), qui signalent l'existence de variations saisonnières de l'activité fongique dans les sols, mesurée par la colonisation des racines.

La colonisation MA est plus importante sous le climat subhumide (Machrouha) que sous les climats semi-aride (Morsott) et aride (Ferkene). Selon la littérature, la sécheresse, ou l'aridité de façon générale, a un effet négatif sur le développement des mycorhizes. En effet, même si la sécheresse n'empêche pas complètement la croissance des mycorhizes. Toutefois, elle provoque un taux plus élevé de la dormance des racines et un taux d'allongement réduit

des racines-mères (Feil *et al.*, 1988). Il est à noter qu'une même plante développe plus de racines sous un climat humide que sous un climat aride (Feil *et al.*, 1988 ; Madhava Rao, 2006). Les racines plus développées auront donc plus de chance de rencontrer les spores fongiques des MA présentes dans le sol d'où une colonisation plus importante (Zangaro *et al.*, 2013).

Néanmoins la colonisation est plus importante sous le climat aride que sous le climat semi-aride, qui se traduit par une fréquence, une intensité et un nombre d'arbuscules plus élevé ; ceci peut s'expliquer par le fait que les endomycorhizes contribuent à tolérer le stress hydrique par l'amélioration de l'hydratation des tissus et la physiologie des plantes (Ruiz-Lozano *et al.*, 2012 ; Fusconi et Berta, 2012 ; Bryla et Duniway, 1997 ; Fan et Liu, 2011). Par ailleurs, il est à noter aussi que le nombre des arbuscules présents sous le climat aride est parfois plus important que sous le climat subhumide, ceci témoigne de l'importance du rôle que jouent les endomycorhizes, et surtout les arbuscules qui représentent le site d'échanges fonctionnels entre le champignon endomycorhizien et la racine de la plante hôte (Ferrol *et al.*, 2002).

Les paramètres de mycorhization de l'olivier cultivé dans les zones arides sont très importants du point de vue fréquence, intensité endomycorhizienne et aussi nombre d'arbuscules. Ces arbuscules sont probablement le résultat de la colonisation par un ou plusieurs genres de spores fongiques développées sous ce climat sévère ce qui permet aux endomycorhizes de faire une sorte d'adaptation sous les conditions les plus difficiles.

Il est à noter que la colonisation MA est moins importante pour l'an 2011, qui est l'année où il y a eu le plus de précipitations, que pour les années 2010 et 2012. Ceci peut s'expliquer par le fait que les arbres développent plus de colonisation endomycorhizienne dans les conditions défavorables pour compenser le déficit hydrique (Cruz *et al.*, 2000 ; Alguacil *et al.*, 2006 ; Ruiz-Lozano *et al.*, 2012).

Les caractéristiques édaphiques, comme la texture du sol et sa structure, le contenu en matière organique, le pH, les macronutriments et micronutriments peuvent influencer la dynamique et la structure de la communauté fongique MA (Mohammad *et al.*, 2003).

En effet, la texture du sol, ou la distribution de la taille des particules, affecte de nombreuses propriétés du sol telles que la structure, la porosité, la capacité de rétention d'eau, et la capacité d'échange de cations, ce qui influe sur la présence de CMA (Chaudhary *et al.*, 2008).

Il existe des différences dans les effets des propriétés du sol sur la répartition et l'abondance des souches de champignons MA. Par exemple, certaines espèces de champignons MA sont limitées à des sols soit acides ou alcalins; tandis que d'autres se produisent dans les deux sols, acides et alcalins (Robson et Abbott, 1989).

Le pH eau, correspondant à l'acidité active (ou réelle) du sol, définit la concentration d'ions H^+ dans la phase liquide du sol. La valeur du pH détermine la stabilité de la structure du sol. Le pH KCl, qui est toujours inférieur au pH eau, correspond à l'acidité de réserve (ou théorique) du sol. C'est le pH « plancher » vers lequel tend le sol, à cause du processus (naturel) d'acidification.

La différence entre ces 2 mesures, appelée acidité d'échange, renseigne sur la tendance à l'acidification du sol analysé : plus cette différence est importante, plus cette tendance est forte et rapide (Mareaux, 2010).

La plupart des organismes du sol subsistent dans une gamme de pH appropriée, mais certaines espèces fongiques MA se sont révélées tolérantes aux pH les plus extrêmes du sol (Abbott et Robson, 1991).

Néanmoins, il est à noter que le pH peut affecter le développement des endomycorhizes (Wang *et al.*, 1993). En effet, un pH acide peut limiter le développement de la colonisation endomycorhizienne dans les racines et peut même l'inhiber complètement s'il devient trop acide (<5) (Abbott et Robson, 1985).

En outre, le pH du sol affecte la disponibilité des nutriments et le fonctionnement de la plante, ce qui pourrait avoir des effets indirects sur la structure de la communauté fongique MA (Chaudhary *et al.*, 2008).

Le taux élevé de la conductivité électrique dans la station de Morsott par rapport aux deux autres stations (Ferkene et Machrouha) peut s'expliquer par la nature du sol de la station de Morsott (argilolimoneuse).

En effet, combinée aux argiles, la MO forme un complexe argilo humique (ou complexe adsorbant du sol). Ce complexe capte les éléments nutritifs, à condition qu'ils soient chargés positivement ; les ions tels le calcium (Ca^{++}), le sodium (Na^+), le magnésium (Mg^{++}), le potassium (K^+), et l'ion hydrogène (H^+ , responsable du pH), peuvent ainsi être retenus ; à l'inverse par exemple des ions nitrates qui, parce qu'ils sont chargés négativement (NO_3^-), sont lessivables (Mareaux, 2010).

Le taux élevé de la MO dans la station de Machrouha par rapport aux deux autres stations (Morsott et Ferkene) peut s'expliquer par le fait que cette station (Machrouha) se trouve sur un maquis forestier, d'où la présence d'une quantité plus importante d'humus. Par contre les deux autres stations (Morsott et Ferkene) se trouvent successivement sur une zone steppique et désertique.

Nicolson (1960) a trouvé que l'intensité de la colonisation est liée à la variation des taux de la matière organique dans le sol. La teneur du sol en matière organique pourrait influencer la distribution des espèces fongiques MA, bien que le mécanisme direct soit inconnu (Chaudhary *et al.*, 2008). Il y a des spéculations que l'ajout de la matière organique au sol encourage le développement des mycorhizes (Hayman, 1987), mais il existe peu de données pour soutenir cette hypothèse que les champignons MA peuvent être en mesure de croître comme des saprophytes dans un sol riche en matière organique (Warner, 1984). Les sols dénudés diminuent le nombre de spores en comparaison avec les sols couverts, et ceci s'explique par la quantité plus importante de la matière organique dans ces sols couverts de végétation (Nappi *et al.*, 1980).

Le taux du calcaire dans le sol et en relation directe avec, entre autres, le pH du sol ce qui affecte le développement des CMA (Abbott et Robson, 1985). Selon Azcón et Barea (1992), les champignons MA diminuent l'acquisition excessive de Ca par les plantes dans les sols calcaires.

Mohammad *et al.* (2003), ont trouvé que les pourcentages de la matière organique et du calcaire CaCO_3 étaient positivement et significativement corrélés avec la densité sporale de CMA dans le sol. En effet, la matière organique et le taux de CaCO_3 dans le sol augmentent la capacité de rétention d'eau du sol (Brady et Weil, 1996) et peuvent de ce fait favoriser les conditions d'humidité du sol nécessaires pour le développement des CMA.

Il y a une association entre les concentrations de phosphate assimilable du sol et l'intensité de la colonisation mycorhizienne chez les plantes cultivées. Les niveaux élevés de phosphore dans le sol empêchent certains champignons MA de fournir des avantages substantiels pour les plantes hôtes et peuvent influencer la répartition de ces champignons (Juniper et Abbott, 1993). Selon Mohammad *et al.* (2003), le nombre de spores est négativement corrélé avec les taux de phosphore dans le sol.

Les plantes mycorhizées montrent une plus forte concentration de phosphore dans leurs tissus que les plantes non mycorhizées ce qui augmente leur croissance (López-Sánchez *et al.*, 1992).

L'ajout d'engrais phosphatés diminue le taux de colonisation endomycorhizienne (Jakobsen, 1986 ; Fraga-Beddiar et le Tacon, 1990). Dans les champs cultivés, le nombre de spores semblent atteindre un maximum dans des conditions où les applications de phosphates nécessaires pour la croissance maximale de plantes se font le moins. Cette relation est probablement corrélée avec les effets de phosphate sur des longueurs de racines colonisées (Porter *et al.*, 1978).

La propagation de la colonisation à de nouvelles racines, la dispersion à longue portée et la persistance de champignons mycorhiziens dans les écosystèmes, sont dépendantes de la formation de propagules qui sont résistantes aux conditions du sol et aux conditions environnementales. Ces propagules de champignons MA comprennent des spores asexuées formées dans le sol, des fragments de racines contenant des hyphes et des vésicules (structures de stockage) et des hyphes du sol (Brundrett et Abbott, 2002).

Dans une étude réalisée en 2003, Azcón-Aguilar *et al.*, ont trouvé que la valeur de MPN qui caractérise le sol de l'olivier *Olea europaea* subsp. *sylvestris* est de 2970 propagules / kg de sol. Cette valeur est plus importante que celles trouvées dans notre étude.

En réalité, plusieurs facteurs peuvent influencer sur l'estimation du nombre de propagules de CMA à savoir ; les conditions de l'expérience, la température et le temps de récolte qui peuvent changer le résultat en raison de leurs effets sur la croissance des racines et des propagules, et donc sur leur interception (Wilson et Trinick, 1983).

Les plantes ont normalement plus d'un champignon MA simultanément présents dans leurs racines (Abbott et Robson, 1978 ; Abbott et Robson, 1981 ; Merryweather et Fitter, 1998a). Des preuves indirectes montrent que différents champignons ont des rôles différents dans les sols (Merryweather et Fitter, 1998b).

Le nombre de spores est plus important dans le sol de la station Machrouha (climat sub-humide) que dans celui de la station Morsott (semi-aride) et Ferkene (aride), où la plupart de spores trouvées étaient soit mortes soit vides, ce résultat confirme ceux obtenus par Requena *et al.* (1996), et par McGee (1989), qui ont trouvé que le nombre de spores était moins important sous les climats semi aride et aride.

De plus, la variation de la densité sporale avec les saisons est en relation directe avec le stade végétatif de la plante hôte (Moreira-Souza *et al.*, 2003). Les phénologies saisonnières ont été suggérées comme un mécanisme possible qui favorise la diversité au sein des communautés fongiques MA. Selon une étude faite par Pringle et Bever (2002), les espèces fongiques sporulent différemment selon les saisons (fraîche et chaude).

En effet, Khan (1975), a souligné qu'il existe une vaste formation massive des spores au début de la phase de croissance maximale de la racine. Le nombre élevé de spores au printemps et en été, trouvé dans notre étude, coïncide avec les résultats obtenus par Saif et Khan (1975). Le minimum de spores enregistré en hiver s'inscrit dans la baisse saisonnière notée par Giovannetti (1985). En ce qui concerne les changements saisonniers de la colonisation mycorhizienne en général, il atteint un maximum dans le mois de la croissance des plantes, et après la floraison, il tend à diminuer (Rabatin, 1979 ; Giovannetti, 1985). L'augmentation du nombre de spores est notée à la fin de la saison de croissance (Hayman, 1970 ; Smith, 1980).

Les variations annuelles quant à elles, peuvent s'expliquer par le changement de conditions climatiques. Les fortes précipitations lessivent les spores qui se trouvent dans la zone arable, ce qui explique le faible taux de spores dénombrées en 2011, année où a été enregistrée la quantité la plus importante de précipitations (864mm) par rapport aux deux autres années (2010 « 534mm » et 2012 « 551mm »). Ces résultats confirment ceux obtenus par Lopez-Sanchez et Honrubia (1992).

Cette variation peut aussi être liée à la nature du sol. En effet, les sols riches en matière organique (cas de la station Machrouha) ont tendance à avoir plus de spores, tandis que ceux qui sont riches en P ou en calcaire total et les sols sablonneux (cas des stations Morsott et Ferkene) donnent des niveaux inférieurs de spores. La relation entre le nombre de spores dans le sol et de la taille des grains de sable a déjà été notée par Koske et Halvorson (1981).

Les facteurs biotiques externes pourraient, eux aussi, influencer indirectement sur la variation sporale. Une grande variété de microorganismes mycophiles occupe le sol. Les spores de champignons MA isolées de sols dans les écosystèmes naturels montrent souvent des signes de prédation ou de parasitisme, qui peuvent être responsables des variations saisonnières dans l'abondance des spores (Ross et Ruttencutter, 1977 ; Lee et Koske, 1994).

Il est important de souligner que les champignons qui ne produisent pas de spores reconnaissables sont importants dans de nombreux sols (Abbott et Robson, 1991 ; Brundrett

et Abbott, 1995 ; Stutz et Morton, 1996 ; Merryweather et Fitter, 1998a). Pour certaines espèces, la faible abondance relative d'un champignon peut être rapidement suivie par sa position dominante dans les racines (Brundrett et Abbott, 2002).

Le nombre élevé de spores fongiques retrouvés dans la station de Machrouha, par rapport aux deux autres stations, peut être relié aux taux élevés de la mycorhization trouvés dans cette station. En effet, les fluctuations de l'abondance relative des champignons dans les racines dépendent de l'abondance relative des hyphes infectieux des différents champignons dans le sol (Brundrett et Abbott, 2002).

En 2003, Azcón-Aguilar *et al.*, ont trouvé que le nombre de spores de *Glomus constrictum* était corrélé avec la longueur du mycélium extraracinaire. Cela indique une contribution des spores fongiques des CMA au potentiel mycorhizogène du sol.

L'étude des variations saisonnières de l'abondance des champignons MA, évaluées par le nombre de spores, la formation de mycorhizes et l'infectivité des propagules, ont beaucoup attiré l'attention des chercheurs. Les paramètres de mycorhization dans les racines colonisées, le nombre de spores et l'infectivité, peuvent varier à différents degrés pendant toute l'année. D'ailleurs, dans une étude de champignons MA associés avec des graminées pérennes sur des dunes de sable, une variation saisonnière dans la formation des mycorhizes a été étroitement liée à la variation saisonnière du nombre de spores (Giovannetti, 1985).

Dans une autre étude faite sur l'association entre des CMA et l'amandier *Prunus dulcis*, Roldan-Fajardo *et al.* (1982) ont trouvé que la corrélation entre le taux de colonisation des racines des plantes et le nombre de spores, devient maximale quand les plantes hôtes sont en phase de floraison. Ceci explique les taux importants de densité sporale et de colonisation mycorhizienne trouvée, dans notre étude, pendant la saison printanière.

De plus, on remarque que la variation interannuelle dans le taux de MPN suit celle de la mycorhization ou encore le nombre de spore. Ceci confirme la corrélation faite par Azcón-Aguilar *et al.*, (2003).

Les facteurs abiotiques externes, les facteurs biotiques externes et les propriétés intrinsèques des espèces fongiques influencent indirectement sur la distribution géographique des CMA par le biais de leurs interactions les uns avec les autres.

Les facteurs abiotiques externes, tels que les précipitations, la température ou les caractéristiques édaphiques, peuvent influencer directement sur l'habitat disponible pour

l'espèce végétale, ce qui affecte la capacité du champignon à coloniser et à exister dans un lieu donné (Chaudhary *et al.*, 2008).

Tout d'abord, le climat influence les caractéristiques édaphiques qui, à leur tour, affectent la distribution des espèces de CMA. Ainsi, ces facteurs pourraient indirectement influencer la distribution des espèces fongiques MA en affectant les organismes qui génèrent des forces biotiques externes.

Le régime des précipitations pourrait influencer la communauté de la plante hôte, qui pourra à son tour influencer la distribution des espèces fongiques. Par exemple, de fortes précipitations annuelles moyennes peuvent s'infiltrer dans le sol, et ainsi réduire sa fertilité et augmenter son acidité, ce qui va influencer la structure de la communauté fongique (Chaudhary *et al.*, 2008).

De plus, ces facteurs pourront aussi influencer indirectement la répartition des espèces en influençant les propriétés intrinsèques des espèces telles que la capacité de dispersion. Par exemple, les spores de la même espèce fongique MA peuvent se disperser de manière différente dans un climat sec par rapport à un climat humide (Chaudhary *et al.*, 2008).

Des études de terrain suggèrent que les régimes de précipitations et l'humidité du sol pourraient influencer la distribution des espèces fongiques MA. Les précipitations peuvent modifier le contenu de l'humidité du sol, les taux d'évapotranspiration, et de la productivité de la plante, ce qui peut avoir des conséquences sur la communauté des CMA. Dans des études où les précipitations étaient constantes, mais l'humidité du sol variable, des différences communautaires fongiques ont également été observés (Chaudhary *et al.*, 2008).

Les fluctuations extrêmes de la température du sol, soit saisonnières ou journalières, sont une contrainte commune dans la nature et un facteur abiotique potentiellement sous-estimé qui influe sur la distribution des espèces CMA (Chaudhary *et al.*, 2008).

L'hypothèse de l'hétérogénéité de l'habitat prévoit que les régions à faibles fluctuations climatiques saisonnières ou journalières doivent avoir moins de diversité fongique que les régions avec plus de fluctuations climatiques saisonnières ou journalières (Tews *et al.*, 2004).

Les régimes de températures peuvent influencer directement sur la répartition géographique des champignons MA. L'air chaud peut promouvoir la distribution des champignons MA. Certaines espèces peuvent même tolérer les températures extrêmes de l'air et du sol (Bunn and Zabinski, 2003).

Le degré de variation saisonnière ou journalière de la température et les régimes de précipitations pourraient influencer la distribution des espèces fongiques MA. La variation saisonnière de la sporulation ainsi que l'abondance des champignons dans les racines varient selon les espèces (Gemma *et al.*, 1989; Giavanetti 1985).

Le vent exerce eux aussi un effet très important sur la mycorhization. En effet, Les champignons MA peuvent être dispersées par le vent et par les facteurs édaphiques, soit sur une petite ou grande échelle (Warner *et al.*, 1987).

II. MYCORHIZATION CONTROLEE DE L'OLIVIER (*Olea europaea*) VAR. FERKENI

II. MYCORHIZATION CONTROLEE DE L'OLIVIER (*Olea europaea*) VAR. FERKENI

II.1. Résultats

II.1.1. mycorhization contrôlée de la plante « inoculum » : le sorgho

II.1.1.1. Paramètres de croissance des plantules du sorgho en fonction des traitements

Les plantules de sorgho inoculées par les souches de CMA indigènes et de commerce sous forme de spores et de racines entretenues dans un substrat granuleux, ont montré les résultats exprimés par la **figure 18**.

La dépendance des plantes à l'égard des mycorhizes peut être mesurée en comparant la croissance de ces dernières mycorhizées avec les expériences de plantes cultivées non mycorhizées au niveau du sol (Koide *et al.*, 1988; Manjunath et Habte, 1991; Hetrick *et al.*, 1992).

Les paramètres de croissances chez le sorgho, sont nettement meilleurs chez les plantes inoculées par rapport aux témoins. Ceci se traduit par une hauteur plus importante chez les plantules inoculées qui va jusqu'à atteindre 22,18 cm chez les plantes inoculées par *Glomus mosseae*, alors qu'elle ne dépasse pas 8,63 cm chez les plantes témoins (**Figure 18A**).

Cette meilleure croissance s'est traduite aussi par un poids plus important de la matière fraîche aérienne par rapport à celui du témoin qui va de 168% chez *Glomus* sp2 jusqu'à atteindre 1300% chez *Glomus mosseae* (**Figure 18B**). Le poids de la matière sèche aérienne va également dans le même sens et varie de 187% chez *Glomus* sp2 jusqu'à atteindre un taux de plus de 570% chez *Glomus mosseae* par rapport aux témoins (**Figure 18C**). De même pour le poids de la matière fraîche racinaire qui affiche des valeurs meilleures allant de 168% chez *Glomus* sp2 jusqu'à 530% chez *Glomus mosseae* (**Figure 18D**). Le rapport (PFR/ PFA) varie entre 0,298 chez *Glomus mosseae* à 0,781 chez *Glomus* sp1 (**Figure 18E**). La dépendance mycorhizienne va de 0,503 chez *Gigaspora margarita* jusqu'à 0,826 chez *Glomus mosseae* (**Figure 18F**).

II.1.1.2. Paramètres de la colonisation MA des plantules de sorgho en fonction des traitements

L'observation des racines de sorgho inoculées par les différentes souches fongiques a montré une colonisation endomycorhizienne caractérisée par du mycélium intra et inter cellulaire et des *appressoria*.

Le taux de colonisation chez les plantules témoins est nul, ce qui prouve que le substrat utilisé est bien stérilisé et qu'il n'y a pas eu de contaminations lors de la conduite de l'essai. Pour les autres traitements, toutes les souches introduites sont infectives (**Figure 19**). Cependant, les taux de colonisation ne sont pas élevés.

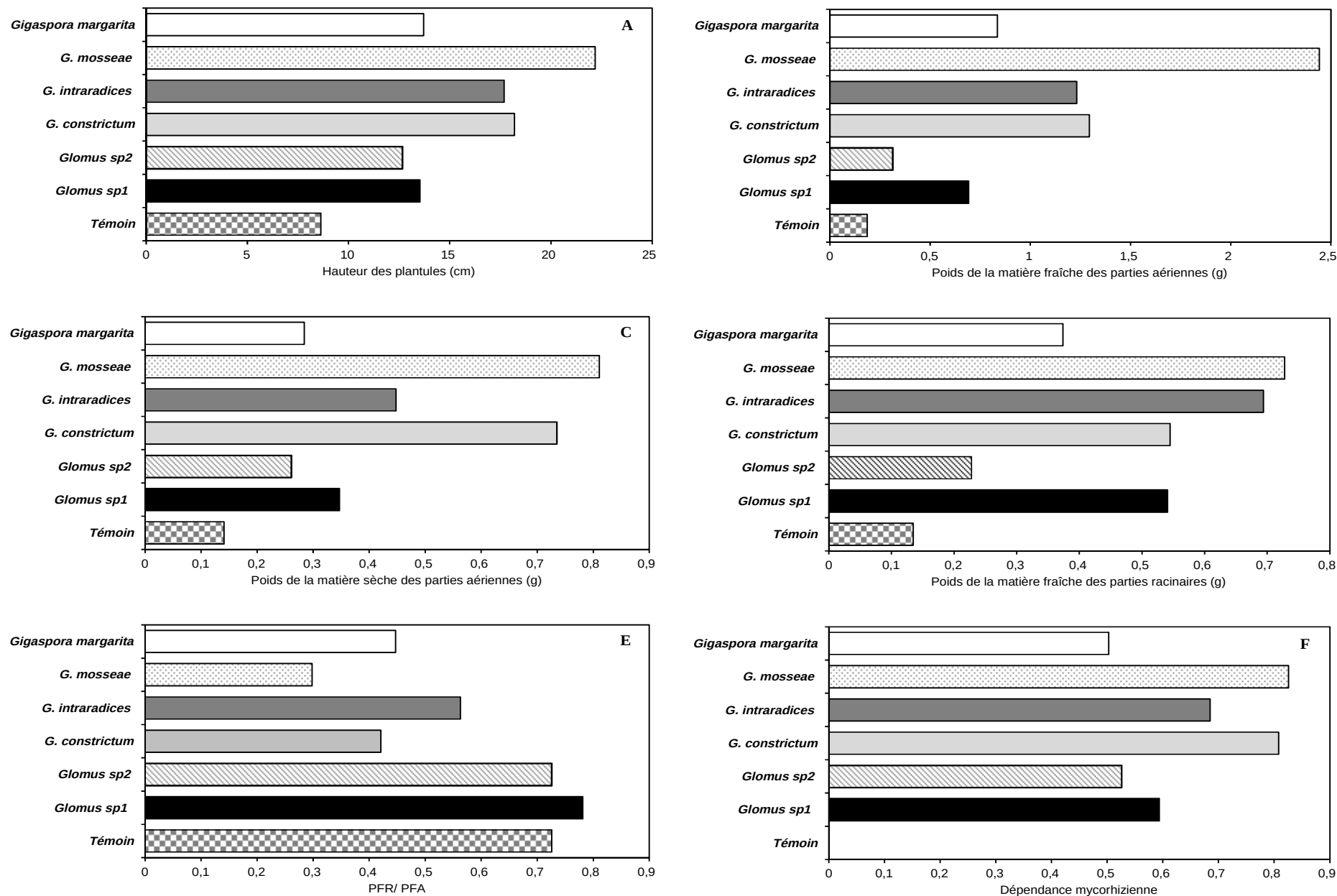


Figure18. Paramètres de croissance et de colonisation chez le sorgho en fonction des traitements

En effet, la fréquence de colonisation (F%) varie de 26,67% chez les plantules inoculées par *Glomus* sp2 à 43,33% pour celles inoculées par *Glomus mosseae*. Pour le paramètre (M%), les taux varient de 0,67% chez *Glomus* sp2 à 1,47% chez *Glomus intraradices*. Quant au paramètre (m%), ces taux varient de 2,50% chez *Glomus* sp2 à 3,67% chez *Glomus intraradices*. Les taux pour les paramètres (A%) et (a%) sont nuls (**Figure 19**).

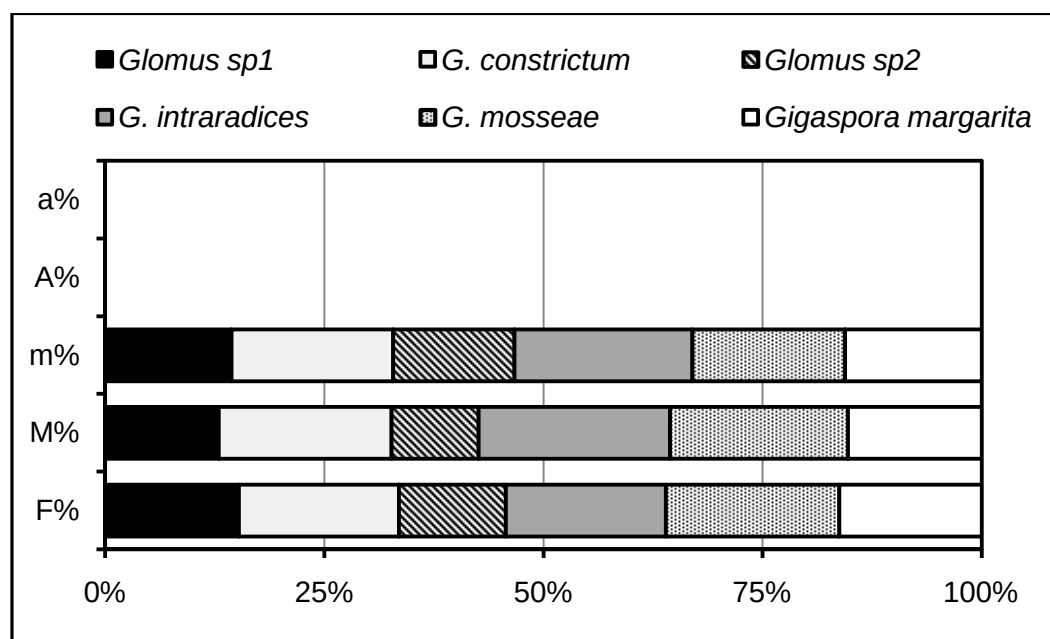


Figure 19. Paramètres de la colonisation MA des plantules de sorgho en fonction des traitements

II.1.2. Mycorhization contrôlée de l'olivier variété Ferkeni

II.1.2.1. Bouturage de l'olivier

L'expérience, de bouturage de l'olivier réalisée sur les 35 plants a réussi. En effet les 35 plants ont émis des racines et ont servis de plants tests, ce qui représente un taux de réussite de 100%.

II.1.2.2. Paramètres de croissance de l'olivier en fonction des traitements

Les résultats concernant les paramètres de croissance chez l'olivier exprimés par les **figures 20 et 21** et l'**annexe 7** montrent combien l'inoculation contrôlée les a améliorés par rapport aux témoins.

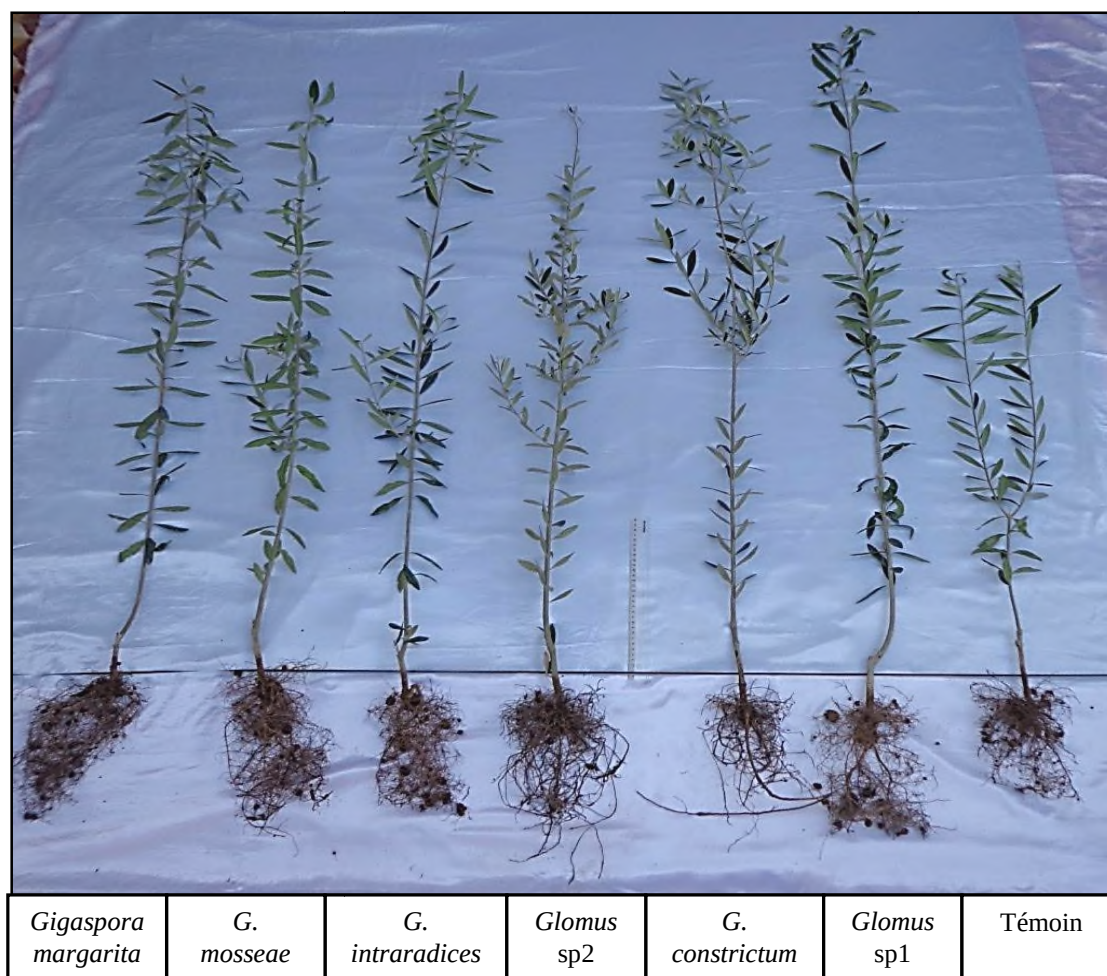


Figure 20. Croissance des boutures d'*Olea europaea* var. Ferkeni en fonction des traitements

La hauteur des plants est plus importante chez les plants inoculés, elle varie entre 77,2 cm chez *Glomus sp2* et 145,6 cm chez *Glomus sp1* alors que celle du témoin ne dépasse pas 54,6 cm (**Figure 21A**). Un gain de poids plus important de la matière fraîche aérienne est aussi enregistré chez les plants mycorhizés par rapport aux témoins (il varie de 422% chez *Glomus mosseae* à 1123% chez *Glomus sp1*) (**Figure 21B**). Il en est de même pour le gain de poids de la matière fraîche racinaire qui va de 435% chez *Glomus mosseae* jusqu'à 1248% chez *Glomus sp1* (**Figure 21D**). Le rapport PFR/PFA quant à lui affiche des taux allant de 0,76 chez *Gigaspora margarita* à 1,08 chez *Glomus sp1*. Chez les témoins, il est de 0,94 (**Figure 21E**). La dépendance mycorhizienne (**Figure 21F**) varie de 0,77 chez *Glomus mosseae* jusqu'à 0,91 chez *Glomus sp1*. Pour le nombre de feuilles, il varie de 95 chez *Glomus sp2* jusqu'à 221,4 chez *Glomus sp1*. Chez les témoins, il est seulement de 67,6 (**Figure 21G**). En fin, le nombre de nœuds est également nettement amélioré. Il va de 156,2 nœuds chez *Glomus sp2* jusqu'à 281 chez *Glomus sp1*. Chez les témoins, ce nombre est seulement de 111 (**Figure 21H**).

II.1.2.3. Paramètres de la symbiose MA chez l'olivier en fonction des traitements

Les racines de la variété Ferkeni inoculées ou non inoculées et colorées au noir de chlorazol ont permis de déterminer la colonisation endomycorhizienne représentée par la **figure 22, annexe 8**.

D'après cette figure, on remarque que la colonisation chez les plants témoins est quasiment nulle, ce qui prouve que le substrat utilisé est bien stérilisé et qu'il n'y a eu pas de contaminations lors de la conduite de l'essai. La fréquence (F%) varie de 32% chez *Glomus* sp2 à 58% chez *Glomus* sp1 (**Figure 22A**).

En ce qui concerne l'intensité de la mycorhization, le paramètre (M%) a enregistré des taux variant entre 0,43% chez *Glomus* sp2 à 2,45% chez *Glomus intraradices*. Le paramètre (m%), quant à lui, varie entre 1,34% chez *Glomus* sp2 à 3,99% chez *Glomus* sp1 (**Figure 22B, C**).

Pour l'abondance des arbuscules, le paramètre (A%) a enregistré des taux très faibles variant entre 00% (absence totale) chez *Glomus* sp2 à 0,05% chez *Glomus* sp1 et *Glomus intraradices*. Le paramètre (a%), a enregistré lui aussi des taux très faibles variant entre 00% (absence totale) chez *Glomus* sp2 à 2,24% chez *Glomus* sp1 (**Figure 22 D, E**).

Un test d'analyse de la variance à un seul facteur de classification (ANOVA) a été utilisé pour tester la variation de la mycorhization des plants d'olivier en fonction de l'inoculum fongique (**Tableau11**).

Les résultats montrent pour le paramètre (F%) une différence très hautement significative entre les différents traitements ($P < 0.001$), une différence hautement significative ($P = 0,005$) pour le paramètre (M%) et une différence significative ($P = 0,048$) pour le paramètre (m%).

Ce test ANOVA a été complété par un test post-hoc (ou test de comparaisons multiples) de Tukey, et ceci dans le but de déterminer les différences significatives entre les moyennes de groupes trouvées dans cette analyse de variance, ceci a permis de déterminer les groupes fongiques mentionnés sur la **figure22**.

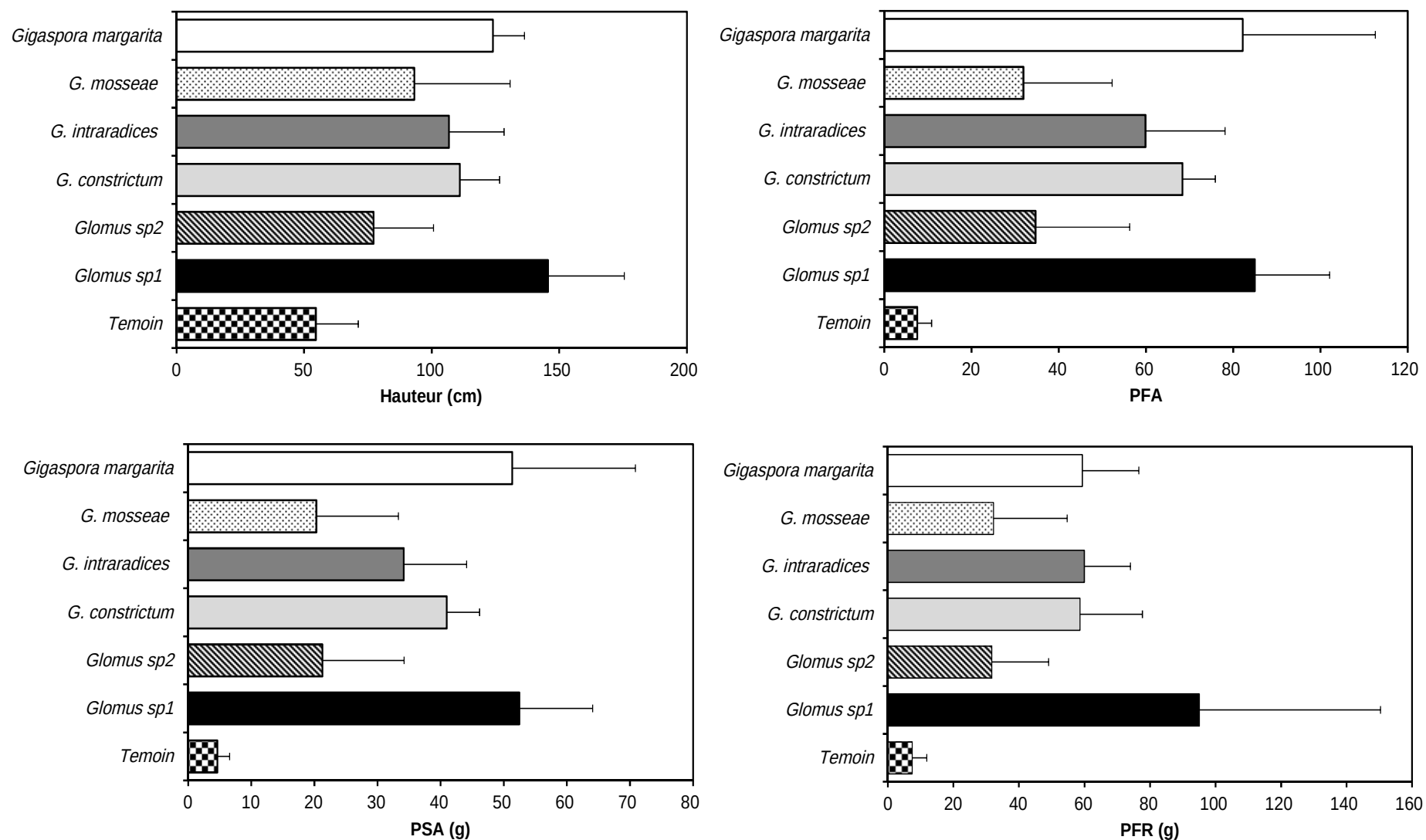


Figure 21. Paramètres de croissance de l'olivier en fonction des traitements

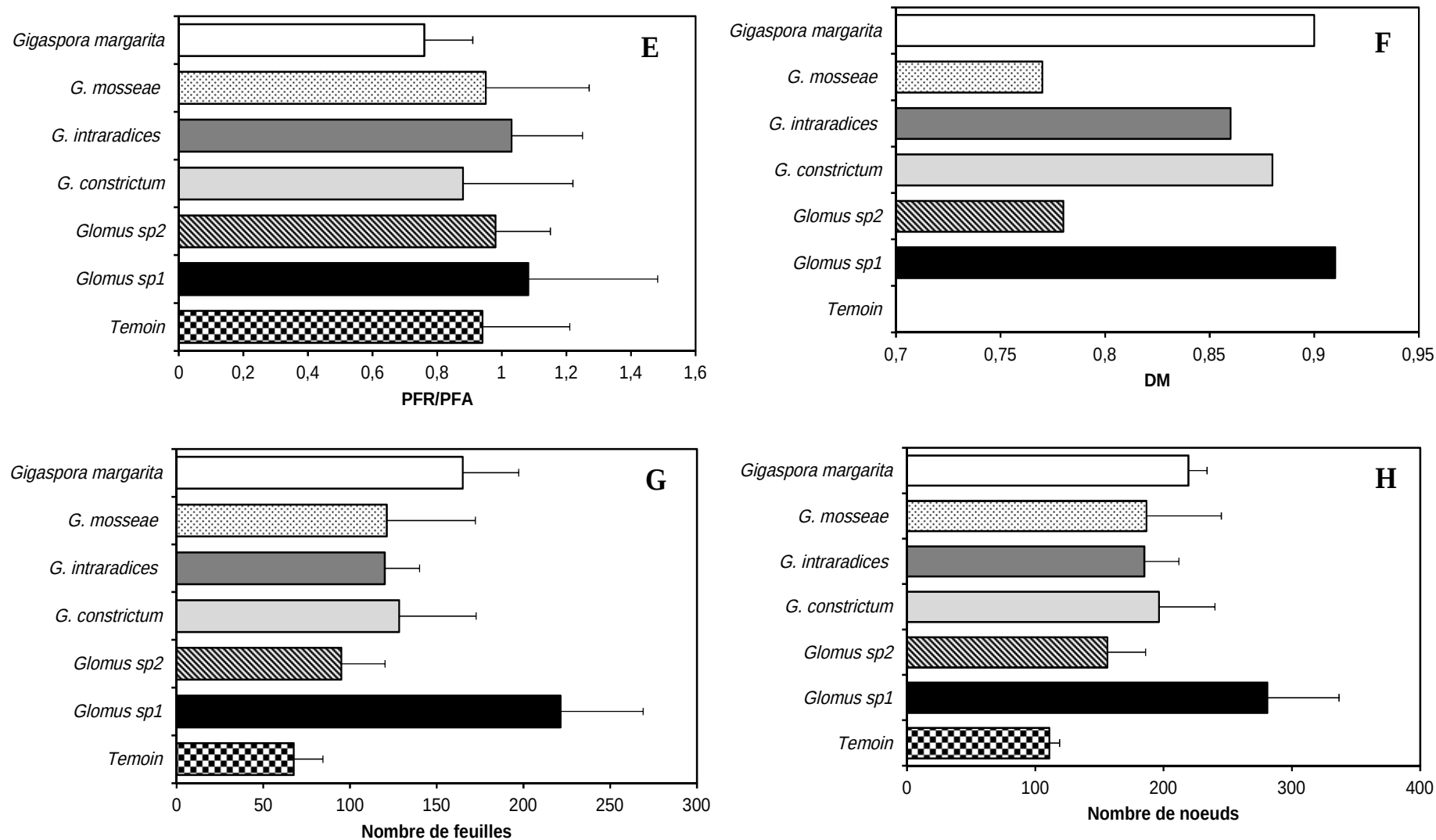


Figure 21. Paramètres de croissance de l'olivier en fonction des traitements (Suite)

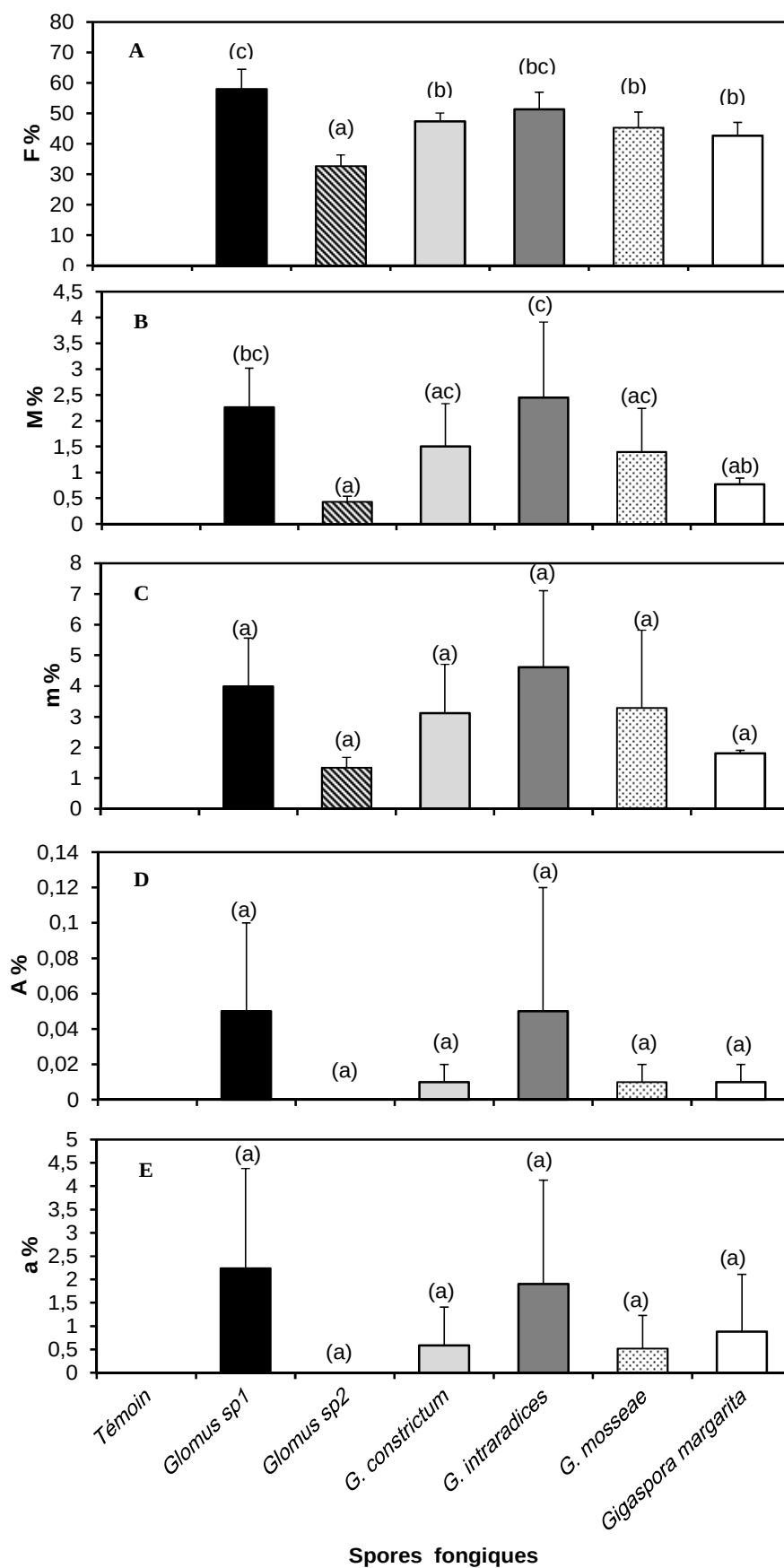


Figure 22. Paramètres de la colonisation MA et les groupes fongiques révélés par le test de Tukey chez l'olivier en fonction des traitements.

Tableau 11. Tests de la variation de la mycorhization chez l'olivier en fonction de l'inoculum fongique **Test ANOVA**

	Variation	Df	SS	MS	F	P	
F%	Entre les groups	5	1816.4	363.30	15.7	<0.001	***
	À l'interieurdes groupe	24	555.5	23.10			
	Total	29	2371.9				
M%	Entre les groups	5	15.7	3.14	4.54	0.005	**
	À l'interieur des groupe	24	16.6	0.69			
	Total	29	32.3				
m%	Entre les groups	5	39.2	7.83	2.65	0.048	*
	À l'interieur des groupe	24	70.8	2.95			
	Total	29	110.0				
A%	Entre les groups	5	0.01	0.003	2.52	0.057	NS
	À l'interieur des groupe	24	0.03	0.001			
	Total	29	0.04				
a%	Entre les groups	5	18.8	3.76	1.85	0.142	NS
	À l'interieur des groupe	24	48.8	2.03			
	Total	29	67.6				

II.1.2.4. Test de la variation des paramètres de croissance chez l'olivier en fonction des paramètres de mycorization enregistrés chez chaque type d'inoculum

Pour tester la relation qui existe entre les différents paramètres de croissance ainsi que les différents paramètres de colonisation obtenus chez les plants de l'olivier inoculés avec les différentes souches fongiques, et comprendre la variation des taux de croissance en fonction des paramètres de mycorization, nous avons utilisé le test de l'analyse de la covariance (ANCOVA) (**Tableau 12**).

Ce test a fait ressortir que l'espèce fongique utilisée a un effet hautement significatif ($P=0,009$) sur le paramètre (nombre de feuille), un effet significatif ($P=0,021$) sur le paramètre (nombre de nœuds) et un effet significatif ($P=0,046$) sur le paramètre (PFA). La fréquence de la mycorhization (F%) exerce quant à elle, un effet hautement significatif ($P=0,003$) sur le paramètre (PFR) et un effet significatif ($P=0,037$) sur le rapport (PFR/PFA).

L'intensité de la colonisation mycorhizienne dans le système racinaire (M%) a un effet hautement significatif ($P=0,005$) sur le paramètre (PFR), l'intensité de la colonisation mycorhizienne dans les fragments de la racine (m%), exerce, elle aussi, un effet hautement significatif ($P=0,005$) sur le paramètre (PFR) et un effet significatif ($P=0,041$) sur le rapport (PFR/PFA). L'interaction entre l'abondance des arbuscules dans le système racinaire (A%) et l'espèce fongique utilisée, a un effet significatif ($P=0,041$) sur le paramètre (PFR).

Tableau 12. Test ANCOVA des paramètres de croissance chez l'olivier en fonction des paramètres de mycorization enregistrés chez chaque type d'inoculum

	SCE	DDL	F	P		SCE	DDL	F	P		SCE	DDL	F	P
Hauteur					Nbr,feuilles					Nbr,nœuds				
F%	1100,8	1	1,74	0,245	F%	963	1	1,75	0,244	F%	1488	1	1,86	0,231
M%	398,3	1	0,63	0,464	M%	18	1	0,03	0,866	M%	203	1	0,25	0,636
m%	264,6	1	0,42	0,547	m%	9	1	0,02	0,902	m%	15	1	0,02	0,898
A%	305,0	1	0,48	0,519	A%	15	1	0,03	0,875	A%	506	1	0,63	0,462
a%	348,5	1	0,55	0,492	a%	2	1	0,00	0,951	a%	129	1	0,16	0,705
Spore	8865,2	6	2,33	0,185	Spore	37294	6	11,27	0,009 **	Spore	36244	6	7,56	0,021 *
F%×Spore	982,9	5	0,31	0,888	F%×Spore	3523	5	1,28	0,397	F%×Spore	4388	5	1,10	0,460
M%×Spore	1548,3	5	0,49	0,775	M%×Spore	5172	5	1,88	0,253	M%×Spore	7330	5	1,83	0,261
m%×Spore	1617,1	5	0,51	0,761	m%×Spore	4881	5	1,77	0,273	m%×Spore	7242	5	1,81	0,265
A%×Spore	2424,6	3	1,28	0,378	A%×Spore	7971	3	4,82	0,062	A%×Spore	7510	3	3,13	0,125
a%×Spore	0,0				a%×Spore	0				a%×Spore	0			
Residuals	3166,6	5			Residuals	2758	5			Residuals	3995	5		

	SCE	DDL	F	P		SCE	DDL	F	P		SCE	DDL	F	P
PFA					PFR					PFR/PFA				
F%	919,6	1	3,08	0,140	F%	6520,4	1	26,97	0,003 **	F%	0,53	1	7,98	0,037 *
M%	872,0	1	2,92	0,148	M%	5734,6	1	23,72	0,005 **	M%	0,44	1	6,57	0,051 ,
m%	865,8	1	2,9	0,150	m%	5732,6	1	23,71	0,005 **	m%	0,50	1	7,48	0,041 *
A%	107,0	1	0,36	0,576	A%	194,6	1	0,81	0,411	A%	0,01	1	0,12	0,747
a%	5,9	1	0,02	0,894	a%	320,7	1	1,33	0,302	a%	0,06	1	0,84	0,403
Spore	9287,6	6	5,18	0,046 *	Spore	7132,3	6	4,92	0,051 ,	Spore	0,50	6	1,26	0,408
F%×Spore	2259,5	5	1,51	0,331	F%×Spore	1239,8	5	1,03	0,489	F%×Spore	0,28	5	0,85	0,571
M%×Spore	1660,1	5	1,11	0,456	M%×Spore	627,2	5	0,52	0,756	M%×Spore	0,37	5	1,13	0,449
m%×Spore	1754,6	5	1,17	0,432	m%×Spore	1032,8	5	0,85	0,566	m%×Spore	0,33	5	1,00	0,500
A%×Spore	567,6	3	0,63	0,625	A%×Spore	4301,0	3	5,93	0,042 *	A%×Spore	0,34	3	1,72	0,278
a%×Spore	0,0				a%×Spore	0,0				a%×Spore	0,00			
Residuals	1494,5	5			Residuals	1208,9	5			Residuals	0,33	5		

II. 2. Discussion

L'expérience de production d'inoculum par l'intermédiaire des plantules du sorgho a montré une dépendance de celles-ci aux CMA, exprimée par une colonisation par toutes les souches fongiques inoculées, ce qui témoigne de l'infectivité de ces souches fongiques utilisées.

Il a été démontré que les Poacées sont très dépendantes des mycorhizes arbusculaires (Hayman 1974; Saif et Khan, 1975). Sur le plan nutritionnel, l'association endomycorhizienne semble être particulièrement importante pour leur croissance dans des sols pauvres (Molina et al. 1978; Lopez-Sanchez et Honrubia, 1992).

En 2010, dans une étude établie sur l'espèce *Zinnia elegans*, Long *et al.*, ont démontré que les souches ; *Gigaspora margarita*, *Glomus intraradices* et *Glomus mosseae* sont infectives et effectives. Dans d'autres expérimentations, *G. constrictum* a été démontré être un inoculum mycorhizien efficace (Requena *et al.*, 2001), et mieux adapté à germer et à coloniser les racines des plantes dans les conditions expérimentales (Azcón-Aguilar *et al.*, 2003).

Toutefois, les différences dans les taux de l'efficacité de colonisation des différentes souches fongiques utilisées, peuvent être attribuées à ; i) des différences entre les champignons dans la vitesse et l'ampleur de la colonisation, ii) à l'affinité entre champignon et plante hôte, iii) ou encore aux conditions du déroulement de l'expérience.

Dans la pratique, il est très difficile d'effectuer des contrôles adéquats dans les études mycorhiziennes, parce que l'enlèvement des champignons mycorhiziens provoque des changements des propriétés chimiques, biologiques et physiques du sol, et l'inoculation avec des champignons est susceptible d'introduire d'autres organismes (Hetrick *et al.*, 1992; Koide et Li, 1989). Cependant, l'impact de facteurs microbiens ou des changements dans la fertilité du sol, suite à sa stérilisation, sur la croissance des plantes est généralement faible par rapport à l'impact des traitements mycorhiziens. Les résultats obtenus confirment ceux obtenus par (Abbott et Robson, 1981 ; Sylvia *et al.*, 1993; Dickson *et al.* ; 1999 ; Ravnskov et Jakobsen, 1995).

Certaines études ont tenté de quantifier les avantages de champignons MA dans les communautés végétales et ont mesuré l'impact de la suppression temporaire de ces champignons par l'application de fongicides. Ces études sont compliquées par les effets possibles non-cibles de fongicides, mais ont montré des rendements réduits pour certaines espèces de plantes lorsque la formation mycorhizienne a été inhibée (Gange *et al.*, 1993; Lapointe et Molard, 1997).

Le paramètre mycorhizien de dépendance (DM) a été proposé par Gerdemann (1975) afin de déterminer l'importance de la relation entre la plante hôte et les champignons, ce paramètre est défini comme la mesure dans laquelle une plante dépendante de l'association

mycorhizienne peut produire une croissance maximale. La connaissance de la dépendance mycorhizienne de l'espèce hôte est essentielle pour prédire la réponse de l'hôte à des tests d'inoculations par des CMA. cependant, la dépendance mycorhizienne d'une plante donnée n'est pas seulement déterminée par les plantes hôtes, mais aussi par le partenaire fongique et l'environnement (Estaún *et al.*, 2010).

Dans notre expérience, nous avons trouvé que *Glomus mosseae* est le plus efficace, suivi par *Glomus constrictum*, *Glomus intraradices*, *Gigaspora margarita* puis *Glomus* sp1 et *Glomus* sp2.

Nos résultats concordent avec ceux de Long *et al.* (2010) et Thilagar et Bagyaraj (2013), qui stipulent que *Glomus mosseae* est plus efficace et agit mieux sur l'amélioration de la croissance chez les plantes annuelles, que *Glomus intraradices* et *Gigaspora margarita* qui, eux, ont un effet presque similaire sur l'amélioration de la croissance. Cette amélioration de la croissance est le résultat d'une meilleure nutrition minérale (Stavros *et al.*, 2011).

Les différents paramètres de mycorhization (F%, M%, m%, A% et a%) ont affiché des taux faibles, avec des valeurs de croissance similaires. Ces taux faibles enregistrés, peuvent être expliqués par le fait que l'inoculation a été effectuée par des spores et que cette technique nécessite un temps relativement long. Nous avons été contraints d'exploiter les systèmes racinaires obtenus sur sorgho pour l'inoculation de l'olivier qui demande un temps encore plus long.

Donc, retenons que les trois morphotypes de spore isolés des trois stations d'étude sont de ce fait entretenus sous forme de racines de sorgho infectées et qu'ils sont prêts à être inoculés à l'olivier.

Un autre objectif de notre travail était d'évaluer les résultats des paramètres de croissance et de la colonisation suite à l'inoculation de la variété Ferkeni de l'olivier (*Olea europaea* L.) par plusieurs souches fongiques MA.

Les résultats obtenus montrent que tous les plants inoculés d'olivier ont montrés une amélioration dans les différents paramètres de croissance, et une présence de colonisation dans leurs racines. Ceci montre une fois de plus la dépendance endomycorhizienne de l'olivier, et témoigne de l'infectivité et de l'effectivité de toutes les souches fongiques utilisées.

Ainsi, nos résultats confirment ceux obtenus par Pitet *et al.* (2009), Meddad *et al.* (2010) , et Estaún *et al.* (2003), Abdul-Wahid *et al.* (2010) qui ont démontré que les racines de l'olivier peuvent être colonisées par *Glomus intraradices*, *Glomus constrictum* et *Glomus mosseae*.

Ces résultats montrent que toutes les souches fongiques utilisées ont influé positivement sur les paramètres de croissance de l'olivier, concordent avec les résultats obtenus par (Caravaca *et al.*, 2003b). Et comme le suggèrent Ba *et al.* (2000) et Birhane *et al.* (2012), suite à leur amélioration de la photosynthèse et de l'utilisation de l'eau, les mycorhizes jouent un rôle vital comme agents de croissance chez plusieurs arbres fruitiers.

Nos résultats rejoignent ceux trouvés par Meddad-Hamza *et al.*, (2010) qui ont démontré une meilleure croissance de l'olivier suite à son inoculation par les souches fongiques *Glomus intraradices* et *Glomus mosseae*, cependant, nos résultats témoignent d'une meilleure dépendance et d'un meilleur effet de l'espèce *Glomus intraradices* par rapport à *Glomus mosseae*.

En effet, des réponses différentes de croissance de l'olivier ont été démontré suite à son inoculation par des souches différentes de CMA (Vitagliano et Citeresi, 1999; Calvente *et al.*, 2004). *Glomus intraradices* étant l'un des champignons MA les plus efficaces dans l'amélioration de la plante sur le plan absorption de l'eau dans le sol (Marulanda *et al.*, 2003).

Castillo *et al.* (2006) ont étudié les effets de l'inoculation simple et multiple de variétés d'oliviers cvs. Arbequina et Picual avec les champignons MA, *G. intraradices*, *G. mosseae* ou *G. viscosum*. Ils ont conclu que l'inoculation préalable de plants d'olivier avec des champignons MA a contribué à améliorer l'état de santé et la vigueur des plants et réduit la gravité de la galle dans les racines par les nématodes. En conclusion, ces résultats démontrent l'impact positif des champignons MA sur la nutrition et la croissance des plantes sous la pression de l'agent pathogène de la racine.

D'après nos résultats, nous pouvons remarquer aussi des différences entre l'infectivité et l'effectivité des différentes souches fongiques utilisées chez le sorgho et l'olivier. Les champignons, *Glomus mosseae*, *Glomus constrictum* et *Glomus intraradices*, qui ont été le plus infectifs et effectifs chez le sorgho, ont perdu de cette efficacité chez l'olivier. Tandis que *Gigaspora margarita* et *Glomus* sp1, ont vu leurs infectivité et effectivité augmenter chez l'olivier par rapport au sorgho. Ces expériences suggèrent que la formation des mycorhizes dans les racines de deux espèces de plantes par un seul champignon peut être très différente, même si les deux plantes sont également réceptives au champignon.

Plusieurs travaux attestent que, les plantes et les champignons diffèrent dans leur composition et leur physiologie, (Roland *et al.*, 2008a, Roland *et al.*, 2008b), qui agissent directement sur la relation symbiotique entre champignons MA et plantes hôtes. Ils ont démontré aussi l'effet de la diversité physiologique des champignons MA en comparant les réponses des différentes espèces végétales aux souches fongiques et ont conclu qu'il existait

des variations entre les taxons et la variabilité intra spécifique au sein des espèces de champignons MA dans leur capacité à promouvoir la croissance des plantes (Lambert *et al.*, 1980; Stahl *et al.*, 1988). Ces variations peuvent aussi se manifester au niveau variétal chez la même espèce végétale.

Ces corrélations entre la diversité des champignons MA et la productivité des plantes, peuvent être une conséquence de la diversité fonctionnelle des champignons MA (van der Heijen *et al.*, 1998).

Ceci peut être expliqué par la différence dans la réponse à la mycorhization que peuvent avoir différentes variétés de la même espèce végétale face à la même souche fongique. En effet, il est difficile de déterminer les similitudes, les différences et les variations sur le comportement des différentes espèces de plantes et même des cultivars à l'égard de la symbiose mycorhizienne (Estaún *et al.*, 2010).

Gao *et al.*. (2007) ont étudié six variétés de riz inoculées avec deux champignons différents (*Glomus mosseae* et *Glomus etunicatum*). Ils ont constaté que toutes les variétés, sauf une, ont montré une meilleure croissance avec *Glomus mosseae*, tandis que *Glomus etunicatum* a amélioré la croissance des plantes dans seulement quatre variétés. Ces données indiquent que le riz a agi différemment sur les facteurs de réactivité de dépendance et non dépendance.

Le remarquable effet de la souche fongique *Glomus* sp1, par rapport aux autres souches, sur les paramètres de croissance et les paramètres de colonisation, peut suggérer une sorte d'adaptation et d'affinité de la variété Ferkeni vis-à-vis à cette souche fongique extraite dans sa rhizosphère.

En effet, les isolats de champignons MA sont souvent plus infectieux lorsqu'ils sont utilisés dans le sol à partir duquel elles ont été collectées (Molina *et al.*, 1978; Adelman et Morton, 1986; Porter *et al.*, 1987; Stahl *et al.*, 1988; Henkel *et al.*, 1989).

III. ESSAI DE CULTURE *IN VITRO* DE L'OLIVIER

III. ESSAI DE CULTURE *IN VITRO* DE L'OLIVIER

III.1. Résultats

Pour avoir des plants réussis, les micro-boutures doivent passer par une phase d'ensemencement et mise en chambre de culture, puis une phase d'acclimatation.

Sur les 35 explants mis sur gélose, 21 ont émis des racines adventives (**Figure. 23**), ce qui représente un taux de réussite, pour la première phase, de 60% (**Figure. 24**).

Après la phase de transplantation seulement malheureusement un seul plant a réussi à reprendre une activité physiologique qui s'est traduite par le développement de la partie aérienne. Donc sur un total de 35 micro-boutures, le taux de réussite final est de 2,86%.

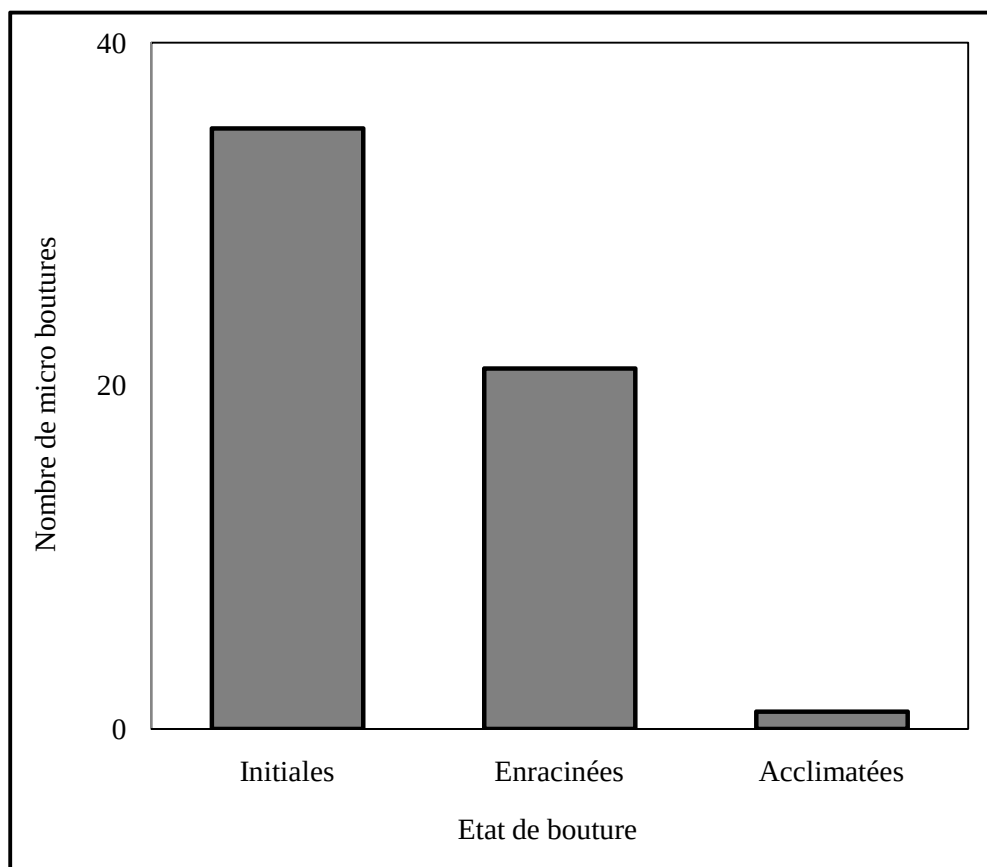


Figure 23. Nombre de micro-boutures suivant les différentes étapes de culture *in vitro*

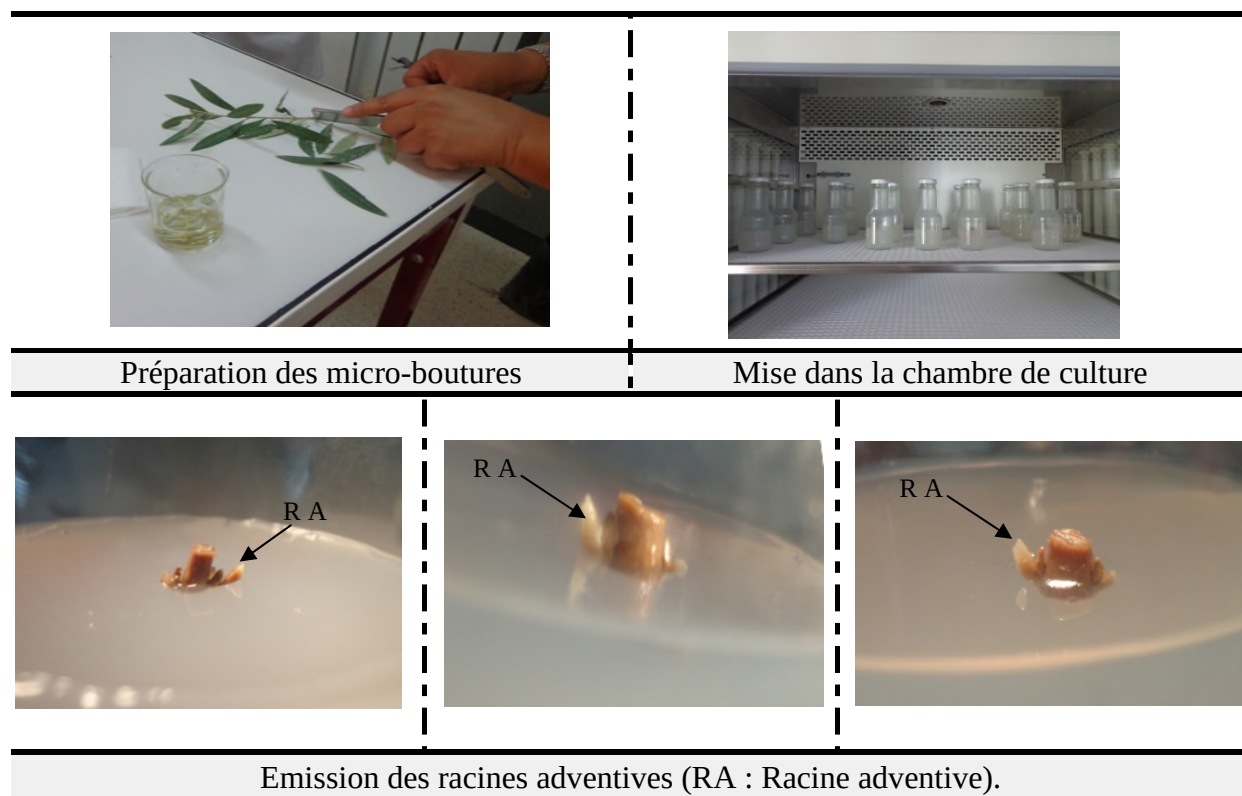


Figure 24. Étapes de la micropropagation

Il est nécessaire de signaler que notre expérience a été précédée par une autre, mais qui a présenté un problème de brunissement des boutures, que nous avons essayé de corriger par la suite avec l'utilisation de l'acide ascorbique. Cette première expérience n'a pas aboutie vu les problèmes de contamination du milieu par les champignons auxquels nous avons été confrontées (**Figure. 25**).

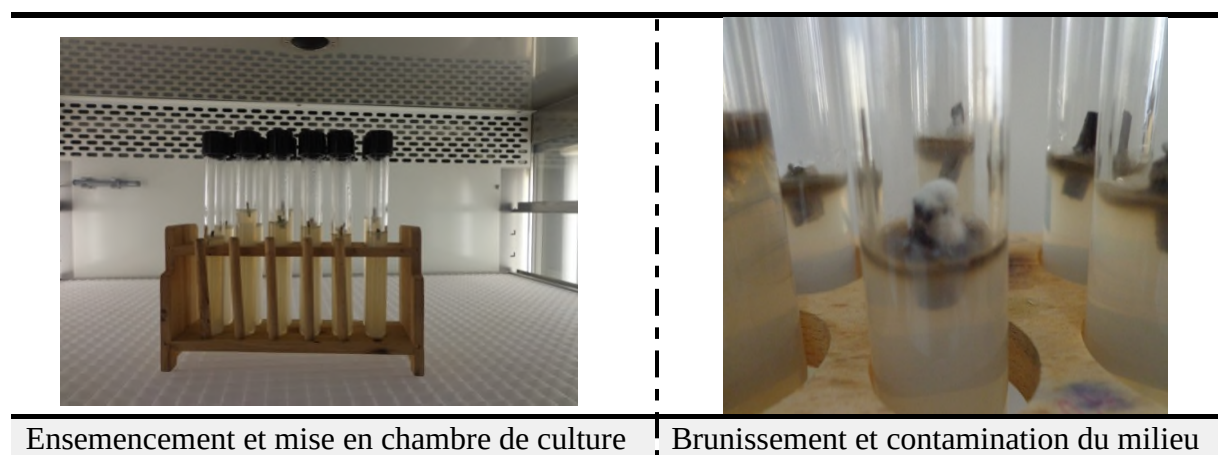


Figure 25. Brunissement et contamination des micro-boutures

III. 2. Discussion

Pour ce test de micropropagation, nous avons choisi comme matériel végétal, des microboutures issues de plants jeunes (2ans) de la variété Ferkeni et ceci pour permettre aux explants d'avoir une bonne vigueur végétative. Selon Angeles Revilla *et al.* (1996), la juvénilité est nécessaire pour la multiplication végétative des arbres.

Les résultats obtenus montrent qu'il y a eu un bon développement pour les explants ensemencés avec un taux de contamination par les champignons qui est resté dans les limites acceptables (40%). Dans une étude faite par Angeles Revilla *et al.* (1996) la culture *in vitro* de la variété Arbequina de l'olivier, a affiché un taux de contamination ne dépassant pas les 40%.

Ce taux de réussite dans la première phase (60%) est presque égal à celui trouvé par Binet *et al.* (2007) qui, eux, ont trouvé des taux variant entre 52% et 80%.

Cependant, le taux enregistré pour la phase d'acclimatation est très faible (4,762%), par rapport aux résultats obtenus par Binet *et al.* (2007) qui ont trouvé des taux qui varient de 57.66% chez la variété Tanche à 92,33% chez la variété Aglandau.

Donc, un bon taux de réussite est en relation directe avec un bon milieu de culture formé d'un mélange adéquat de toutes les substances nécessaires pour le développement des microboutures.

Dans une étude faite sur la micropropagation chez l'olivier, Binet *et al.* (2007) ont trouvé que, la concentration de l'hormone de croissance utilisée (La zéatine) a beaucoup influé sur le taux de réussite qui est passé de 00% à plus de 95,3% dans une même variété d'olivier (Laragne).

Cependant, il est à noter que le taux de réussite varie, aussi, beaucoup en fonction des variétés utilisées. Benderradji *et al.* (2007) et Binet *et al.* (2007) ont démontré que les microboutures issues de différentes variétés d'olivier ont affiché des réponses de croissance différentes et ceci au sein d'un même milieu de culture.

Donc pour avoir un bon résultat de micropropagation de cette variété d'olivier (Ferkeni), il faut chercher à concevoir un milieu de culture avec les bonnes concentrations en harmonie avec cette variété à propager, ce qui nécessite plusieurs essais et plusieurs répétitions et qui constituent la prochaine étape de notre travail.

IV. SUIVI PHÉNOLOGIQUE DE LA VARIÉTÉ FERKENI DE L'OLIVIER

IV. SUIVI PHÉNOLOGIQUE DE LA VARIÉTÉ FERKENI DE L'OLIVIER

IV.1. Résultats

IV.1.1. Suivi phénologique des différentes phases végétatives de la variété Ferkeni

Notre étude porte sur le suivi phénologique d'une variété endémique de l'olivier, la variété *Olea europaea* L. var. Ferkeni de la zone sud de la wilaya de Tébessa. Son intérêt économique est sans égal vu son rendement intéressant par rapport aux autres variétés.

La **figure 26** résume les différentes phases végétatives de la variété Ferkeni dans la station Ferkene, le **tableau 13** en donne le détail. Ainsi, la phase du repos végétatif s'étend entre la mi-novembre à la mi-janvier. Puis il y a la reprise de la végétation qui se caractérise, tout d'abord, par l'émission d'une nouvelle pousse de couleur claire, puis par l'apparition de boutons floraux vers la mi-mars qui vont, un mois après, s'épanouir en pleine floraison. Vers la fin avril début mai, il y a le brunissement puis la chute des pétales. Juste après, commence la phase de nouaison, puis le fruit commence son développement jusqu'au stade de durcissement du noyau qui est atteint vers le mi mai début juin. Ces fruits vont continuer leur croissance tout au long de la période estivale, puis débute la maturation avec l'apparition d'une couleur violacée sur les fruits verts. Cette couleur vire vers une coloration uniforme violette à noire lors de la pleine maturation. Ce dernier stade d'activité végétative est atteint vers la mi-octobre début novembre. Puis l'arbre va de nouveau entrer dans une phase de repos végétatif, et le cycle continue.

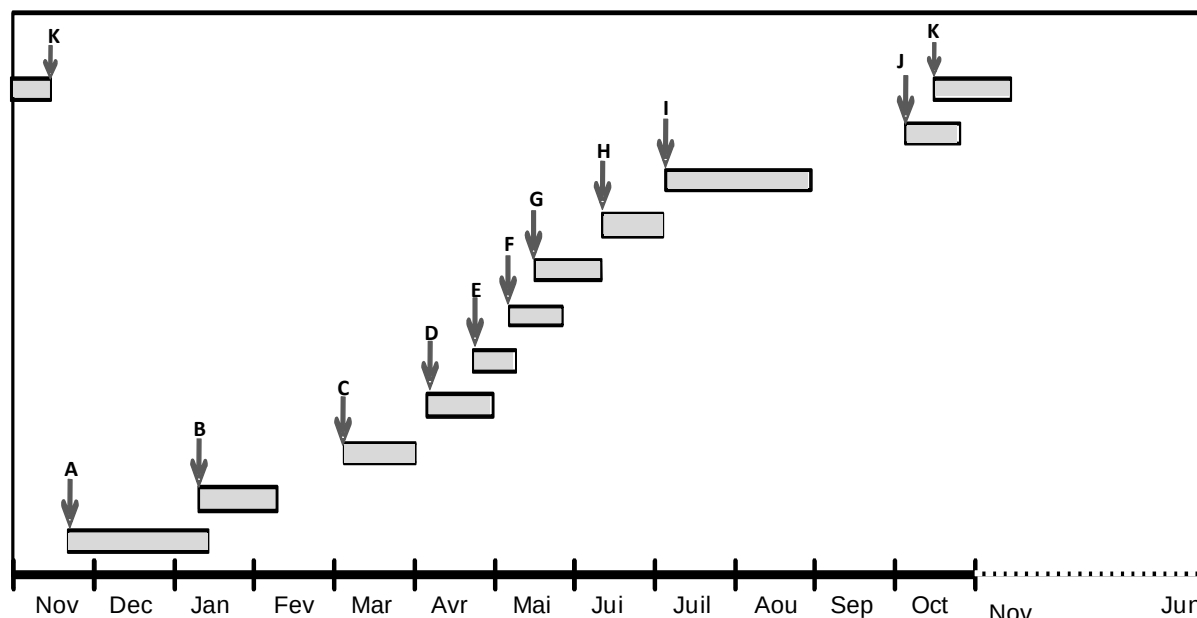


Figure 26. Suivi phénologique des différentes phases végétatives de l'olivier (variété Ferkeni)

(A : repos végétatif ; B: reprise de la végétation ; C: apparition de boutons floraux ; D: floraison ; E: chute des pétales ; F: nouaison ; G: développement des fruits ; H: durcissement du noyau ; I: croissance des fruits ; J: début de maturation ; K: maturation complète)

Tableau 13. Suivi phénologique des différentes phases végétatives de la variété Ferkeni durant les années 2011-2012.

Stades phénologiques	Phases Végétatives	caractéristiques du stade	Début	Durée	date 2011	date 2012
A	Repos végétatif	Le bourgeon terminal et les yeux axillaires sont en repos végétatif.	20 nov - 15jan	1-3 mois	20 nov - 15jan	20 nov - 15jan
B	Reprise de la végétation	Émission de nouvelles pousses de couleur claire	15 jan - 10 fev	20-25 jours	22-janv	01-févr
C	Apparition de boutons floraux	Inflorescences de couleur verte, blanchâtre à maturité	05 mars - 1avril	18-23 jours	07-mars	13-mars
D	Floraison	Fleurs ouvertes et bien apparentes, pollinisation et fécondation	05avril - 30 avril	7 jours	16-avr	27-avr
E	chute des pétales	Les pétales brunissent et se séparent du calice. Ils peuvent subsister un certain temps au sein de la grappe florale.	20 avril - 10 mai	10-20 jours	26-avr	08-mai
F	Nouaison	Les jeunes fruits apparaissent, mais dépassent peu la cupule formée par le calice.	5mai-25 mai	10-20 jours	09-mai	16-mai
G	Développement des fruits	Fruits petits mais bien apparents	15 mai - 10 juin	3-4 semaines	24-mai	03-juin
H	Durcissement du noyau	Fin de la formation des fruits devenant résistants à la coupe et à la section.	10 juin - 05 juill	7-25 jours	20-juin	29-juin
I	Croissance des fruits	Augmentation considérable de la taille des fruits et apparition des lenticelles.	05 juill - 30 aout	1,5-2 mois	03 aout	13 aout
J	Début de maturation	Au moins la moitié de la surface du fruit vire du vert au rouge violacé	05 oct - 25 oct	15-20 jours	11-oct	22-oct
K	Mâturation complète	Fruit avec une coloration uniforme violette à noire	15 oct - 15nov	1mois	22-oct	01-nov



Planche 6. Différentes phases végétatives de la variété Ferkeni

IV.1.2. Effets de la variation annuelle et de l'exposition sur les paramètres de croissance

Des statistiques ont été utilisées pour étudier la variation des différents paramètres de croissance des arbres, de la variété Ferkeni, au cours des années d'étude et en fonction de l'exposition aux quatre points cardinaux.

Cette analyse a fait ressortir que la taille des rameaux augmente au fil des années (63.48 ± 9.16 en 2010 ; 72.80 ± 10.10 en 2011 et 88.03 ± 12.74 en 2012) avec un léger avantage

pour ceux qui se trouvent exposés vers l'est (76.37 ± 14.85). Par contre ceux exposés vers le sud s'allongent moins (72.73 ± 14.25). Le deuxième paramètre de croissance, le diamètre des rameaux, a augmenté lui aussi au fil des années (0.82 ± 0.13 en 2010 ; 1.13 ± 0.18 en 2011 et 1.61 ± 0.23 en 2012) avec un léger avantage pour ceux qui se trouvent exposés vers l'est (1.26 ± 0.39). Par contre ceux exposés vers le sud croissent moins (1.09 ± 0.9). Quand au paramètre nombre des nœuds sur les rameaux, lui aussi n'échappe pas à la règle et augmente également au fil des années (222.85 ± 63.96 en 2010 ; 353.03 ± 79.48 en 2011 et 648.43 ± 183.37 en 2012) avec un net avantage pour les nœuds portés sur des rameaux exposés vers l'est (427.17 ± 238.40). Par contre ceux portés sur des rameaux exposés vers le sud sont moins nombreux (396.93 ± 217.68) (**Tableau 14**).

Tableau 14. Statistiques descriptives des paramètres de croissance (longueur des rameaux, diamètre des rameaux et nombre de nœuds) en fonction des années et des expositions.

	2010	2011	2012	Nord	Est	Sud	Ouest
Longueur							
$\bar{X}$	63,48	72,80	88,03	76,27	76,37	72,73	73,70
SD	9,16	10,10	12,74	14,20	14,85	14,25	16,01
IQR	9,25	12,25	18,75	20,25	20,75	19,75	18,50
CV	0,14	0,14	0,14	0,19	0,19	0,20	0,22
CD	0,59	0,32	0,38	0,44	0,73	0,56	0,64
CA	0,16	-0,34	-0,56	-0,10	0,62	-0,19	-0,10
Diametre							
$\bar{X}$	0,82	1,13	1,61	1,22	1,26	1,09	1,16
SD	0,13	0,18	0,23	0,36	0,39	0,39	0,34
IQR	0,20	0,20	0,20	0,60	0,70	0,58	0,55
CV	0,16	0,16	0,15	0,29	0,31	0,36	0,30
CD	0,45	0,35	-0,22	0,42	0,36	0,75	0,47
CA	0,55	0,37	0,15	-0,90	-0,87	-0,20	-1,03
Nbr. nœuds							
$\bar{X}$	222,85	353,03	648,43	408,03	427,17	396,93	400,27
SD	63,96	79,48	183,37	212,54	238,40	217,68	201,09
IQR	81,00	105,00	218,25	284,50	305,00	196,25	229,25
CV	0,29	0,23	0,28	0,52	0,56	0,55	0,50
CD	0,40	0,06	0,10	1,01	1,07	0,88	0,99
CA	0,29	-0,13	0,35	0,66	1,19	-0,61	0,16

Le modèle linéaire (**Tableau 15**) fait ressortir que pour l'année 2010, l'allongement des rameaux est lié positivement et très hautement significativement avec l'exposition des rameaux vers l'est, ces deux termes (année 2010 et exposition est) constituent l'intercept des modèles linéaires.

Tableau15. Résultats du modèle linéaire pour les effets individuels de l'année et l'exposition sur les paramètres de l'allongement des rameaux, diamètre des rameaux et nombres de nœuds chez la variété Ferkeni de l'olivier dans l'est algérien. (NS: non significatif, $P > 0.05$; *: significatif, $P < 0.05$; **: hautement significatif, $P < 0.01$; ***: très hautement significatif, $P < 0.001$).

	Valeur	ES	<i>t</i>	<i>P</i>		Valeur	ES	<i>t</i>	<i>P</i>		Valeur	ES	<i>t</i>	<i>P</i>	
	Allongement des rameaux					Diamètre des rameaux					Nombre de nœuds				
Constante	63,9	3,498	18,267	<0,001	***	0,87	0,057	15,209	<0,001	***	241	39,63	6,08	<0,001	***
2011	11,5	4,947	2,33	0,022	*	0,33	0,081	4,08	<0,001	***	126,3	56,04	2,25	0,026	*
2012	25,9	4,947	5,24	<0,001	***	0,83	0,081	10,26	<0,001	***	432,2	56,04	7,71	<0,001	***
Nord	0,8	4,947	0,16	0,872	NS	-0,02	0,081	-0,25	0,805	NS	-18,2	56,04	-0,33	0,746	NS
Sud	-2,3	4,947	-0,47	0,643	NS	-0,13	0,081	-1,61	0,111	NS	-33,7	56,04	-0,6	0,549	NS
Ouest	-0,2	4,947	-0,04	0,968	NS	-0,05	0,081	-0,62	0,538	NS	-20,7	56,04	-0,37	0,713	NS
2011 × Nord	-2,2	6,996	-0,31	0,754	NS	-0,01	0,114	-0,09	0,931	NS	-0,7	79,26	-0,01	0,993	NS
2012 × Nord	-0,5	6,996	-0,07	0,943	NS	-0,03	0,114	-0,26	0,794	NS	-2,1	79,26	-0,03	0,979	NS
2011 × Sud	-2,9	6,996	-0,41	0,679	NS	-0,04	0,114	-0,35	0,727	NS	8,1	79,26	0,1	0,919	NS
2012 × Sud	-1,1	6,996	-0,16	0,875	NS	-0,07	0,114	-0,61	0,542	NS	2,3	79,26	0,03	0,977	NS
2011 × Ouest	-3,6	6,996	-0,52	0,608	NS	-0,05	0,114	-0,44	0,663	NS	8,1	79,26	0,1	0,919	NS
2012 × Ouest	-3,8	6,996	-0,54	0,588	NS	-0,08	0,114	-0,7	0,486	NS	-26,7	79,26	-0,34	0,737	NS

Pour l'année 2011, il y a une liaison positive et significative entre l'allongement des rameaux et leur exposition vers l'est, tandis que cette liaison devient, en 2012, positive et très hautement significative.

Le diamètre des rameaux est lié également et de façon positive et très hautement significative ($P < 0.001$) avec l'exposition des rameaux vers l'est et ceci pour les trois années ; 2010, 2011 et 2012.

En ce qui concerne le nombre des nœuds, le model linéaire fait ressortir que aussi bien pour l'année 2010 que 2012, que le nombre des nœuds est lié positivement et très hautement significativement avec l'exposition des rameaux vers l'est.

Enfin pour l'année 2011, le nombre des nœuds est lié positivement et significativement avec l'exposition des rameaux vers l'est.

L'analyse de la variance à deux critères de classification (**Tableau 16**) fait ressortir qu'il y a une variation très hautement significative que ce soit pour ; l'allongement des rameaux, le diamètre des rameaux ou encore le nombre des nœuds et ceci entre les années ($P < 0.001$)

Cette même analyse fait ressortir qu'il existe une variation hautement significative du diamètre des rameaux en fonction de l'exposition des rameaux ($p = 0.003$).

Tableau 16. Modélisation des effets de « l'année » et « l'exposition des branches » sur les paramètres de phénologie chez la variété Ferkeni de l'olivier dans l'est Algérien à l'aide du test ANOVA à deux facteurs.

	<i>DDL</i>	<i>SCE</i>	<i>CM</i>	<i>F</i>	<i>P</i>	
Taille						
Année	2	12286,1	6143,1	50,20	<0.001	***
Exposition	3	302,5	100,8	0,82	0,484	
Année * Exposition	6	64,5	10,7	0,09	0,997	
Résiduels	108	13216,4	122,4			
Diametre						
Année	2	12,5287	6,2643	191,44	<0.001	***
Exposition	3	0,4827	0,1609	4,92	0,003	**
Année * Exposition	6	0,0213	0,0036	0,11	0,995	
Résiduels	108	3,534	0,0327			
Nbre. nœuds						
Année	2	3804277	1902138	121,12	<0.001	***
Exposition	3	16488	5496	0,35	0,789	
Année * Exposition	6	4748	791	0,05	1,000	
Résiduels	108	1696116	15705			

IV. 2. Discussion

Le climat et la végétation sont si étroitement liés qu'ils peuvent être difficiles à démêler. En agriculture, les modèles bioclimatiques basés sur la phénologie, se sont révélés être des outils précieux pour la prédiction des rendements des oliviers (Galan *et al.*, 2008). Après la dormance, le calendrier des différentes phases (bourgeonnement, feuillaison et floraison) est principalement régulé par la température (Orlandi *et al.*, 2009).

Les résultats illustrés par le **tableau 13** montrent que la variété Ferkeni de l'olivier présente des stades phénologiques précoces par rapport à ceux enregistrés dans d'autres variétés comme l'Arbéquina, le Chemchali, le Koroneiki, le Chemlali, le Chétoui ou le Oueslati (Chaari Rkhis *et al.*, 2009). Les conditions climatiques peuvent être à l'origine de ces fluctuations (Legave, 2011), entre autres, par la température élevée (climat aride et chaud). En effet, un des principaux facteurs qui influent sur le cycle de reproduction, la croissance et le développement des végétaux est la température (Fornaciari *et al.*, 2009 ; Orlandi *et al.*, 2009). La température et la photopériode exercent un effet très important sur les différentes phases de croissance et surtout sur la phase de floraison (Cenci *et al.*, 1997).

Une température plus élevée induit un avancement et un raccourcissement dans la phase de floraison (Fornaciari *et al.*, 2009). Par contre, les températures basses peuvent défolier les arbres, tuer les branches ou même tuer les arbres (Vossen, 2009).

Pour la variété Ferkeni, d'après le **tableau 13**, la date de la pleine floraison est atteinte le 16 avril en 2011, tandis que certaines autres variétés comme la Kalamon ou la Pendolino atteignent leur pleine floraison vers le 12 mai, ce qui représente presque un mois de retard par rapport à la variété Ferkeni (Vossen, 2009).

Le suivi du cycle de la végétation de la variété Ferkeni laisse apparaître une légère variation qui se traduit par un avancement de huit (08) jours lors de l'année 2011 par rapport à l'année 2012, ce qui confirme l'effet de la hausse de la température sur l'avancement du cycle. Il est à rappeler que la température moyenne à Ferkene était de 23.95 °C en 2011 et de 19.8 °C en 2012.

La température élevée influe, aussi, sur l'accélération du phénomène de la fructification. Ainsi, d'après le **tableau 13**, on remarque que le stade de la maturation complète est atteint le 22 octobre pour la variété Ferkeni, ce même stade n'est atteint, parfois, pour d'autres variétés, comme la Kalamon, que vers le 25 décembre (Vossen, 2009). La température influe donc sur

la floraison, la feuillaison, la dormance, l'induction et l'organogenèse florales, la dormance des bourgeons et des semences, la phénologie végétative et florale et agit aussi sur les processus de fructification, dissémination, pollinisation, fécondation, coloration et maturation des fruits (Legave, 2011).

Les résultats montrent que généralement l'exposition aux différents points cardinaux n'exerce aucun effet sur les paramètres de croissance, excepté le diamètre des rameaux. Toutefois, ces paramètres de croissance enregistrent une augmentation au fil des années, même si cette augmentation reste un peu faible par rapport à d'autres études où l'allongement relatif moyen des rameaux et le nombre relatif moyen des nœuds ont atteint respectivement 0,92 et 1,59 (Chaari Rkhis *et al.*, 2009) alors que dans notre expérience, ces taux ne dépassent pas respectivement 0,21 et 0,84. Ceci s'explique par l'âge des arbres sélectionnés. En effet, ces arbres ont plus de 40 ans, et ils ont donc atteint le stade de pleine vigueur d'où une croissance moindre par rapport aux jeunes arbres en pleine croissance.

Il est nécessaire d'avoir une longue série de données afin d'interpréter correctement la tendance climatique et d'éviter les connaissances partielles et/ou erronées du comportement phénologique complexe. Avec des observations continues de cette variété d'olivier, cette étude, avec son potentiel d'interprétation, pourrait être utile pour montrer la réponse végétative de la reproduction de cette variété particulière face aux changements climatiques locaux.

Conclusion et perspectives

Conclusion et perspectives

Au terme de cette étude, il nous semble important d'évoquer les principaux résultats auxquels nous sommes parvenus.

Notre étude nous a permis de mettre en évidence le rôle prépondérant des champignons mycorhizogènes arbusculaires sur la croissance de l'olivier (*Olea europaea* L.) dans trois stations de l'Est algérien, la station de Machrouha dans la wilaya de Souk Ahras et les stations de Morsott et Ferkene dans la wilaya de Tébessa.

- Dans notre première investigation qui s'est déroulée le long des années 2010, 2011 et 2012, nous avons démontré que, quelle que soit la station, les racines de l'olivier étaient colonisées par des champignons mycorhiziens arbusculaires provenant de sa rhizosphère, cette colonisation du système racinaire varie de façon très hautement significative que ce soit entre les années ou entre les étages bioclimatiques. De plus, elle est beaucoup plus importante au printemps et en automne qu'en hiver et en été, et les différences entre les saisons sont très hautement significatives.

A partir de ces résultats, nous avons tenté de déterminer la diversité des spores de ces champignons dans les trois stations et nous avons présenté les différents morphotypes rencontrés durant les différentes saisons.

Il s'est avéré que la diversité la plus importante s'est révélée dans les stations de Machrouha et Ferkene. Néanmoins, les morphotypes les plus répandus ont été décrits en nous basant sur les clefs de détermination et sur les descriptions de spores sur les sites web.

Vu les difficultés et les incertitudes rencontrées dans la détermination des espèces dues notamment au manque de réactifs, nous n'avons pas pu en faire l'identification et nous nous sommes arrêtés au rang du genre. Ainsi, tous les morphotypes rencontrés appartiennent surtout au genre *Glomus* et à un moindre degré au genre *Gigaspora*.

Par ailleurs, nous avons fait un suivi de la dynamique fongique, en déterminant, chaque saison, la densité des spores des CMA dans ces sols ainsi que leur richesse en propagules infectives. Les résultats ont montré que quelles que soit l'année ou la station, la densité sporale reste très importante et atteint son maximal dans la saison printanière. De même pour le MPN, où le nombre le plus probable de propagules infectives a atteint les 1950 propagules par kg de sol.

- De là, et dans le second volet de cette thèse, nous avons procédé à l'inoculation contrôlée de plantules de sorgho, puis des plantules de la variété Ferkeni de l'olivier issues par bouturage et élevées en conditions semi-axéniques avec trois souches de *Glomus* isolées de

sols d'oliveraies algériennes et sélectionnées pour leur abondance, et aussi avec des souches de commerce ; *Glomus intraradices*, *Glomus mosseae* et *Gigaspora margarita*.

Les résultats de la colonisation, qui reste probablement sous-estimée, montrent que, comparées aux souches commercialisées, les souches locales sont infectives et colonisent rapidement le système racinaire des plantules inoculées, d'autre part, leurs effets sur les différents paramètres de la croissance sont très hautement significatifs.

De plus, les résultats de la mycorhization contrôlée montrent que ces partenaires fongiques ne semblent pas être spécifiques, même s'il existe une certaine variabilité entre les taux de colonisation enregistrés chez le sorgho par rapport à ceux chez l'olivier. Par ailleurs, l'olivier Ferkeni peut établir des symbioses avec plusieurs types de CMA qui diffèrent par leur position phylogénétique et leur écologie hors de l'association, et de ce fait, le Ferkeni devrait être peu spécifique dans la nature.

Ces résultats encourageants témoignent de la grande efficacité des souches locales sélectionnées et suggèrent des perspectives prometteuses à ce type de recherche.

- Dans le troisième volet de cette thèse, nous avons fait un essai de culture *in vitro* de la variété Ferkeni. Les résultats obtenus ont montré qu'en plus de difficultés de réalisation rencontrées, cette technique présente un faible taux de réussite par rapport à celle du bouturage, cependant, elle mérite d'être reprise afin d'optimiser les paramètres conditionnant l'obtention d'explants sains et vigoureux

- Dans le dernier volet, le suivi phénologique de la variété Ferkeni de l'olivier durant trois campagnes agricoles (2010-2012), nous a permis de mettre en évidence les qualités de la précocité de cette variété dans son biotope naturel. En ce qui concerne les phénologies de la croissance végétative et de la floraison, elles présentent certaines variations significatives d'une campagne à une autre et en fonction de l'exposition selon les quatre points cardinaux. Nos résultats suggèrent que cette variété est le résultat d'une domestication locale mais également d'une diversification secondaire. La validation de cette hypothèse nécessite d'analyser les relations génétiques entre cette variété et d'autres variétés qui lui sont proches.

Cette thèse, qui visait l'étude de la structure écologique et évolutive des symbioses mycorhiziennes de l'olivier et plus précisément de la variété Ferkeni, livre plusieurs questions. Les questions qui pourront éventuellement être traitées en priorité sont les suivantes :

- Les réseaux mycorhiziens observés dans une station donnée peuvent-ils être prédits par des variables environnementales (comme la température ou les précipitations) et/ou

géographiques (comme le sol)? Cette question devra probablement être traitée en augmentant les inventaires actuels des partenaires mycorhiziens à plusieurs sites d'investigation.

- La spécificité du support de l'olivier *Olea europaea* L. var Ferkeni est-elle liée à une spécialisation pour un cortège de mycorhizes qui serait lui-même lié à l'espèce d'arbre *Olea europaea* L.? Là encore, des expériences sur différentes variétés, permettraient de répondre à cette question ; des travaux de détection des champignons dans leur environnement (sol) seraient également utiles.

- Les souches indigènes sélectionnées comme partenaires mycorhiziens pour la variété Ferkeni, ont-elles un rôle plus large pour les autres variétés ?

- Une fois que ces plantes inoculées seront transplantées dans le milieu naturel, les champignons qui ont servi d'inoculum, seront-ils assez compétitifs par rapport aux souches locales pour persister dans le milieu naturel ?

- Enfin, parmi les souches fongiques non identifiées, certaines d'entre elles ne seraient-elles pas probablement nouvelles ? Pour répondre à cette question, l'identification moléculaire de ces souches s'avère indispensable il est nécessaire aussi de les conserver dans une mycothèque locale et pourquoi pas les répertorier au niveau de la banque mondiale des Gomales. Ce qui permettra ultérieurement la production d'inoculum prêts à l'emploi

L'Algérie est une des contrées où se répand l'olivier et où il trouve le climat idéal pour son développement. Le gouvernement algérien vise d'une part, à augmenter considérablement les surfaces de cette culture et même l'introduire dans les zones arides, d'autre part, à améliorer la qualité de la production existante.

Aujourd'hui, le défi est de véhiculer une image valorisant la variété Ferkeni à travers son histoire, ses potentiels et ses intérêts.

La mycorhization contrôlée en pépinière de cette variété constitue une alternative prometteuse qui pourrait améliorer nettement la culture de cet arbre et de là, sa production en huile et en olives de table.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- Abbott LK, Robson AD (1978). Growth of subterranean clover in relation to the formation of endomycorrhizas by introduced and indigenous fungi in a field soil. *New Phytologist* 81: 575–585.
- Abbott LK, Robson AD (1981). Infectivity and effectiveness of five endomycorrhizal fungi: competition with indigenous fungi in field soils. *Australian J. Agricultural Research* 32: 621–630.
- Abbott LK, Robson AD (1984). The effect of root density, inoculum placement and infectivity of inoculum on the development of vesicular-arbuscular mycorrhizas. *New Phytologist* 97: 285–299.
- Abbott LK, Robson AD (1991). Factors influencing the occurrence of vesicular-arbuscular mycorrhizas. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 35: 121–150.
- Abbott LK, Robson AD (1985). The effect of soil pH on the formation of VA mycorrhizas by two species of *Glomus*. *Australian J. Soil. Res* 23: 253–261.
- Abdul-Kareem AW, McRae SG (1984). The effects on topsoil of long-term storage in stockpiles. *Plant Soil* 76: 357–363.
- Adelman MJ, Morton JB (1986). Infectivity of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi: influence of host-soil diluent combinations on MPN estimates and percentage colonization. *Soil Biol. Biochem* 18: 77–83.
- Akhtar MS, Siddiqui ZA (2008). Arbuscular mycorrhizal fungi as potential bioprotectants against plant pathogens. In: Siddiqui ZA, Akhtar MS et Futai K. (eds) *Mycorrhizae: Sustainable agriculture and forestry*. Springer Netherlands, pp: 61–97.
- Akiyama K, Matsuoka H, Hayashi H (2002). Isolation and identification of a phosphate deficiency-induced C-glycosyl flavonoid that stimulates arbuscular mycorrhiza formation in melon roots. *Mol. Plant Microbe. In.* 15: 334–340.
- Alexander I, Ahmad N, See LS (1992). The role of mycorrhizas in the regeneration of some Malaysian forest trees. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London* 335: 379–388.
- Alguacil, M, F. Caravaca, P. Díaz-Vivancos, Hernández JA, Roldán A (2006). Effect of arbuscular mycorrhizae and induced drought stress on antioxidant enzyme and nitrate reductase activities in *Juniperus oxycedrus* L. grown in a composted sewage sludge-amended semi-arid soil. *Plant. Soil* 279: 209–218.
- Allen EB, Allen MF (1986). Water relations of xeric grasses in the field: interactions of mycorrhizas and competition. *New Phytologist* 104: 559–571.
- Allen MF (1992). *Mycorrhizal Functioning*. Chapman Hall, New York.
- Allen MF, Boosalis MG (1983). Effects of two VA-mycorrhizal fungi on drought tolerance of winter wheat. *New Phytol* 93: 67–76.
- An ZQ, Hendrix JW, Hershman DE, Henson GT (1990). Evaluation of the ‘Most Probable Number’ (MPN). and wet-sieving methods for determining soil-borne populations of endogonaceous mycorrhizal fungi. *Mycologia* 82: 576–581.
- Andrade SAL, Silveria APD (2008). Mycorrhiza influence on maize development under Cd stress and P supply. *Braz. J. Plant Physiol* 20: 39–50.
- Argenson C, Regis S, Jourdain JM, Vaysse P (1999). *The olive tree. L'olivier*. Centre technique interprofessionnel des fruits et légumes, Paris.

- Asslah H (2009). « OLEOMED » Forum Interprofessionnel de la Filière Oléicole Alger, 29 et 30 Mars 2009.
- Azcón R, Barea JM (1992). The effect of vesicular-arbuscular mycorrhizae in decreasing Ca acquisition by alfalfa plants in calcareous soils. *Biol Fertility Soils* 13: 155–159.
- Azcón R, Ruiz-Lozano JM, Rodriguez R (2001). Differential contribution of arbuscular mycorrhizal fungi to plant nitrate uptake of 15N under increasing N supply to the soil. *Can. J. Bot* 79: 1175–1180.
- Azcón-Aguilar C, Jaizme-Vega MC, Calvet C (2002). Plant defense responses induced by arbuscular mycorrhizal fungi, In: Gianinazzi S, Schuepp H, Barea JM (Eds), *Mycorrhizal Technology in Agriculture*, Birkhauser press, Basel, pp. 187–198.
- Azcón-Aguilar, Palenzuela J, Roldán A, Bautista S, Vallejo R, Barea JM (2003). Analysis of the mycorrhizal potential in the rhizosphere of representative plant species from desertification-threatened Mediterranean shrublands. *Appl. Soil. Ecol* 22: 29–37.
- Bâ M, Plenchette C, Danthu P, Duponnois R, Guissou T (2000). Functional compatibility of two arbuscular mycorrhizae with thirteen fruit trees in Senegal. *Agroforestry Systems* 50: 95–105.
- Bagnouls F, Gaussen H (1957). Les climats biologiques et leur classification. *Annales de Géographie* 66: 193–220.
- Bago B, Vierheiling H, Piche Y, Azcon-Aguilar C (1996). Nitrate depletion and pH changes by the extraradical mycelium of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* grown in monoxenic culture, *New Phytol* 133: 273–280.
- Bécard G, Kosuta S, Tamasloukht M, Séjalon-Delmas N, Roux C (2004). Partner communication in the arbuscular mycorrhizal interaction. *Can. J. Bot* 82: 1186–1197.
- Benderradji L, Bouzerzour H, Ykhlef N, Djekoun A, Kellou K (2007). Reponse a la culture *in vitro* de trois varietes de l'olivier (*Olea europaea* L.). *Sciences & Technologie* 26: 27–32.
- Bever JD, Morton J (1999). Heritable variation and mechanisms of inheritance of spore shape within a population of *Scutellospora pellucida*, an arbuscular mycorrhizal fungus. *American J Botany* 86: 1209–1216.
- Bever JD, Morton JB, Antonovics J, Schultz PA (1996). Host-dependent sporulation and species diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in a mown grassland. *J Ecol* 84: 71–82.
- Biermann BJ, Linderman RG (1983). Use of vesicular-arbuscular mycorrhizal roots, intraradical vesicles and extraradical vesicles as inoculum. *New Phytologist* 95: 97–105.
- Binet MN, Lemoine MC, Martin C, Chambon C, Gianinazzi S (2007). Micropropagation of olive (*Olea europaea* L.) and application of mycorrhiza to improve plantlet establishment. *In Vitro Cellular & Developmental Biology–Plant*, 43(5): 473–478.
- Birhane E · Sterck FJ · Fetene M · Bongers F. Kuyper TW (2012). Arbuscular mycorrhizal fungi enhance photosynthesis, water use efficiency, and growth of frankincense seedlings under pulsed water availability conditions. *Oecologia* 169: 895–904.
- Blaszkowski. J (2006). Life cycle, significance and structures of arbuscular mycorrhizal. <http://www.agro.ar.szczecin.pl/jblaszkowski/SpeciesdescriptionsAMF.html>
- Boby VU, Bagyaraj, DJ (2003). Biological control of root-rot of *Coleus forskohlii* Briq using microbial inoculants. *World J. Microbiol. Biotechnol* 19: 175–180.
- Bonfante P, Genre A (2008). Plants and arbuscular mycorrhizal fungi: an evolutionary developmental perspective. *Trends. Plant. Sci* 13: 492–498.

- Bonfante P, Selosse MC (2010). A glimpse into the past of land plants and of their mycorrhizal affairs: from fossils to evo-devo. *New Phytol* 186: 267–270
- Bonfante-Fasolo P, Perotto S (1992). Plant and endomycorrhizal fungi: the cellular and molecular basis of their interaction, *In*: Verma D (Ed), Molecular signals in plant-microbe communications, CRS Press, Boca Raton, FL, USA, pp. 445–470.
- Bonneau M, Souchier B (1994). Pédologie: Constitutions et propriétés du sol.
- Boughalleb F, Hajlaoui H (2011). Physiological and anatomical changes induced by drought in two olive cultivars (cv Zalmati and Chemlali). *Acta Physiol Plant* 33:53–65
- Bowen GD (1987). The biology and physiology of infection and its development. In ‘Ecophysiology of VA mycorrhizal plants.’ (Ed. GR Safir). pp. 27–57. (CRC Press Inc.: Boca Raton).
- Brady NC, Weil RR (1996). *The Nature and Properties of Soils* (11^e Ed). New Jersey,U.S.A.: Prentice-Hall, Inc. 739 pp.
- Brundrett MC, Piche Y, Peterson RL (1984). A new method for observing the morphology of vesicular–arbuscular mycorrhizae. *Canadian J. Botany* 62: 2128–2134.
- Brundrett MC, Kendrick WB (1990). The roots and mycorrhizas of herbaceous woodland plants. I. quantitative aspects of morphology. *New Phytologist* 114, 457–468.
- Brundrett MC (1991). Mycorrhizas in natural ecosystems. *Adv Ecol Res* 21: 171–213.
- Brundrett MC (1999). Mycorrhizal associations of Australian plants
<http://www.ffp.csiro.au/research/mycorrhiza/ozplants.html>
- Brundrett MC, Abbott LK (1994). Mycorrhizal fungus propagules in the jarrah forest: I. Seasonal study of inoculum levels. *New Phytologist* 127: 539–546.
- Brundrett MC, Abbott LK (1995). Mycorrhizal fungus propagules in the jarrah forest. II. Spatial variability in inoculum levels. *New Phytologist* 131: 461–469.
- Brundrett MC, Abbott LK (2002). Microorganisms in Plant Conservation and Biodiversity. Kluwer Academic Publishers. K.Sivasithamparam, K.W.Dixon & R.L.Barrett (eds) pp: 151–193.
- Brundrett MC, Abbott LK, Jasper DA (1999a). Glomalean mycorrhizal fungi from tropical Australia. I. Comparison of the effectiveness and specificity of different isolation procedures. *Mycorrhiza* 8: 305–314.
- Brundrett MC, Ashwath N, Jasper DA (1996b). Mycorrhizas in the Kakadu region of tropical Australia. II. Propagules of mycorrhizal fungi in disturbed habitats. *Plant. Soil* 184: 173–184.
- Brundrett MC, Bougher N, Dell B, Grove T, Malajczuk N (1996c). Working with mycorrhizas in forestry and agriculture.’ (Australian Centre for International Agricultural Research: Canberra).
- Brundrett MC, Jasper DA, Ashwath N (1999b). Glomalean mycorrhizal fungi from tropical Australia. II. The effect of nutrient levels and host species on the isolation of fungi. *Mycorrhiza* 8: 315–321.
- Brundrett MC, Kendrick WB (1990). The roots and mycorrhizas of herbaceous woodland plants. I. Quantitative aspects of morphology. *New Phytologist* 114: 457–468.
- Brundrett MC (2009). Mycorrhizal associations and other means of nutrition of vascular plants: understanding the global diversity of host plants by resolving conflicting information and developing reliable means of diagnosis. *Plant and Soil*, 320(1-2), 37-77.

- Bryla DR, Duniway JM (1997). Effects of mycorrhizal infection on drought tolerance and recovery in safflower and wheat. *Plant. Soil* 197: 95–103.
- Bucher M (2007). Functional biology of plant phosphate uptake at root and mycorrhiza interfaces, *New Phytol* 173: 11–26.
- Buee M, Rossignol M, Jauneau A, Ranjeva R, Becard G (2000). The pre-symbiotic growth of arbuscular mycorrhizal fungi is induced by a branching factor partially purified from plant root exudates, *Mol. Plant Microbe Int* 13: 693–698.
- Bunn RA, Zabinski CA (2003). Arbuscular mycorrhizae in thermal-influenced soils in Yellowstone National Park. *West. North Am. Nat* 63: 409–415.
- Calvente R, Cano C, Ferrol N, Azcon-Aguilar C, Barea JM (2004). 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.* 26, 11–19.
- Caravaca F, Barea JM, Palenzuela J, Figueroa D, Alguacil MM, Roldán A (2003a). Establishment of shrub species in a degraded semiarid site after inoculation with native or allochthonous arbuscular mycorrhizal fungi. *Appl. Soil. Ecol* 22: 103–111.
- Caravaca F, Díaz E, Barea JM, Azcón-Aguilar C, Roldan A (2003b). Photosynthetic and transpiration rates of *Olea europaea* subsp. *sylvestris* and *Rhamnus lycioides* as affected by water deficit and mycorrhiza. *Biologia plantarum* 46: 637–639.
- Castillo P, Nico AI, Azcón-Aguilar C, Del Río Rincón C, Calvet C, Jiménez-Díaz RM (2006). Protection of olive planting stocks against parasitism of root-knot nematodes by arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant Pathol* 55: 705–713.
- Cenci CA, Putzalis M, Lorenzetti MC (1997) Forecasting anthesis dates of wild vegetation on the basis of thermal and photother- mal indices. In: Lieth H, Schwartz MD (eds) Phenology of seasonal climates I. Backhuys, The Netherlands, pp 93–104
- Chaari RA, Gueriani L, Kammoun N, Ouled Amor A, Maalej M (2009). Comportement de six variétés d'olivier à huile dans le biotope de Taous (Sfax.Tunisie) : Résultats de 4 campagnes de suivi. Olivebioteq 2009. Pp 45–50.
- Chambers JM (1992). Linear models (Chapter 4). In: Chambers JM & Hastie TJ (eds) *Statistical Models in S*. Wadsworth & Brooks/Cole.
- Charest C, Dalpé Y, Brown A (1993). The effect of vesiculararbuscular mycorrhizae and chilling on two hybrids of *Zea mays* L. *Mycorrhiza* 4: 89–92.
- Chaudhary VB, Lau MK, Johnson NC (2008). Macroecology of Microbes-Biogeography of the Glomeromycota. Varma A. (ed.). *Mycorrhiza*: 529-561.
- Christie P, Li X, Chen B (2004). Arbuscular mycorrhiza can depress translocation of zinc to shoots of host plants in soils moderately polluted with zinc. *Plant Soil* 261: 209–217.
- CIDES (Centre d'information et de développement expérimental en sericulture) (1999). Micropropagation pour l'entreprise sericole. Cahier de références techniques.
- Clapp JP, Fitter AH, Young JPW (1999). Ribosomal small subunit sequence variation within spores of an arbuscular mycorrhizal fungus, *Scutellospora* sp. *Molecular Ecol* 8: 915–921.
- Clapp JP, Young JPW, Merryweather JW, Fitter AH (1995). Diversity of fungal symbionts in arbuscular mycorrhizas from a natural community. *New Phytologist* 130: 259–265.

- Cochran WG (1950). Estimation of bacterial densities by means of the most probable number. *Biometrics* 6:105-116.
- Corkidi L, Rincón E (1997). Arbuscular mycorrhizae in a tropical sand dune ecosystem on the Gulf of Mexico. I. Mycorrhizal status and inoculum potential along a successional gradient. *Mycorrhiza* 7: 9–15.
- Cruz AF, Ishii T, Kadoya K (2000). Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on tree growth, leaf water potential, and levels of 1-aminocyclopropane-1-carboxylic acid and ethylene in the roots of papaya under water-stress conditions. *Mycorrhiza* 10: 121–123.
- Daft MJ, Spencer D, Thomas GE (1987). Infectivity of vesicular-arbuscular mycorrhizal inocula after storage under various environmental conditions. *Transactions British Mycol Soci* 88: 211–27.
- Danneberg G, Latus C, ZimmerW, Hundeshagen B, Schneider-Poetsch Hj, Bothe H (1992). Influence of vesicular arbuscular mycorrhiza on phytohormone balances in maize (*Zea mays* L.). *J. Plant Physiol* 141: 33–39.
- Davies FT, Potter JR, Linderman RG (1992). Mycorrhiza and repeated drought exposure affect drought resistance and extraradical hyphae development of pepper plants independent of plant size and nutrient content. *J. Plant Physiol* 139: 289–294.
- Davies FT, Puryear JD, Newton RJ, Egilla JN, Grossi JAS (2001). Mycorrhizal fungi enhance accumulation and tolerance of chromium in sunflower (*Helianthus annuus*), *J. Plant Physiol* 158: 777–786.
- Dickson S, Smith FA, Smith SE (2007). Structural differences in arbuscular mycorrhizal symbioses: more than 100 years after Gallaud, where next? *Mycorrhiza* 17: 375–393.
- Dickson S, Smith SE, Smith FA (1999). Characterisation of two arbuscular mycorrhizal fungi in symbiosis with *Allium porrum*: colonization, plant growth and phosphate uptake. *New Phytologist* 144, 163–172.
- Direction des Services Agricoles (DSA)
- Dotzler N, Walker C, Krings M, Hass H, Kerp H, Taylor TN, Agerer R (2009). Acaulosporoid glomeromycotan spores with a germination shield from the 400-million-year-old Rhynie chert. *Mycol Prog* 8: 9–18.
- Douds DD Jr, Millner PD (1999). Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in agroecosystems. *Agricul. Ecosyst Envir* 74: 77–93.
- Eckardt NA (2005). Insights into plant cellular mechanisms: of phosphate transporters and arbuscular mycorrhizal infection. *Plant Cell* 17: 3213–3216.
- Estaun V, Cambrubí A, Calvet C, Pinochet J (2003). Nursery and field response of olive trees inoculated with two arbuscular mycorrhizal fungi, *Glomus Intraradices* and *Glomus Mosseae*. *J Am Soc Hort Sci* 128:767–75.
- Estaún V, Calvet C, Camprubí A (2010). Effect of Differences Among Crop Species and Cultivars on the Arbuscular Mycorrhizal Symbiosis. H. Koltai and Y. Kapulnik (eds.), *Arbuscular Mycorrhizas: Physiology and Function* 279–295.
- Fan QJ, Liu JH (2011). Colonization with arbuscular mycorrhizal fungus affects growth, drought tolerance and expression of stress-responsive genes in *Poncirus trifoliata*. *Acta Physiologiae Plantarum* 33: 1533–1542.

- FAO (2003). Strategie et politique agricole. Analyse de filiere. l'olivier, contraintes et potentialites. FAO Projet "Assistance au Recensement Agricole".
- Feil W, Kottke I, Oberwinkler F (1988). The effect of drought on mycorrhizal production and very fine root system development of Norway spruce under natural and experimental conditions. *Plant soil* 108: 221–231.
- Ferrol N, Barea JM, Azcon–Aguilar C (2002). Mechanisms of nutrient transport across interfaces in arbuscular mycorrhizas. *Plant. Soil* 244: 231–237.
- Fornaciari M, Msallem M, Orlandi F, Ben Dhiab A, Sgromo C, El Behi AW, Romano B. (2009). Interaction between some environmental parameters and behavior of different varieties of olive cultivars in Tunisia. Olivebioteq
- Fortin A, Plenchette C, Piche Y (2011). Les mycorrhizes: la nouvelle révolution verte de Editions Multimondes et Editions QUAE.
- Fox J. Getting started with the R commander (2005): a basic-statistics graphical user interface to R. *J Stat Softw* 14:1–42.
- Fragga-Beddiar A, Le Tacon F (1990). Interaction between a VA Mycorrhizal Fungus and *Frankia* Associated with Alder (*Alnus glutinosa* (L.) Gaetn.). Symbiosis,. Balban Publishers. Philadelphia. pp. 247-256.
- Fusconi A, Berta G (2012). Environmental stress and role of arbuscular mycorrhizal symbiosis. In: Ahmad P, Prasad MNV (eds) Abiotic Stress Responses in Plants: Metabolism, Productivity and Sustainability. Springer New York. pp: 197–214.
- Galán C, García-Mozo H, Vázquez L, Ruiz L, Díaz De La Guardia C, Domínguez-Vilches E (2008). Modeling olive crop yield in Andalusia, Spain. *Agronomy Journal*, 100(1), 98-104.
- Gange AC (1993). Translocation of mycorrhizal fungi by earthworms during early succession. *Soil. Biol. Biochem* 25: 1021–1026.
- Gange AC, Brown VK, Aplin DM (2003). Multitrophic links between arbuscular mycorrhizal fungi and insect parasitoids. *Ecol. Lett* 6: 1051–1055.
- Gange AC, Brown VK, Sinclair GS (1993). Vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi: a determinant of plant community structure in early succession. *Functional Ecol* 7: 616–622.
- Gao X, Kuyper TW, Zou C, Zhang F, Hoffland E (2007). Mycorrhizal responsiveness of aerobic rice genotypes is negatively correlated with their zinc uptake when nonmycorrhizal. *Plant and soil*, 290(1-2), 283-291.
- Garbaye J (2013). La symbiose mycorhizienne. Une association entre les plantes et les champignons. Edition Quae.
- Garcia VI, Mendoza RE (2007). Arbuscular mycorrhizal fungi and plant symbiosis in a saline-sodic soil. *Mycorrhiza* 17: 167–174.
- Garcia-Garrido JM, Ocampo JA (2002). Regulation of the plant defence response in arbuscular mycorrhizal symbiosis. *J. Exp. Bot* 53: 1377–1386.
- Garg N et Chandel S (2010). Arbuscular mycorrhizal networks: process and functions. A review. *Agron. Sustain. Dev.* 30: 581–599.
- Gemma JN, Koske RE, Carreiro M (1989). Seasonal dynamics of selected species of V-A mycorrhizal fungi in a sand dune. *Mycol. Res* 92: 317–321.

- Gerdemann JW, (1975) Vesicular-arbuscular mycorrhizae in the development and function of root (Ed.by J.G.Torrey & D.T. Clarkson), pp.575-59L Academic Press, New York.
- Gerdemann JW, Nicolson TH (1963). Spores of endomycorrhizal endo- gone species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 46, 235–244.
- Gerdemann JW, Trappe JM (1974). The Endogonaceae in the Pacific Northwest. *Mycol Mem* 5: 1–76.
- Gharoucha H (1995). Techniques pratiques d'analyse du sol. Éditions Office des publications universitaires OPU (Manuscrit en arabe).
- Ghazi N, Al-Karaki GN (2006). Nursery inoculation of tomato with arbuscular mycorrhizal fungi and subsequent performance under irrigation with saline water. *Sci. Hortic* 109: 1–7.
- Giovannetti M (1985). Seasonal variations of vesicular-arbuscular mycorrhizas and endogonaceous spores in a maritime sand dune. *Trans. Br. Mycol. Soc* 84: 679–684.
- Giovannetti M, Avio L, Sbrana C, Citernesi A (1993a) Factors affecting appressoria development in the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* (Nicol. & Gerd.) Gerd. and Trappe. *New Phytol* 123: 114–122.
- Giovannetti M, Sbrana C, Avio L, Citernesi A, Logi C (1993b). Differential hyphal morphogenesis in arbuscular mycorrhizal fungi during pre-infection stages. *New Phytol* 125: 587–593.
- Giovannetti M, Sbrana CL, Avi L. (2002). Arbuscular mycorrhizal fungal mycelium: from germlings to hyphal networks. *Mycorrhizal Technology In: Agriculture* ed. by Gianinazzi S, SchOepp H, Barea JM, Haselwandter K. pp: 49-58.
- Giri B, Kapoor R, Mukerji KG (2003). Influence of arbuscular mycorrhizal fungi and salinity on growth, biomass and mineral nutrition of *Acacia auriculiformis*. *Biol. Fert. Soils* 38: 176–180.
- Giri B, Kapoor R, Mukerji KG (2007). Improved tolerance of *Acacia nilotica* to salt stress by arbuscular mycorrhiza, *Glomus fasciculatum* may be partly related to elevated K/Na ratios in root and shoot tissues. *Microbial Ecol* 54: 753–760.
- Gorczyński L (1920). Sur le calcul du degré du continentalisme et son application dans la climatologie. *GeografiskaAnnaler* 2: 324–331.
- Graham JH, Syversen JP (1984). Influence of vesicular arbuscular mycorrhiza on the hydraulic conductivity of roots of two citrus rootstocks. *New Phytol* 97: 277–284.
- Harinikumar KM, Bagyaraj DJ (1994). Potential of earthworms, ants, millipedes and termites for dissemination of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in soil. *Biology and Fertility of Soils* 18: 115–118.
- Harley JL, Harley EL (1987). A check-list of mycorrhiza in the British flora. *New Phytologist Supplement* 2: 1–102.
- Harrier LA, Watson CA (2004). The potential role of arbuscular mycorrhizal (AM) fungi in the bioprotection of plants against soil-borne pathogens in organic and/or other sustainable farming systems. *Pest Manag. Sci* 60: 149–157.
- Harrison M (2005). Signaling in the arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Annu. Rev. Microbiol* 59: 19–42.
- Hawkins HJ, Johansen A, George E (2000). Uptake and transport of organic and inorganic nitrogen by arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant Soil* 226: 275–285.

- Hayman DS (1987). VA mycorrhizas in field crop systems. In: G.R. Safir (Editor), *Ecophysiology of VA Mycorrhizal Plants*. CRC Press, Boca Raton, pp. 171–192.
- Hayman S (1974). Plant growth responses to vesicular-arbuscular mycorrhiza. IV. Effect of light and temperature. *New Phytol* 73:71–80.
- Hayman DS (1970). Endogone spore numbers in soil vesicular-arbuscular mycorrhiza in wheat as influenced by season and soil treatment. *Transactions of the British mycological Society*, 54,53.
- He X, Nara K (2007). Element biofortification: can mycorrhizas potentially offer a more effective and sustainable pathway to curb human malnutrition? *Trends Plant Sci* 12: 331–333.
- He XH, Critchley C, Bledsoe C (2003). Nitrogen transfer within and between plants through common mycorrhizal networks (CMNs). *Crit. Rev. Plant Sci* 22: 531–567.
- Helgason T, Fitter A (2009). Natural selection and the evolutionary ecology of the arbuscular mycorrhizal fungi (Phylum Glomeromycota). *J Exp. Bot* 60: 2465–2480.
- Helgason T, Fitter AH, Young JPW (1999). Molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi colonising *Hyacinthoides non-scripta* (bluebell). in a seminatural woodland. *Molecular Ecology* 8: 659–666.
- Helgason T, Merryweather JW, Young JPW, Fitter AH (2007). Specificity and resilience in the arbuscular mycorrhizal fungi of a natural woodland community. *J Ecol* 95: 623–630
- Henkel TW, Smith WK, Christensen M (1989). Infectivity and effectivity of indigenous vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi from contiguous soils in southwestern Wyoming, USA. *New Phytologist* 112: 205–214.
- Hepper CM (1985). Influence of age of roots on the pattern of vesicular-arbuscular mycorrhizal infection in leek and clover. *New Phytologist* 101: 685–693.
- Hepper CM, Sen R, Azxon-Aguilar C, Grace C (1988). Variation in certain isozymes amongst different geographical isolates of the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi *Glomus clarum*, *Glomus monosporum* and *Glomus mosseae*. *Soil Biol. Biochem* 20: 51–59.
- Hetrick BAD, Wilson GWT, Todd TC (1992). Relationships of mycorrhizal symbiosis, rooting strategy and phenology among tallgrass prairie forbs. *Canadian J. Bot* 70: 1521–1528.
- Hildebrandt U, Ouziad F, Marner FJ, Bothe H (2006). The bacterium *Paenibacillus validus* stimulates growth of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* up to the formation of fertile spores. *FEMS Microbiol. Lett* 254: 258–267
- Hodge A, Campbell CD, Fitter AH (2001). An arbuscular mycorrhizal fungus accelerates decomposition and acquires nitrogen directly from organic material. *Nature* 413: 297–299.
- Hughes JK, Hodge A, Fitter AH, Atkin OW (2008). Mycorrhizal respiration: implications for global scaling relationships. *Trends Plant Sci.* 13: 583–588.
- Ingham RE, (1988). Interactions between nematodes and vesicular arbuscular mycorrhizae. *Agri. Ecosys. Env* 24: 169–182.
- INRAA (Institut National de la Recherche Agronomique d'Algérie) (2006). Rapport national sur l'état des ressources phylogénétiques pour l'alimentation et l'agriculture – Algérie. Deuxième rapport national sur l'état des ressources phylogénétiques. Institut National de la Recherche Agronomique d'Algérie (INRAA). El Harrach, Algeria. URL: <http://www.fao.org/docrep/013/i1500e/Algeria.pdf>

- Institut technique d'arboriculture fruitière et de la vigne (ITAFV) (2013). 1er Salon international de l'oléiculture (2013) Alger, Algerie.
- Institut technique d'arboriculture fruitière et de la vigne (ITAFV) (2004). La culture de l'olivier (2004) Alger, Algerie.
- Institut technique d'arboriculture fruitière et de la vigne (ITAFV) (2006).
- Isobe K, Fujii H, Tsuboki Y (1996). Effects of pesticides on spore germination and infection of kidney beans (*Phaseolus vulgaris* L.). of *Gigaspora margarita*. *Japanese J Soil Scie Plant Nutrit* 67: 405–412.
- Jakobsen I (1986). Vesicular-arbuscular mycorrhiza in field-grown crops. III. Mycorrhizal infection and rates of phosphorus inflow in pea plants. *New Phytol* 104:573–581.
- Janos DP, Sahley CT, Emmons LH (1995). Rodent dispersal of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in Amazonian Peru. *Ecol* 76: 1852–1858.
- Jarstfer AG, Sylvia DM (1993). Inoculum production and inoculation strategies for vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. In 'Soil microbial ecology: applications in agricultural and environmental management.' (Ed. FB Metting Jr.). pp. 349–377. (Marcel Dekker Inc.: New York).
- Johansson JF, Paul LR, Finlay RD (2004). Microbial interactions in the mycorrhizosphere and their significance for sustainable agriculture. *FEMS Microbiol. Ecol* 48: 1–12.
- Johnson NC, Tilman D, Wedin D (1992). Plant and soil controls on mycorrhizal fungal communities. *Ecol* 73: 2034–2042.
- Joret G, Hebert J (1955). Contribution to the Determination of Soil Requirements for Phosphoric Acid. *Agronomy*, 6, 233.
- Juniper S, Abbott L (1993). Vesicular-arbuscular mycorrhizas and soil salinity. *Mycorrhiza* 4: 45–57.
- Juniper S, Abbott L.K. (2006). Soil salinity delays germination and limits growth of hyphae from propagules of arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycorrhiza* 16: 371–379.
- Kapulnik Y, Tsror L, Zipori I, Hazanovsky M, Wininger S, Dag A (2010). Effect of AMF application on growth, productivity and susceptibility to *Verticillium* wilt of olives grown under desert conditions. *Symbiosis*, 52 : 103–111.
- Khan AG (1975). The effect of vesicular arbuscular mycorrhizal associations on growth of cereals. II. Effects on wheat growth. *Annals of Applied Biology*, 80, 27.
- Koide R, Li M, Lewis J, Irby C (1988). Role of mycorrhizal infection in the growth and reproduction of wild vs. cultivated plants. I. Wild vs. cultivated oats. *Oecologia* 77: 537–543.
- Koide RT, Li M (1989). Appropriate controls for vesicular arbuscular mycorrhiza research. *New Phytologist* 111: 35–44.
- Koske RE, Halvorson WL (1981). Ecological studies of vesicular-arbuscular mycorrhizae in a barrier sand dune. *Canadian Journal of Botany*, 59(8), 1413–1422.
- Koske RE, Gemma JN (1990). VA mycorrhizae in strand vegetation of Hawaii: evidence for long-distance codispersal of plants and fungi. *American J. Botany* 77: 466–474.
- Koske RE, Gemma JN (1995). Vesicular-arbuscular mycorrhizal inoculation of Hawaiian plants: a conservation technique for endangered tropical species. *Pacific Sci* 49: 181–191.

- Koske RE, Gemma JN, Flynn T (1992). Mycorrhizae in Hawaiian angiosperms: a survey with implications for the origin of the native flora. *American J. of Botany* 79: 853–862.
- Koske RE, Gemma JN, Jackson N (1997). Mycorrhizal fungi associated with three species of turfgrass. *Canadian J. Botany* 75: 320–332.
- Kosuta S, Chabaud M, Loughon G, Gough C, Denarie J, Barker D.G, Becard G. (2003) A diffusible factor from arbuscular mycorrhizal fungi induces symbiosis-specific *MtENOD11* expression in roots of *Medicago truncatula*, *Plant Physiol.* 131, 952–962.
- Lambert DH, Cole HJ, Baker DE (1980). Adaptation of vesicular-arbuscular mycorrhizae to edaphic factors. *New Phytologist* 85: 513–520.
- Lanfranco L, Delpero M, Bonfante P (1999). Intrasporal variability of ribosomal sequences in the endomycorrhizal fungus *Gigaspora margarita*. *Mol Ecol* 8: 37–45.
- Lapointe L, Molard J (1997). Costs and benefits of mycorrhizal infection in a spring ephemeral, *Erythronium americanum*. *New Phytologist* 135: 491–500.
- Le Houérou HN (1990). Définition et limites bioclimatiques du Sahara. *Sécheresse* 1: 246–259.
- Le Tacon F (1985). Principaux types mycorrhiziens actuels représentés sur une coupe transversale de racine. INRA Nancy- La Recherche n° 166 mai 1985.
- Leake J, Johnson D, Donnelly D, Muckle G, Boddy L, Read D. (2004) Networks of power and influence: the role of mycorrhizal mycelium in controlling plant communities and agroecosystem functioning, *Can. J. Bot.* 82, 1016–1045.
- Lee PJ, Koske RE (1994). *Gigaspora gigantea*: seasonal abundance and ageing of spores in a sand dune. *Mycological. Res* 98: 453–457.
- Legave J-M (2011). Influences de la température sur le comportement des espèces ligneuses tempérées. L’arbre face au changement climatique. INRA Montpellier.
- Levyal C, Joner EJ, del Val C, Haselwandter K (2002). Potential of arbuscular mycorrhizal fungi for bioremediation, In: Gianinazzi S, Schuepp H, Barea JM, Haselwandter K (Eds), *Mycorrhizal technology in agriculture: From genes to bioproducts*, Birkhauser Verlag, Basel, pp. 175–186.
- Long LK, Yao Q, Huang YH., Yang R H, Guo J, Zhu H H (2010). Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on zinnia and the different colonization between *Gigaspora* and *Glomus*. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 26(8), 1527-1531.
- Liao JP, Lin XG, Cao ZH, Shi YQ, Wong MH (2003). Interactions between arbuscular mycorrhizae and heavy metals under sand culture experiment. *Chemosphere* 50: 847–853.
- Lieth H (1975). Modeling the primary productivity of the world. In: Lieth H, Whittaker RH (Eds). *Primary productivity of the biosphere*. Springer-Verlag, Heidelberg Berlin, Germany. 237–263. doi: 10.1007/978-3-642-80913-2–12.
- Lillie RD (1977) *H. J. Conn 's Biological Stains*. Williams and Wilkins Co., Baltimore, MD.
- Linderman RG (1992). VA mycorrhizae and soil microbial interactions. In: *Mycorrhizae in Sustainable Agriculture*, eds, Bethelenfalvay, G. J, and Linderman, R. G, ASA Special Publication No. 54, Madison, WI, pp: 45–70.
- Linderman RG (1994). Role of VAM fungi in biocontrol, in: Health Pfleger F.L, Linderman R.G. (Eds.), *Mycorrhizae and plants*, American Phytopathological Society, St. Paul, pp:1–27.

- Lingua G, D'Agostino G, Massa N, Antosiano M, Berta G (2002). Mycorrhiza-induced differential response to a yellows disease in tomato. *Mycorrhiza* 12: 191–198.
- López-Sánchez ME, Díaz G, Honrubia M (1992). Influence of vesicular-arbuscular mycorrhizal infection and P addition on growth and P nutrition of *Anthyllis cytisoides* L. and *Brachypodium retusum* (Pers.) Beauv. *Mycorrhiza* 2: 41–45.
- Lopez-Sdnchez ME, Honrubia M (1992). Seasonal variation of vesicular-arbuscular mycorrhizae in eroded soils from southern Spain. *Mycorrhiza* 2: 33–39.
- Madhava Rao KV (2006). Introduction. In: Madhava Rao, K. V., Raghavendra, A. S. and Janardhan Reddy, K. 2006. *Physiology and molecular biology of stress tolerance in plants*. Kluwer Academic Pub. pp: 1–14.
- Malcova R, Vosatka M, Albrechtova J (1998). Influence of arbuscular mycorrhizal fungi and simulated acid rain on the growth and coexistence of the grasses *Calamagrostis villosa* and *Deschampsia flexuosa*. *Plant. Soil* 207: 45–57.
- Manchanda G, Garg N (2007). Endomycorrhizal and rhizobial symbiosis: How much do they share? *J. Plant Interact* 2: 79–88.
- Mandyam K, Jumpponen A (2008). Seasonal and temporal dynamics of arbuscular mycorrhizal and dark septate endophytic fungi in a tallgrass prairie ecosystem are minimally affected by nitrogen enrichment. *Mycorrhiza* 18: 145–155.
- Manjunath A, Habte M (1991). Root morphological characteristics of host species having distinct mycorrhizal dependency. *Canadian J. Botany* 69: 671–676.
- Mareaux MC (2010). Apprehender une analyse de sol. Chambre d'agriculture des Pyrénées atlantiques Janvier 2010.
- Marulanda A, Azcón R, Ruiz-Lozano JM (2003). Contribution of six arbuscular mycorrhizal fungal isolates to water uptake by *Lactuca sativa* plants under drought stress. *Physiol. Plant* 119: 526–533.
- Mathieu, C., & Pieltain, F. (2003). Analyse chimique des sols. *Tec/Doc, Cachan, France*.
- McGee PA (1989). Variation in propagule numbers of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in a semi-arid soil. *Mycological Research* 92: 28–33.
- McGee PA, Baczocha N (1994). Sporocarpic Endogonales and Glomales in the scats of *Rattus* and *Perameles*. *Mycological Res* 98: 246–249.
- McIlveen WD, Cole H, J. (1976). Spore dispersal of Endogonaceae by worms, ants, wasps and birds. *Canadian J. Botany* 54: 1486–1489.
- Meddad-Hamza A (2010). Les mycorhizes de l'olivier *Olea europaea* L. aspects écologiques, effet sur la croissance et exploitation en pépinière. Thèse de doctorat. Université d'Annaba.
- Meddad-Hamza A, Beddiar A, Gollotte A, Lemoine MC, Kuszala C, Gianinazzi S (2010). Arbuscular mycorrhizal fungi improve the growth of olive trees and their resistance to transplantation stress. *Afr. J. Biotechnol* 9:1159–1167.
- Meharg AA (2003). The mechanistic basis of interactions between mycorrhizal associations and toxic metal cations. *Mycol. Res* 107: 1253–1265.
- Menge JA (1984). Inoculum production. In 'VA Mycorrhiza.' (Eds CL Powell and DJ Bagyaraj). pp. 187–203. (CRC Press Inc.: Boca Raton, Florida).

- Merryweather J, Fitter A (1998a). The arbuscular mycorrhizal fungi of *Hyacinthoides nonscripta*. *New Phytologist* 138: 131–142.
- Merryweather J, Fitter A (1998b). The arbuscular mycorrhizal fungi of *Hyacinthoides nonscripta*. Diversity of fungal taxa. *New Phytologist* 138: 117–129.
- Mohammad J, Rushdi Hamadw S, Issa Malkawi H (2003). Population of arbuscular mycorrhizal fungi in semi-arid environment of Jordan as influenced by biotic and abiotic factors. *J. Arid. Envir* 53: 409–417.
- Molina RJ, Trappe JM, Strickler GS (1978). Mycorrhizal fungi associated with *Festuca* in the western United States and Canada. *Canadian J. Botany* 56: 1691–1695.
- Moreira-Souza M, Trufem SFB, Gomes-da-Costa SM, Cardoso EJBN (2003). Arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Araucaria angustifolia* (Bert.) O. Ktze. *Mycorrhiza* 13:211–215.
- Moriniaux V (2001). La méditerranée, édition du temps : « l'olivier, un arbre et une culture au cours de la méditerranée » pp :113 –128
- Morton JB (1985). Underestimation of most probable numbers of vesicular-arbuscular endophytes because of non-staining mycorrhizae. *Soil Ecol Biochem* 17: 383–384.
- Morton JB (1988). Taxonomy of VA mycorrhizal fungi: classification, nomenclature and identification. *Mycotaxon* 32: 267–324.
- Morton JB (1990). Evolutionary relationships among arbuscular mycorrhizal fungi in the Endogonaceae. *Mycologia* 82: 192–207.
- Morton JB, Benny GL (1990). Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zygomycetes). A new order, Glomales, two new suborders, Glomineae and Gigasporineae, and two new families, Acaulosporaceae and Gigasporaceae, with an emendation of Glomaceae. *Mycotaxon* 37: 471–491
- Muchovej RM (2004). Importance of mycorrhizae for agricultural crops. SS-AGR-170, Agronomy Department, Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida.
- Nappi P, Jodice R, Kofler A (1980). Vesicular-arbuscular mycorrhizas in vineyards, given different soil treatments, in southern Tyrol. *Allionia* 24: 27–42.
- Nelsen CE (1987). The water relations of vesicular-arbuscular mycorrhizal systems, in: Safir G.R. (Ed.), *Ecophysiology of VA mycorrhizal plants*, CRC Press, Boca Raton, Fla, pp: 71–79.
- Newman EI, Reddell P (1987). The distribution of mycorrhizas among families of vascular plants. *New Phytologist* 106, 745–751.
- Nicolson TH (1960). Mycorrhiza in the Gramineae. II. Development in different habitats, particularly sand dunes. *Trans. Br. Mycol. Soc* 43: 132–145.
- Oehl F, Jansa J, Ineichen K, Mäder P, van der Heijden M (2011b). Arbuscular mycorrhizal fungi as bio-indicators in Swiss agricultural soils. FAO 2011.
- Oehl F, Silva GA, Goto BT, Sieverding E (2011a). Glomeromycota: three new genera and glomoid species reorganized. *Mycotaxon* 116: 75–120.
- Olah B, Briere C, Becard G, Denarie J, Gough C (2005). Nod factors and a diffusible factor from arbuscular mycorrhizal fungi stimulate lateral root formation in *Medicago truncatula* via the DMI1/DMI2 signalling pathway. *Plant J.* 44: 195–207.

- Olsson PA, (1999). Signature fatty acids provide tools for determination of the distribution and interactions of mycorrhizal fungi in soil. *FEMS Microbiol Ecol* 29: 303–310.
- Orlandi F, Sgromo C, Bonofiglio T, Ruga L, Romano B, Fornaciari M (2009). A comparison among olive flowering trends in different Mediterranean areas (south-central Italy) in relation to meteorological variations. *Theor Appl Climatol* 97: 339–347
- Ozenda P (1964). Biogéographie végétale, Doin, Paris.
- Parniske M (2008). Arbuscular mycorrhiza: the mother of plant root endosymbioses. *Nature Rev. Microbiol* 6: 763–775.
- Paszkowski U (2006). A journey through signaling in arbuscular mycorrhizal symbioses. *New Phytol* 172: 35–46.
- Pattinson GS, Hammill KA, Sutton BG, McGee PA (1999). Simulated fire reduces the density of arbuscular mycorrhizal fungi at the soil surface. *Mycological Res* 103: 491–496.
- Pawlowska TE, Charvat I (2002). Influence of edaphic and environmental factors on arbuscular mycorrhizae, In: Sharma AK, Johri BN (Eds), *Arbuscular mycorrhizae: interactions in plants, rhizosphere and soils*, Science Publishers, Inc, Enfield, N.H, pp: 105–134.
- Peel MC, Finlayson BL, McMahon TA (2007). Updated world map of the Köppen-Geiger climate classification. *Hydrol. Earth Syst. Sci Discussions* 4: 439–473.
- Phillips JM, Hayman DS (1970). Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular–arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society*, 55(1): 158–161.
- Pitet M, Camprubí A, Calvet C, Estaún V (2009). A modified staining technique for arbuscular mycorrhiza compatible with molecular probes. *Mycorrhiza* 19:125–131.
- Planche de l'olivier** <http://www.institut-klorane.org/sites/default/files/L%27Olivier.jpg>
- Porter WM, Abbott LK, Robson AD (1978). Effect of rate of application of superphosphate on populations of vesicular-arbuscular endophytes. *Aust. J. Exp. Agric. Anim. Hush* 18: 573–578.
- Porter WM, Robson AD, Abbott LK (1987). Factors controlling the distribution of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in relation to soil pH. *J Appl Ecol* 24: 663–672.
- Pozo MJ, Slezack-Deschaumes S, Dumas-Gaudot E, Gianinazzi S, Azcón-Aguilar C (2002) Plant defense responses induced by arbuscular mycorrhizal fungi, In: Gianinazzi S, Schuepp H, Barea JM (Eds), *Mycorrhizal Technology in Agriculture*, Birkhauser, Basel, pp: 103–112.
- Pringle A, Bever JD (2002). Divergent phenologies may facilitate the coexistence of arbuscular mycorrhizal fungi in a North Carolina grassland. *Am. J. Bot* 89: 1439–1446.
- Pumplin N, Harrison MJ (2009). Live-cell imaging reveals periarbuscular membrane domains and organelle location in *Medicago truncatula* roots during arbuscular mycorrhizal symbiosis, *Plant Physiol. Preview*.
- Rabatin SC, Stinner BR, (1988). Indirect effects of interactions between VAM fungi and soil-inhabiting invertebrates on plant processes. *Agriculture, Ecosystems and the Environment* 24: 135–146.
- Rabatin SC (1979). Seasonal and edaphic variation in vesicular-arbuscular mycorrhizal infection of grasses by *Glomus tenuis*. *New Phytologist*, 83, 95-102

- Ravnskov S, Jakobsen I (1995). Functional compatibility in arbuscular mycorrhizas measured as hyphal P transport to the plant. *New Phytologist* 129: 611–618.
- Reddell P, Spain AV (1991). Earthworms as vectors of viable propagules of mycorrhizal fungi. *Soil Biol Biochem* 23: 767–774.
- Redecker D, Kodner R, Graham LE (2000). Glomalean fungi from the Ordovician. *Science* 289:1920–1921.
- Remy W, Taylor TN, Hass H, Kerp H (1994). Four hundred-million year- old vesicular arbuscular mycorrhizae. *Proc. Natl. Acad Sci* 91: 1841–1843.
- Requena N, Pérez-Solis E, Azcón-Aguilar C, Jeffries P, Barea JM (2001). Management of indigenous plant-microbe symbioses aids restoration of desertified ecosystems. *Appl. Environ. Microbiol.* 67, 495–498
- Requena N, Breuninger M (2004). The old arbuscular mycorrhizal symbiosis in the light of the molecular era, in: Esser K, Luttge U, Beyschlag W, Murata J (Eds), *Progress in Botany*, Springer, Berlin, Heidelberg, pp: 323–356.
- Requena N, Jeffries P, Barea JM (1996). Assessment of natural mycorrhizal potential in a desertified semiarid ecosystem. *Appl. Environ. Microb* 62: 842–847.
- Requena N, Serrano E, Ocón A, Breuninger M (2007). Plant signals and fungal perception during arbuscular mycorrhizal establishment. *Phytochemistry* 68: 33–40.
- Revilla AM, Pacheco J, Casares A, Rodriguez R (1996). *In vitro* reinvigoration of mature olive trees (*olea europaea* l.) Through micrografting. *In Vitro Cell. Dev. Biol.Plant* 32:257–261.
- Robson AD, Abbot LK (1989). The effect of soil acidity on microbial activity in soils. In: Robson AD (Editor), *Soil Acidity and Plant Growth*. Academic Press, Sydney, pp. 139–165.
- Roland J-C, El Maarouf-Bouteau H, Bouteau F (2008b). ATLAS. BIOLOGIE VÉGÉTALE1. Organisation des plantes sans fleurs, algues et champignons. 7^e édition, DUNOD.
- Roland J-C, Roland F, El Maarouf-Bouteau H, Bouteau F (2008a). ATLAS, BIOLOGIE VÉGÉTALE 2. Organisation des plantes à fleurs. 9^e édition, DUNOD.
- Roldán-Fajardo BE, Barea JM (1985). Mycorrhizal dependency in the olive tree (*Olea europaea* L.). In: Gianinazzi-Pearson V., Gianinazzi S. (eds.) *Physiological and genetical aspects of mycorrhizae*. Paris, France: INRA, pp: 323–326.
- Ross JP, Ruttencutter R (1977). Population dynamics of two vesicular-arbuscular endomycorrhizal fungi and the role of hyperparasitic fungi. *Phytopathology* 67: 490– 496.
- Rousset N et Arrus R (2007). L’agriculture du Maghreb au défi du changement climatique : quelles stratégies d’adaptation face à la raréfaction des ressources hydriques ? Actes de la conférence internationale WATMED 3, 1-3 novembre 2006. Tripoli (Liban).
- Royston P (1982). An extension of Shapiro and Wilk's W test for normality to large samples. *Appl Stat* 31: 115–124.
- Ruiz-Lozano JM, Porcel R, Bárzana G, Azcón R, Aroca R (2012). Contribution of Arbuscular Mycorrhizal Symbiosis to Plant Drought Tolerance: State of the Art. In: Aroca, R. (ed) *Plant Responses to Drought Stress: From Morphological to Molecular Features*. Springer Berlin Heidelberg, pp: 335–362.

- Saif SR, Khan A G (1975). The influence of season and stage of development of plant on Endogone mycorrhiza of field-grown wheat. *Canadian journal of Microbiology*, 21(7), 1020-1024.
- Sanders IR, Clapp JP, Wiemken A (1996). The genetic diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in natural ecosystems - a key to understanding the ecology and functioning of the mycorrhizal symbiosis. *New Phytologist* 133: 123–134.
- Scheltema MA, Abbott LK, Robson AD, De'Ath G (1985). The spread of *Glomus fasciculatum* through roots of *Trifolium subterraneum* and *Lolium rigidum*. *New Phytologist* 100: 105–114.
- Schenk NC, Perez Y (1990). Manual for Identification of VA Mycorrhizal Fungi. Synergistic Publications, Gainesville, Florida, 250 pp.
- Schenck NC (1982). Methods and principles of mycorrhizal research. American Phytopathological Society. St. Paul, Minnesota.
- Schreiner RP, Bethlenfalvay GJ (1998). Plant and soil response to single and mixed species of arbuscular mycorrhizal fungi under fungicide stress. *Appl. Soil Ecol* 7: 93–102.
- Schüßler A, Schwarzott D, Walker C (2001). A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycol Res* 105: 1413–1421.
- Schüßler A, Walker C (2010). The Glomeromycota: a species list with new families and genera. Arthur Schüßler & Christopher Walker, Gloucester. Published in December 2010 in libraries at The Royal Botanical Garden Edinburgh, The Royal Botanic Garden Kew, Botanische Staatssammlung Munich, and Oregon State University.
- Schweiger PF, Robson AD, Barrow NJ (1995). Root hair length determines beneficial effect of a *Glomus* species on shoot growth of some pasture species. *New Phytologist* 131, 247–254.
- Selvaraj T, Chelleppan P (2006). Arbuscular mycorrhizae: a diverse personality. *Central Eur. J. Agr* 7: 349–358.
- Simon L, Bousquet J, Levesque RC, Lalonde M (1993). Origin and diversification of endomycorrhizal fungi and coincidence with vascular land plants. *Nature* 363: 67–69.
- Smith SE, Read DJ (2008). Mycorrhizal Symbiosis. Academic Press.
- Smith SE, Dickson S, Walker NA (1992). Distribution of VA mycorrhizal entry points near the root apex: is there an uninfected zone at the root tip of leek or clover? *New Phytologist* 122: 469–477.
- Smith SE, Read DJ (1997). Mycorrhizal symbiosis. Academic Press, San Diego, Calif.
- Smith TF (1980). The effect of season and crop rotation on the abundance of spores of vesicular-arbuscular (VA) mycorrhizal endophytes. *Plant and soil*, 57(2), 475-479.
- Sofuoglu SC, Yayla B, Kavcar P, Ates D, Turgut C, Sofuoglu A (2013). Olive tree, *Olea europaea* L., leaves as a bioindicator of atmospheric PCB contamination. *Environ. Sci. Pollut. Res* 20: 6178–6183.
- Spanu P, Bonfante-Fasolo P (1998). Cell wall bound peroxidase activity in roots of mycorrhizal *Allium porrum*. *New Phytol* 109: 119–124.
- Stahl PD, Schuman GE, Frost SM, Williams SE (1998). Arbuscular mycorrhizae and water stress tolerance of Wyoming Big Sagebrush seedlings. *Soil Sci Soci America J* 62:1309–1313.
- Stavros D, Veresoglou, Shaw LJ, Robin Sen (2011). *Glomus intraradices* and *Gigaspora margarita* arbuscular mycorrhizal associations differentially affect nitrogen and potassium nutrition of *Plantago lanceolata* in a low fertility dune soil. *Plant and Soil* 340: 481–490.

- Stürmer SL (2012). A history of the taxonomy and systematics of arbuscular mycorrhizal fungi belonging to the phylum Glomeromycota. *Mycorrhiza* 22: 247–258.
- Stutz JC, Morton JB (1996). Successive pot cultures reveal high species richness of arbuscular endomycorrhizal fungi in arid ecosystems. *Canadian J. Botany* 74: 1883–1889.
- Sylvia DM, Wilson DO, Graham JH, Maddox JJ, Millner P, Morton JB, Skipper HD, Wright SF, Jarstfer AG (1993). Evaluation of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in diverse plants and soils. *Soil Biol. Biochem* 25: 705–713.
- Sylvia, D. M, and Sinclair, W. A, (1983), Phenolic compounds of resistance to fungal pathogens induced in primary roots of Douglas-fir seedlings by the ectomycorrhizal fungus *Laccaris laccata*. *Phytopathology* 73: 390–397.
- Tabet-Aoul M (2008). Impacts du changement climatique sur les agricultures et les ressources hydriques au Maghreb. CIHEAM. N°48.
- Tahiri-Alaoui A, Antoniw JF (1996). Cloning of genes associated with the colonisation of tomato roots by the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae*. *Agronomie* 16: 699–707.
- Takhtajan A (1969). *Flowering plants: Origin and dispersal*. Washington: Smithsonian Inst. Press 1980. Outline of the classification of flowering plants (Magnoliophyta). *Bot. Rev. (Lancaster)* 46:225-359.
- Tews J, Brose U, Grimm V, Tielbörger K, Wichmann MC, Schwager M, Jeltsch F (2004). Animal species diversity driven by habitat heterogeneity/diversity: the importance of keystone structures. *J. Biogeogr* 31:79–92.
- Thilagar et Bagyaraj (2013). Influence of Different Arbuscular Mycorrhizal Fungi on Growth and Yield of Chilly. The National Academy of Sciences, India.
- Tommerup IC (1982). Airstream fractionation of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi: concentration and enumeration of propagules. *Appl. Environ. Microbiol* 44: 533–539.
- Tommerup IC (1988). The vesicular-arbuscular mycorrhizas. *Adv. Plant Pathol* 6: 81–91.
- Tommerup IC (1992). The role of mycorrhiza in plant populations and communities. *Mycorrhiza* 1: 123–125.
- Trappe JM (1987). Phylogenetic and ecologic aspects of mycotrophy in the angiosperms from an evolutionary standpoint. In ‘Ecophysiology of VA mycorrhizal plants.’ (Ed. Safir GR). (CRC Press: Boca Raton).pp: 5–25.
- Trappe JM, Molina R (1986). Taxonomy and genetics of mycorrhizal fungi: their interactions and relevance. In ‘Physiological and genetical aspects of mycorrhizae.’ (Eds V Gianinazzi-Pearson and S Gianinazzi). (INRA: Paris). pp: 133–146.
- Trotta A, Varese G.C, Gnani E, Fusconi A, Sampo S, Berta G (1996). Interactions between the soil-borne root pathogen *Phytophthora nicotianae* var. *parasitica* and the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* in tomato plants. *Plant Soil* 185: 199–209.
- Trouvelot A, Kough JL, Gianinazzi V (1986). Mesure de taux de mycorhization VA d'un système racinaire. Recherche de méthodes d'estimation ayant une signification fonctionnelle. In: Gianinazzi-Pearson V, Gianinazzi S (eds.) *Physiological and genetical aspects of mycorrhizae*. Paris, France: INRA, pp. 217–221.

- Turan D, Kocahakimoglu C, Kavcar P, Gaygisiz H, Atatanir L, Turgut C, Sofuoglu SC (2011). The use of olive tree (*Olea europaea* L.) leaves as a bioindicator for environmental pollution in the Province of Aydin. *Turkey. Environ. Sci. Pollut. Res* 18: 355–364.
- Turk MA, Assaf TA, Hammed KM, Al-Tawaha AM (2008). Significance of mycorrhizae. *World J. Agric. Sci* 2: 16–20.
- UNESCO (1963). Bioclimatic map of the Mediterranean region, Scale 1:5,000,000. Prepared by Emberger *et al.* and established by Bagnouls, drawn by Rinaldo. Ed. UNESCOFAO.
- van der Heijden M, Klironomos J, Ursic M, Moutoglis P, Streitwolf-Engel R, Boller T, Wiemken A, Sanders I (1998). Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. *Nature* 396: 69–72.
- van der Heijden MGA, Boller T, Wiemken A, Sanders IR (1998). Different arbuscular mycorrhizal fungal species are potential determinants of plant community structure. *Ecol* 79: 2082–2091.
- van der Heijden MGA, Sanders IR (2002). Mycorrhizal Ecology (Eds). Springer.
- van der Vossen, H.A.M., Mashungwa, G.N. & Mmolotsi, R.M., 2007. *Olea europaea* L.
- Vazquez MM, Barea JM, Azcón R (2001) Impact of soil nitrogen concentration on *Glomus* spp.–*Sinorhizobium* interactions as affecting growth, nitrate reductase activity and protein content of *Medicago sativa*. *Biol. Fert. Soils* 34: 57–63.
- Vierheilig H, Schweiger P Brundrett M (2005). An overview of methods for the detection and observation of arbuscular mycorrhizal fungi in roots. *Physiologia Plantarum* 125: 393–404.
- Vitagliano C, Citernesi AS (1999). Plant growth of *Olea europaea* L. as influenced by arbuscular mycorrhizal fungi. *ISHS Acta Horticulturae* 474:357–362
- Vivas A, Barea JM, Azcon R (2005). Interactive effect of *Brevibacillus brevis* and *Glomus mosseae* both isolated from Cd contaminated soil, on plant growth, physiological mycorrhizal fungal characteristics and soil enzymatic activities in Cd polluted soils. *Environ. Pollut* 134: 257–266.
- Vossen P. (2009). Olive cultivar comparisons from around the world. *Olivebioteq S4-C2*: 8-37.
- Wang B, Funakoshi DM, Dalpé Y, Hamel C (2002). 32P absorption and translocation to host plants by AM fungi at low root zone temperature. *Mycorrhiza* 12: 93–96.
- Wang B, Qiu YL (2006). Phylogenetic distribution and evolution of mycorrhizas in land plants. *Mycorrhiza* 16: 299–363.
- Wang GM, Stribley DP, Tinker PB, Walker C (1993). Effects of pH on arbuscular mycorrhiza I. Field observations on the long-term liming experiments at Rothamsted and Woburn. *New Phytologist* 124: 465–472.
- Warner NJ, Allen MF, MacMahon JA (1987). Dispersal agents of vesicular-arbuscular-mycorrhizal fungi in a disturbed arid ecosystem. *Mycologia* 79:721–730.
- Watson DMH, Millner PD (1996). Assessment of Glomalean species biodiversity as influenced by trapping methods . In ‘Programs and abstracts of the first international conference on mycorrhizae.’ (Eds TM Szaro and TD Bruns). pp. 125. (University of California: Berkeley).
- Wilkinson GN, Rogers CE (1973). Symbolic descriptions of factorial models for analysis of variance. *Appl Statistics* 22: 392–399.

- Wilson JM, Trinick MJ (1983). Factors affecting the estimation of numbers of infective propagules of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi by the most probable number method. *Australian J. Soil. Res* 21:73–81.
- Xavier IJ, Boyetchko SM (2002). Arbuscular Mycorrhizal Fungi as Biostimulants and Bioprotectants of Crops, In: Khachatourians GG, Arora DK (Eds), *Appl. Mycol. Biotechnol*, Vol. 2: Agriculture and Food Production, Elsevier, Amsterdam, pp: 311–330.
- Zajicek JM, Hetrick BAD, Owensby CE (1986). The influence of soil depth on mycorrhizal colonization of forbs in the tallgrass prairie. *Mycologia* 78: 316–320.
- Zangaro W, Vergal Rostirola L, Bochi de Souza P, Almeida Alves R., Azevedo Marques Lescano LE, Lírío Rondina AB, Nogueira MA, Carrenho R (2013). Root colonization and spore abundance of arbuscular mycorrhizal fungi in distinct successional stages from an Atlantic rainforest biome in southern Brazil. *Mycorrhiza* 23: 221–233.

Annexes

Annexe 1. Composition du noir de chlorazol

Ingrédient	Quantité
Eau distillée	100 ml
Acide lactique	100 ml
Glycérol	100 ml
Noir de Chlorazol	0,1 g

Annexe 2. Grille de l'évaluation des paramètres de la colonisation MA.

[illegible]

Annexe 3. Composition du réactif de Melzer

Ingrédient	Quantité
Hydrate de chloral	100 g
Eau distillée	100 ml
Iode	1.5g
Iode de potassium	5.0 g

Annexe 4. Méthode de comptage du nombre le plus probable (MPN)

Table 100-1 Table du nombre le plus probable (MPN) avec 5 tubes par dilution (Cochran, 1950)

P1	P2	Most probable number for indicated values of P3					
		0	1	2	3	4	5
0	0	-	0.019	0.036	0.054	0.072	0.090
0	1	0.019	0.036	0.055	0.073	0.091	0.11
0	2	0.037	0.055	0.074	0.092	0.11	0.10
0	3	0.056	0.074	0.093	0.11	0.13	0.15
0	4	0.075	0.094	0.11	0.13	0.15	0.17
0	5	0.094	0.11	0.13	0.15	0.17	0.19
1	0	0.020	0.040	0.060	0.090	0.10	0.12
1	1	0.040	0.061	0.081	0.10	0.12	0.14
1	2	0.061	0.082	0.10	0.12	0.15	0.17
1	3	0.093	0.10	0.13	0.15	0.17	0.19
1	4	0.11	0.13	0.15	0.17	0.19	0.22
1	5	0.13	0.15	0.17	0.19	0.22	0.24
2	0	0.045	0.068	0.091	0.12	0.14	0.16
2	1	0.068	0.092	0.12	0.14	0.17	0.19
2	2	0.093	0.12	0.14	0.17	0.19	0.22
2	3	0.12	0.14	0.17	0.20	0.22	0.25
2	4	0.15	0.17	0.20	0.23	0.25	0.29
2	5	0.17	0.20	0.23	0.26	0.29	0.32
3	0	0.078	0.11	0.13	0.16	0.20	0.23
3	1	0.11	0.14	0.17	0.20	0.23	0.27
3	2	0.14	0.17	0.20	0.24	0.27	0.31
3	3	0.17	0.21	0.24	0.28	0.31	0.35
3	4	0.21	0.24	0.28	0.32	0.36	0.40
3	5	0.25	0.29	0.32	0.37	0.41	0.45
4	0	0.13	0.17	0.21	0.25	0.30	0.36
4	1	0.17	0.21	0.26	0.31	0.36	0.42
4	2	0.22	0.26	0.32	0.38	0.44	0.50
4	3	0.27	0.33	0.39	0.45	0.52	0.59
4	4	0.34	0.40	0.47	0.54	0.62	0.69
4	5	0.41	0.48	0.56	0.64	0.72	0.81
5	0	0.23	0.31	0.43	0.58	0.76	0.95
5	1	0.33	0.46	0.64	0.84	1.1	1.3
5	2	0.49	0.70	0.95	1.2	1.5	1.8
5	3	0.79	1.1	1.4	1.8	2.1	2.5
5	4	1.3	1.7	2.2	2.8	3.5	4.3
5	5	2.4	3.5	5.4	9.2	1.6	-

Annexe 4. « SUITE »

Tables 100-2 Facteurs de calcul des limites de confiance du nombre le plus probable (Cochran, 1950)

N° of tube per dillution (n)	Factor for 95% confidence limits with indicated dillution ratios			
	2	4	5	10
1	4.00	7.14	5.32	14.45
2	2.57	4.20	4.47	5.81
3	2.23	2.10	3.39	4.88
4	2.00	2.89	2.38	3.80
5	1.85	2.41	2.59	3.30
6	1.76	2.23	2.39	2.93
7	1.59	2.10	2.23	2.74
8	1.54	2.00	2.12	2.57
9	1.53	1.92	2.02	2.43
10	1.53	1.96	1.95	2.32

Annexe 5. La solution nutritive (Long Ashton)

Pour arroser le milieu stérilisé des champignons, on utilise une solution minérale de **LONG ASHTON** composée de:

Macroéléments:

(KNO_3 « 400mg/l » + K_2SO_4 « 350mg/l » + $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ “900mg/l” + $\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ “200mg/l” + $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ “500mg/l”).

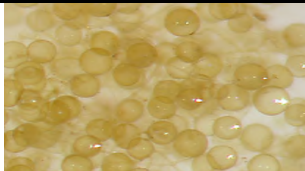
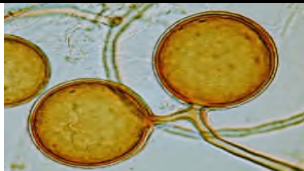
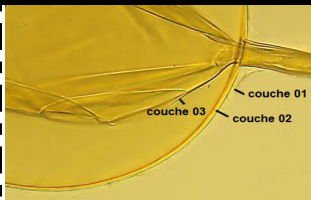
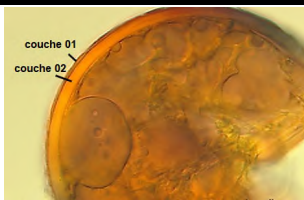
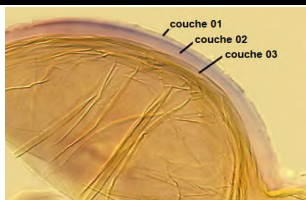
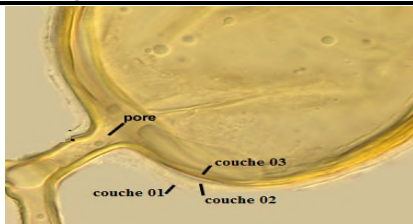
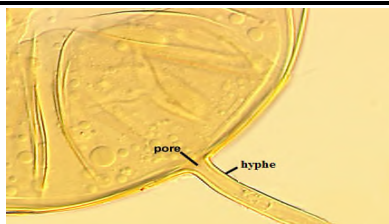
Oligoéléments:

(MnSO_4 “2.5mg/l” + $\text{CuSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ “0.25mg/l” + $\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ “0.3mg/l” + “ H_3BO_3 “3.0mg/l” + NaCl “5.0mg/l”).

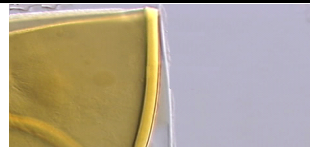
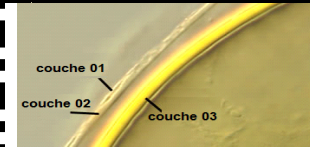
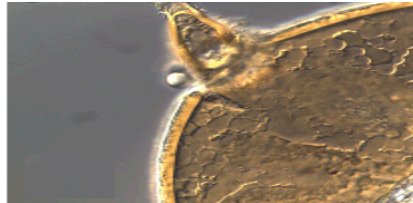
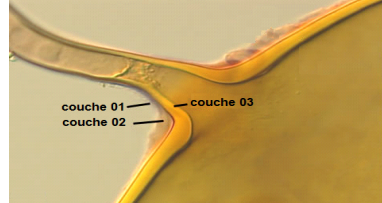
Solutions:

($(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ “5ml/100L” + EDTA-Fe (13%) (11g/l).

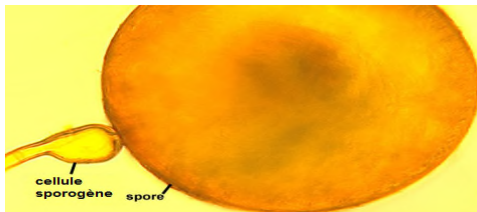
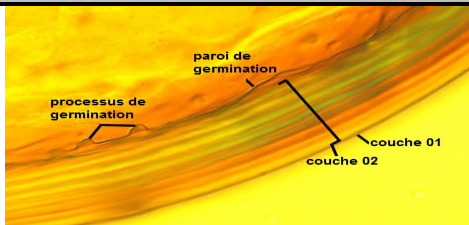
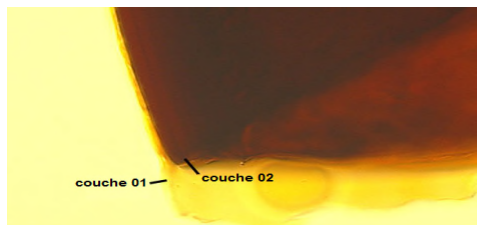
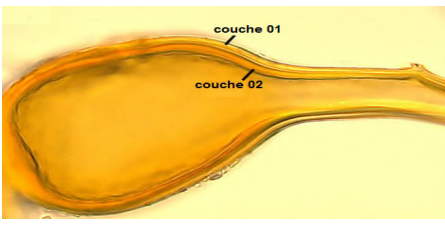
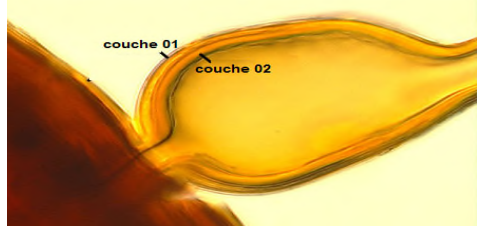
Annexe 6. Présentation des spores fongiques commercialisées (*Glomus mosseae*, *Glomus intraradices* et *Gigaspora margarita*) utilisées dans les tests d'inoculation.

Glomus intraradices N.C. Schenck & G.S. Sm.						
SPORE ENTIERE						
	D'après Blaszkowski (2003)		D'après Blaszkowski (2003)		D'après Schenck and Smith	
	Lieu d'obtention	État dans le sol	Couleur	Forme	Taille	Hyphe d'attache
	BEG 72	Isolée ou dans des agrégats	Hyalines à l'état juvénile, jaune pâle à jaune grisâtre, souvent avec une teinte verdâtre, à maturité	Globuleuse à sub-globuleuse parfois ovoïde à irrégulière	120µm de diamètre	Un seul hyphe
STRUCTURE SUB-CELLULAIRE						
	D'après Blaszkowski (2003)		(Melzer) D'après Blaszkowski (2003)	(Melzer) D'après Blaszkowski (2003)		
	Couches					
	Nombre de couches « 03 couches »					
	Couche 01		Couche 02		Couche 03	
	-Mucilagineuse -Formant la surface des spores -Toujours fortement détériorées ou complètement mué dans spores matures -Épaisseur : 1,4µm -Dans le réactif de Melzer elle devient rouge bleuâtre.		-Semi-permanente -Semi-flexible -Hyalines -Plus ou moins détériorée avec l'âge -Épaisseur : 3,0µm -Ne réagit pas avec le Melzer		-Stratifié -Jaune pâle à gris jaune -Épaisseur : 6,7 µm -Ne réagit pas avec le Melzer	
Hyphe						
	D'après Blaszkowski (2003)		(Melzer) D'après Blaszkowski (2003)			
	Couleur	Forme	Couches	Epaisseur		
	Jaune pâle à gris jaune	Droite ou courbé; cylindrique ou légèrement évasée, et rétrécies à la base de spores	-Composé de trois couches continues avec les couches de la paroi de la spore. -Le pore est large et ouvert	Epaisseur de l'hyphe : 5.1µm		
NOTES	- Le groupe des espèces les plus similaires à la couleur et la taille des spores à ceux de <i>Glomus intraradices</i> est représenté par <i>Glomus aggregatum</i>, <i>Glomus antarcticum</i>, <i>Glomus fasciculatum</i>, <i>Glomus pallidum</i>, <i>Glomus proliferum</i>, et <i>Glomus vesiculiferum</i>.					

Annexe 6. (Suite)

Glomus mosseae (Nicol. & Gerd.) Gerd. & Trappe						
SPORE ENTIERE						
	Gr X 100	Gr X 200 (Melzer)	Gr X 200 (Melzer)	Gr X 200 (Melzer)		
	Lieu d'obtention	Etat dans le sol	Couleur	Forme	Taille	Hyphe d'attache
	BEG 116	Isolée ou dans des sporocarpes compacts	jaune pâle à jaune dorée	Globuleuse à subglobuleuse ; parfois irrégulière	185µm de diamètre	Un seul hyphe
STRUCTURE SUB-CELLULAIRE						
	Gr X 200	D'après Blaszkowski (2003)		D'après Blaszkowski (2003)		
	Nombre de couches « 03 couches »					
	Couches	Couche 01	Couche 02	Couche 03		
		-Mucilagineuse -Hyaline à blanc rougeâtre dans le réactif de Melzer - Habituellement présentes dans les spores les plus jeunes. -Epaisseur : 1,1µm	-Semi-flexible -Lisse -Hyalines -Rarement présents dans les spores matures -Généralement visibles sous la forme de fragments très décomposés. -Epaisseur : 1,2µm	-Stratifié -Jaune pâle à jaune doré -Epaisseur : 4,5 µm		
						
	Hyphe	D'après Blaszkowski (2003)		D'après Blaszkowski (2003)		
		Couleur	Forme	Couches	Epaisseur	
		Jaune pâle à jaune doré	En forme d'entonnoir	-Composé de trois couches continues avec les couches de la paroi de la spore. -Le pore est fermé par une cloison courbée en continuité avec la troisième couche	Epaisseur de l'hyphe : 2,2 à 4,3µm	
NOTES	- Glomus mosseae est l'une des espèces les plus fréquentes des communautés de champignons mycorhiziens associés à des plantes de différentes régions du monde (Blaszkowski 1993). - Ces spores ressemblent beaucoup à celles de Glomus caledonium (Morton, 1996.)					

Annexe 6. (Suite)

		<i>Gigaspora margarita</i> W.N. Becker & I.R. Hall					
SPORE ENTIERE							
		D'après Blaszkowski (2003)		(Melzer) D'après Blaszkowski (2003)			
		Lieu d'obtention	Etat dans le sol	Couleur	Forme	Taille	Hyphe d'attache
		BEG 34	Isolée	Blanc jaunâtre à jaune tournesol	Globuleuse à subglobuleuse ; parfois ovoïde	357µm de diamètre	Un seul hyphe
STRUCTURE SUB-CELLULAIRE	Couches						
		D'après Blaszkowski (2003)		(Melzer) D'après Blaszkowski (2003)			
		Nombre de couches « 02 couches »					
		Couche 01			Couche 02		
		-Formant la surface des spores - Permanent - Lisse -Hyaline -Epaisseur : 1,9 µm -Ne réagit pas avec le Melzer			-Lisse -Blanc jaunâtre (4a2) à jaune tournesol -Stratifié -Constitué d'un nombre variable de feuillets, chacune 1,5 µm -Epaisseur : 23,4 µm -Dans le réactif de Melzer, elle devient rouge foncé		
	Cellule sporogène						
		D'après Blaszkowski (2003)		D'après Blaszkowski (2003)			
	Couleur	Forme	Nombre de couches		Epaisseur		
	Orange à jaune brunâtre	Claviforme	-Composée de deux couches ; -Couche 01 : hyaline, 1,7 µm d'épaisseur, en continuité avec la couche 01 de paroi de la spore. -Couche 02 : orange à jaune brunâtre, 5,6 µm d'épaisseur, en continuité avec la couche 02 de paroi de la spore.		Epaisseur: 52,5 à 100 µm		
NOTES		Le caractère le plus distinctif de <i>Gigaspora margarita</i> concerne la couleur jaune de ses spores, cette couleur provienne de la pigmentation de la paroi des spores (n'est pas associé avec le contenu de spores comme dans <i>Gigaspora gigantea</i>), et surtout sa relative minceur de la paroi.					

Annexe 7. Paramètres de croissance des plantules d'olivier en fonction des traitements

H: la hauteur des plantules (cm), **PFA:** le poids de la matière fraîche des parties aériennes (g), **PSA:** le poids de la matière sèche des parties aériennes (g), **PFR:** le poids de la matière fraîche des parties racinaires (g), **DM:** la dépendance mycorhizienne.

	H	PFA	PSA	PFR	PFR/PFA	DM	Nbr feuilles	Nbr nœuds
T1	60	10,48	5,97	14,27	1,36		85	122
T2	75	7,65	4,66	7,92	1,04		79	129
T3	36	4,95	3,07	4,41	0,89		54	105
T4	63	11,11	7,11	7,87	0,71		74	116
T5	39	3,64	2,37	2,56	0,7		46	83
Moy	54,6 ±16,62	7,56 ±3,29	4,63 ±1,96	7,40 ±4,47	0,94 ±0,27	/	67,6 ±16,77	1111± 7,96
Ferk1	136	80,49	47,48	63,66	0,79		189	241
Ferk2	182	111,6	69,19	192,96	1,73		293	366
Ferk3	124	69,51	40,31	76,23	1,1		206	264
Ferk4	114	71,97	46,06	80,19	1,11		175	229
Ferk5	172	91,17	59,26	62,31	0,68		244	305
X	145,6 ±29,91	84,948 ±17,14	52,46 ±11,61	95,07 ±55,26	1,082 ±0,40	0,91	221,4 ±47,63	281± 55,66
Mach1	118	67,8	39,32	67,02	0,99		184	241
Mach2	116	62,25	37,97	83,76	1,35		114	181
Mach3	124	72,24	46,88	31,68	0,44		163	238
Mach4	84	60,63	34,8	57,03	0,94		75	137
Mach5	113	79,05	45,85	53,61	0,68		106	185
Moy	111 ±15,62	68,39 ±7,52	40,96 ±5,20	58,62 ±19,07	0,88 ±0,34	0,88	128,4 ±44,29	196.4± 43,63
Mors1	84	57,78	35,24	42,33	0,73		96	161
Mors2	46	7,62	4,71	8,94	1,17		75	125
Mors3	60	16,44	10,66	17,19	1,05		65	126
Mors4	102	42,84	26,99	46,41	1,08		115	181
Mors5	94	48,75	28,76	43,71	0,9		124	188
Moy	77,2 ±23,52	34,68 ±21,58	21,27 ±12,94	31,71 ±17,33	0,98 ±0,17	0,78	95 ±25,20	156.2± 29,73

Glm intr1	134	75,9	42,44	68,28	0,9		131	194
Glm intr2	100	48,93	27,19	57,93	1,18		118	179
Glm intr3	94	44,4	29,06	60,12	1,35		105	161
Glm intr4	124	83,31	47,13	75,45	0,91		148	227
Glm intr5	82	46,92	25,05	38,04	0,81		98	164
Moy	106,8 ±21,56	59,89 ±18,25	34,17 ±9,92	59,96 ±14,08	1,03 ±0,22	0,86	120 ±20,11	185±26,92
Glm mos1	118	57,96	36,02	43,71	0,75		137	205
Glm mos2	102	34,2	21,2	31,47	0,92		123	196
Glm mos3	30	5,73	3,98	3,48	0,61		45	101
Glm mos4	92	42,75	29,13	62,43	1,46		114	171
Glm mos5	124	18,96	11,32	19,95	1,05		187	261
Moy	93,2 ±37,53	31,92 ±20,33	20,33 ±12,96	32,20 ±22,48	0,95 ±0,32	0,77	121,2 ±51,09	186,8± 58,16
Giga mar1	116	31,74	20,05	30,18	0,95		144	212
Giga mar2	108	82,05	46,15	62,64	0,76		151	213
Giga mar3	136	89,07	56,96	70,26	0,79		175	242
Giga mar4	136	95,22	64,6	73,65	0,77		217	225
Giga mar5	124	112,77	68,93	60,15	0,53		138	205
Moy	124 ±12,32	82,17 ±30,40	51,33 ±19,51	59,37 ±17,21	0,76 ±0,15	0,90	165 ±32,28	219.4± 14,54

Annexe 8. Paramètres de la colonisation mycorhizienne arbusculaire dans les plantules d'olivier en fonction des traitements

	F %	M %	m %	A %	a %
Témoin 1	0	0	0	0	0
Témoin 2	0	0	0	0	0
Témoin 3	0	0	0	0	0
Témoin 4	0	0	0	0	0
Témoin 5	0	0	0	0	0
<i>Glomus sp</i> ₁ Ferkene 1	66,67	1,73	2,60	0,03	1,92
<i>Glomus sp</i> ₁ Ferkene 2	60,00	1,53	2,56	0	0
<i>Glomus sp</i> ₁ Ferkene 3	53,33	3,40	6,38	0,02	0,49
<i>Glomus sp</i> ₁ Ferkene 4	50,00	2,00	4,00	0,10	5,00
<i>Glomus sp</i> ₁ Ferkene 5	60,00	2,63	4,39	0,10	3,80
<i>Glomus sp</i> ₂ Machrouha 1	43,33	0,97	2,23	0	0
<i>Glomus sp</i> ₂ Machrouha 2	46,67	1,00	2,14	0,02	1,67
<i>Glomus sp</i> ₂ Machrouha 3	46,67	1,27	2,71	0	0
<i>Glomus sp</i> ₂ Machrouha 4	50,00	1,30	2,60	0,02	1,28
<i>Glomus sp</i> ₂ Machrouha 5	50,00	2,97	5,93	0	0
<i>Glomus sp</i> ₃ Morsott 1	36,67	0,37	1,00	0	0
<i>Glomus sp</i> ₃ Morsott 2	33,33	0,33	1,00	0	0
<i>Glomus sp</i> ₃ Morsott 3	33,33	0,60	1,80	0	0
<i>Glomus sp</i> ₃ Morsott 4	33,33	0,47	1,40	0	0
<i>Glomus sp</i> ₃ Morsott 5	26,67	0,40	1,50	0	0
<i>Glomus intraradices</i> 1	50,00	2,27	4,53	0,12	5,15
<i>Glomus intraradices</i> 2	46,67	0,73	1,57	0	0
<i>Glomus intraradices</i> 3	60,00	3,60	6,00	0	0
<i>Glomus intraradices</i> 4	53,33	4,23	7,94	0,13	3,15
<i>Glomus intraradices</i> 5	46,67	1,40	3,00	0,02	1,19
<i>Glomus mosseae</i> 1	46,67	1,27	2,71	0,02	1,32
<i>Glomus mosseae</i> 2	36,67	2,83	7,73	0	0
<i>Glomus mosseae</i> 3	50,00	1,30	2,60	0,02	1,28
<i>Glomus mosseae</i> 4	46,67	0,87	1,86	0	0
<i>Glomus mosseae</i> 5	46,67	0,73	1,57	0	0
<i>Gigasporamargarita</i> 1	36,67	0,63	1,73	0	0
<i>Gigasporamargarita</i> 2	40,00	0,67	1,67	0,02	2,50
<i>Gigasporamargarita</i> 3	46,67	0,87	1,86	0	0
<i>Gigasporamargarita</i> 4	46,67	0,87	1,86	0,02	1,92
<i>Gigasporamargarita</i> 5	43,33	0,83	1,92	0	0

RÉSUMÉ

Les champignons mycorhizogènes arbusculaires sont très importants dans la vie de la plupart des plantes herbacées, des arbres fruitiers et quelques arbres forestiers. En Algérie, l'olivier (*Olea europaea* L.) représente un potentiel économique précieux pour l'arboriculture fruitière. De ce fait, la connaissance et l'exploitation des champignons mycorhiziens arbusculaires qui lui sont associés pourrait être un outil de son développement durable.

Dans une première phase de notre travail, nous avons recherché les symbiotes mycorhiziens dans leur forme colonisatrice (au niveau des racines de l'olivier) et dans leur forme spores (au niveau du sol) dans trois stations de l'est algérien (Machrouha, Ferkeni et Morsott) pendant les quatre saisons des années 2010, 2011 et 2012. . Ainsi la diversité sporale a été décrite et trois morphotypes, les plus abondants, *Glomus constrictum*, *Glomus sp1* et *Glomus sp2* ont été extraits et multipliés sur Sorgho pour servir d'inoculum par la suite.

Dans une seconde phase et dans le but d'améliorer la production de la variété Ferkeni de l'olivier (endémique de la région), des inoculations contrôlées par les champignons isolés et par des champignons de commerce (*Glomus mossea*, *Glomus intraradices* et *Gigaspora margarita*) ont été effectuées sur des plantules issues de boutures réalisées par nous mêmes. Enfin nous avons effectué un essai de micro-propagation et un suivi phénologique de la variété Ferkeni.

Les résultats obtenus montrent que l'olivier est dépendant de son association mycorhizienne qui est plus importante notamment au printemps et sous climat subhumide. L'étude montre également que les facteurs climatiques ; températures et précipitations exercent une influence significative sur la variation des paramètres de la mycorhization. Ainsi, les plus grandes densités de spores ont été observées sous climat sub-humide. Le nombre le plus probable de propagules varie significativement suivant les années et les climats des stations d'étude, il est le plus élevé sous climat sub-humide durant l'année 2012. Aussi, le potentiel de mycorhization naturelle est évalué entre 465 à 1950 propagules/kg de sol.

Par ailleurs, les trois souches de champignons isolées, multipliées et inoculées au Sorgho et à la variété Ferkeni ont été toutes infectives et efficaces, cependant les souches les plus efficaces sur Sorgho ne le sont pas forcément sur la variété Ferkeni et vice-versa.

Enfin, le suivi de la phénologie de cette variété a permis de déterminer la chronologie des différents stades végétatifs dans la région d'étude et de conclure que la floraison est plus précoce par rapport aux autres variétés ce qui est corrélé avec les caractéristiques climatiques locales.

Cette étude devrait être poursuivie par des application en pépinière et au champs afin d'optimiser la croissance de l'olivier en général et de la variété Ferkeni en particulier.

MOTS-CLEFS : *Olea europaea*, variété Ferkeni, champignons mycorhiziens arbusculaires, biodiversité, climat, inoculation contrôlée, culture in vitro, phénologie, Est algérien.

Mycorrhizal dependency in the Olive tree (*Olea europaea* L.) in East Algeria and controlled mycorrhization of the variety Ferkeni

SUMMARY

Arbuscular mycorrhizal fungi are very important in the lives of most herbaceous plants, fruit trees and some forest trees. The variety Ferkeni of olive (*Olea europaea* L.) has an important economic potential in the development of arboriculture in Algeria. Therefore, knowledge and use of arbuscular mycorrhizal fungi associated with it could be a tool for sustainable development.

In the first phase of our work, we investigated the mycorrhizal symbionts in their colonial form (at the roots of the olive tree) and their spores form (at ground level) in three stations in eastern Algeria (Machrouha, Ferkeni and Morsott) during the four seasons of the years 2010, 2011 and 2012. Spore diversity has been described and three morphotypes, most abundant, *Glomus constrictum*, *Glomus* sp1 and sp2 *Glomus* were extracted and multiplied on sorghum for use as inoculum thereafter.

In a second phase in order to improve the production of Ferkeni variety of olive (endemic to the region), inoculations controlled by the isolated and the commercial fungi (*Glomus mossea*, *Glomus intraradices* and *Gigaspora margarita*) were carried out on cuttings plantlets produced by us. Finally, we conducted a test of micro-propagation and phenological monitoring of the variety Ferkeni.

The results obtained show that the olive tree is dependent on its mycorrhizal association, which is more important, especially in the spring and in subhumid climate. The study also shows that climatic factors; temperatures and rainfall have a significant influence on the variation of parameters of the mycorrhiza. Thus, the highest densities of spores were observed under sub-humid climate. The most probable number of propagules varies significantly depending on the year and climate of the stations of study, it is the highest in sub-humid climate during 2012. Besides, the potential for natural mycorrhization was estimated between 465 to 1,950 propagules/kg of soil.

Furthermore, In addition, the three selected spores of fungi isolated and used for inoculation tests on Sorghum and Ferkeni variety were all infectives and effective, However, the spores most effective on Sorghum are not necessarily the same on the variety Ferkeni and vice versa. Finally, monitoring of the phenology of this variety has determined the chronology of different vegetative stages in the study area and concluded that the earlier flowering compared to other varieties is correlated with local climate characteristics.

This study should be pursued by application in nursery and fields, to optimize the growth of the olive tree in general and in particular Ferkeni variety.

KEYWORDS: *Olea europaea*, Ferkeni variety, arbuscular mycorrhizal fungi, biodiversity, climate, controlled inoculation, in vitro culture, phenology, eastern Algeria.

التعلق الميكوريزي لدى شجرة الزيتون (*Olea europaea* L.) في شرق الجزائر، مع الميكوريزا المراقبة عند نوعية فركاني

الملخص

الفطريات الجذرية الداخلية مهمة جدا في حياة معظم النباتات العشبية وأشجار الفاكهة وبعض أشجار الغابات. إن نوعية "فركاني" للزيتون (*Olea europaea*) تملك إمكانات إقتصادية مهمة جدا بالنسبة لزراعة الأشجار في الجزائر. وبالتالي فمن أجل تحسين إنتاج هذه النوعية، فإن معرفة واستخدام الفطريات الجذرية الداخلية المرتبطة به يمكن أن يكون أداة للتنمية المستدامة . في المرحلة الأولى من عملنا، سعينا للبحث عن الميكوريزات المتكافلة في شكلها الاستعماري (في جذور شجرة الزيتون) وفي شكل الأبواغ (على مستوى التربة) وذلك في ثلاث محطات في شرق الجزائر (مشروحة، مرسط، فركان) خلال الفصول الأربعة للسنوات 2010، 2011، 2012. ولقد تم وصف تنوع الأبواغ و فصل ثلاث الأشكال الثلاثة الأكثر وفرة (*Glomus constrictum*, *Glomus sp1* et *Glomus sp2*) ، ومضاعفها على الذرة لاستخدامها في اللقاح بعد ذلك.

في المرحلة الثانية ومن أجل تحسين إنتاج شجرة الزيتون نوعية "فركاني" (الخاصة بالمنطقة)، تم تلقيح الشتلات من هذا النوعية والمتحصل عليها عن طريق العقل، بالأبواغ الفطرية التي تم اختيارها وفصلها وكذلك ببعض الأبواغ الفطرية التجارية (*Glomus mossea*, *Glomus intraradices* et *Gigaspora margarita*) ثم في الأخير قمنا بمحاولة الزرع الأنبوبي وتتبع مراحل النمو لنوعية فركاني.

النتائج التي تم الحصول عليها تشير إلى أن شجرة الزيتون مرتبطة بالتكافل الميكوريزي والتي تكون بالغة الأهمية خاصة في فصل الربيع وتحت مناخ شبه رطب. كما بينت الدراسة أيضا أن العوامل المناخية كدرجات الحرارة وكمية التساقطات تؤثر تأثيرا هاما على نسبة تغيرات معايير الميكوريزا، حيث لوحظ أن أكبر كثافة للأبواغ تتواجد تحت المناخ شبه الرطب. بالإضافة إلى ذلك فإن العدد الأكثر احتمالا من المنشورات يتغير إحصائيا بشكل معتبر تبعا لسنوات الدراسة والمناطق المناخية، حيث سُجِلت أعلى القيم في المناخ شبه الرطب وفي سنة 2012. كذلك تتراوح قدرة الميكوريزا الطبيعية بين 465 إلى 1,950 مُثْبِرَة/كغ تربة. من جهة أخرى، كانت جميع السلالات الثلاثة المختارة للفطريات التي تم عزلها و تلقيحها على ذرة الصورقو و نوعية فركاني ذات عدوى وفعالية حتى وإن كانت السلالات الأكثر فعالية على ذرة الصورقو ليست بالضرورة بالفعالية نفسها على مستوى نوعية فركاني والعكس بالعكس.

في الأخير سمح تتبع مراحل النمو لدى هذه النوعية بتحديد التسلسل الزمني للمراحل المختلفة في منطقة الدراسة حيث أُسْتَنْجَ أن مرحلة الإزهار تحدث في زمن مبكر مقارنة مع نوعيات الزيتون الأخرى، وهذا راجع للخصائص المناخية المحلية.

إن مثل هذه الدراسة تتطلب متابعة، وذلك من خلال تطبيقها على المشاتل والحقول وهذا لتحسين نمو شجرة الزيتون بشكل عام و نوعية "فركاني" وجه الخصوص.

الكلمات الدالة: الزيتون *Olea europaea*، نوعية فركاني، الفطريات الجذرية الداخلية، التنوع، المناخ، التلقيح، الزراعة الأنبوبية، مراحل النمو، الشرق الجزائري.